

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université SAAD DAHLEB -Blida 1

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biotechnologie



Mémoire en Vue d'Obtention du Diplôme de Master en Biotechnologie

Option : Biotechnologie des Plantes Aromatiques et Médicinales et des Produits Naturels

Thème

**Utilisation d'extraits d'algues comme
Bio -stimulants de la tomate**

Présenté par : Mekarzia Meriem Soutenu : Le 20 / 09/2017

Devant le jury :

M^{me} Moumene. S.	Maître de conférence B	USDB1	Présidente
M^{me} Hammiche A.	Maitre de conférences B	USDB1	Promotrice
M^{me} Outtar F.	Maître de conférences B	USDTB1	Examinatrice

2016-2017

REMERCIEMENTS

J'exprime mes sincères remerciements à monsieur Cherbi Y. pour son aide et ses orientations.

*Toutes nos profondes gratitudes à **Mme Hammiche A.** Maître De conférences à l'université Saad DAHLEB de Blida 1 pour son dévouement incomparable, son encadrement et pour la confiance qu'elle m'a accordé pour mener à bien ce travail.*

Ma très vive gratitude va également à madame Moumene S. Maître assistante A à l'USDBI. D'avoir accepté d'assurer la présidence du jury de ce mémoire.

Mes remerciements et toute ma reconnaissance à madame OUTTAR F. Maître assistante A à l'USDBI, d'avoir accepté d'examiner ce mémoire.

Mes remerciements s'adressent également à tous mes enseignants, qui ont donné les bases de la science.

Enfin, merci à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin, directement ou indirectement à la réalisation de ce mémoire.

DEDICACE

Je dédie ce modeste travail

A l'aide de dieu tout puissant, qui m'a tracé le chemin de ma vie,

*J'ai pu réaliser ce travail que je dédie
A mes parents....*

*A mes frères et ma sœur Aicha .
A mon cher oncle Zouaoui Kamel.*

A toute la famille Mekarzia, Zouaoui.

*A mes meilleurs amies : Oucherif Nabila, Bzina Razika, Mahiédine Meriem,
Djoglale Meriem, Idjlidane Bilal, Aribi Nourddinne*

A tous ceux qui m'aiment.

MERIEM

Liste des abréviations

ANOVA: analyses de variance.

D1 : extrait aqueux a dose 25% de concentration.

D2 : extrait aqueux a dose 50% de concentration.

D3 : extrait aqueux a dose 100 % de concentration.

DO : Densité optique.

EAG : Equivalent d'acide gallique.

EAQ: Extrait queux.

ISO: organisation internationale de normalisation.

L1 : premier stade de développement.

L2 : deuxième stade de développement.

L3 : troisième stade de développement.

M1% : pourcentage de mortalités chez le témoin.

M2% : pourcentage de mortalités chez les traites.

Max : maximum.

MC% : pourcentage de mortalité corrige.

MS : Matière sèche.

P : production.

S : superficie.

T% : taux de teneur d'eau.

UV : Ultra-violet.

Listes des figures

Figure01 : Différentes parties d'algue.....	6
Figure 02 : Trois groupes d'algues a : Algue brune, b : Algue rouge, c : Algue verte	6
Figure 03 : Algue verte	7
Figure 04 : Algue rouge	8
Figure 05 : Algue brune	8
Figure 06 : Espèce d'algue verte (<i>Ulva linza</i>).....	10
Figure 07 : Espèce d'algue brune (<i>Fucus sp</i>)	11
Figure 08 : Fruits de tomate.....	17
Figure 9 : maturité fruits de tomate.....	18
Figure 10 : Adulte ailes étalées, de façon plane (Direction du Développement Rural - Province Sud, 2008).....	20
Figure 11 : Cycle biologique d'un aleurode (Direction du Développement Rural - Province Sud, 2008).....	21
Figure 12 : les larves d' <i>Aleurodes</i> « Boîte ronde » ciliée (Direction du Développement Rural - Province Sud, 2008).....	22
Figure 13 : Site d'échantillonnage : Gouraya (Tipaza).....	25
Figure 14 : poudre d'algue brune (<i>Fucus .sp</i>)	26
Figure 15 : poudre d'algue verte (<i>Ulva linza</i>)	26
Figure 16 : Semence des graines tomate.	27
Figure 17 : Transplanter des plantes de tomate.....	27
Figure 18 : Différentes étapes de la réalisation de la technique de double coloration...28	
Figure 19 : Principe du dosage colorimétrique des sucres totaux par la méthode de Dubois...37	

Listes des figures

Figure 20 : <i>Ulva linza</i> à l'œil nu	42
Figure 21 : Coupe transversale d' <i>Ulva linza</i> observé en microscope photonique : (G X 40) algue vertes	42
Figure 22 : <i>Fucus sp</i> à l'œil nu... ..	43
Figure 23 : Coupe transversale de <i>Fucus. sp</i> observé en loup binoculaire	43
Figure 24 : Coupe transversale de <i>Fucus sp</i> . Observé en microscope photonique : (G X 40) algue brune.....	43
Figure 25 : Paramètre de croissance de la tomate sous l'effet des extraits d'algues selon la dose 100%.....	48
Figure 26 : Paramètre de croissance de la tomate sous l'effet des extraits d'algues selon la dose 50%.	49
Figure 27 : Paramètre de croissance de la tomate sous l'effet des extraits d'algues selon la dose 25%.	50
Figure 28 : Représentation graphique du taux Mortalités en utilisant l'extrait aqueux de l'algue verte (<i>Ulva linza</i>) à <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (<i>Aleurodes</i>) sur la tomate.....	52
Figure 29 : représentation graphique du taux de mortalité suivant de l'extrait aqueux de l'algue brune (<i>Fucus sp</i> à <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (<i>Aleurodes</i>) sur la tomate).....	53

Liste des tableaux

Tableau 01 : Evolution de la tomate maraichère en Algérie entre 2003 et 2012.....	16
Tableau 02 : Dosage différentiel spectrophotométrique, des polyphénols totaux de l'extrait méthanolique et l'infusé.....	35
Tableau03 : Seuils minimaux de détection des différentes méthodes colorimétriques utilisées au cours de l'étude.....	36
Tableau 04 : Résultat de test screening chimique des deux espèces d'algue étudiées.....	44
Tableau 05 : Teneur en eau (T %) et en poids (p %) des deux espèces d'algue étudiées: (<i>Ulva linza</i>) et (<i>Fucus sp</i>).....	45
Tableau 06 : Concentrations des polyphénols obtenus par dosage spectrophotométrique...	46
Tableau 07 : Concentrations des polysaccharides obtenus par dosage spectrophotométrique.	47
Tableau 08 : paramètres de la croissance de la plantes à l'effet bio stimulant des extraits d'algues selon la dose.....	48
Tableau 9 : taux de mortalité suivant l'extrait aqueux des deux types des algues (<i>ULva linza</i> et <i>Fucus sp</i>) contre les adultes et les œufs <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (<i>Aleurodes</i>)...	51
Tableau 10 : Analyse de la variance de l'effet de traitement des larves <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (<i>Aleurodes</i>) avec l'extrait aqueux de l'algue brune (<i>Fucus sp</i>).....	54
Tableau 11 : analyse de la variance de l'effet de traitement des larves <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (<i>Aleurodes</i>) Avec l'extrait aqueux des algues vertes (<i>Ulva linza</i>).....	54
Tableau 12 : Calcule des DL50 de l'effet de traitement de avec l'extrait aqueux des algues vertes <i>Ulva linza</i> , <i>Fucus sp</i>	55

Résumé

Une grande partie de l'intérêt des recherches actuelles porte sur l'étude de molécules bioactives naturelles qui se trouve dans les différents types d'algues marines et leur utilisation comme bio- stimulant et bioinsecticide.

Dans cette étude, il est utilisé les extraits de deux algues *Ulva linza* et *Fucus sp.* Comme biostimulant chez la tomate et bioinsecticide contre l'aleurode des serres. Pour montrer ces effets, on s'est intéressé à l'étude chimique de matière algale qui a permis de mettre en évidence des polyphénols, des flavonoïdes, des tanins totaux, des tanins galliques, des tanins catéchiques, les anthocyanes, les hétérosides, les flavonoïdes et les composés réducteurs dans ces extraits.

Un effet positif de bio- stimulation sur la croissance et le développement de différentes parties de tomates cultivée est observé ainsi qu'un effet bio insecticide contre les aleurodes.

Mots clés : Algues, tomate, bio-stimulation , bio-insecticide, aleurodes.

ABSTRACT

Much of the interest of current research concerns the study of natural bioactive molecules found in the different type of marine algae and their use as natural bio-stimulating extract and to know the effect of this on active insecticides of cultivated tomatoes. Our work is based on the chemical of powder algae study of biological activity.

The chemical tests of powder algae carried out made it possible to demonstrate polyphénols, flavonoids, total tannins, gallic tannins, catchic tannins, anthocyanins, heterosids, flavonoids and reducing compounds of the algae extract. In the course of the scientific work on the extract of green and brown algae there is a positive bio-stimulation effect on the growth and development of different parts of tomatoes cultivates, to test the effect of extract d algae on inhibition and whiteflies by a proportional effect.

Key words: bio-stimulant, bioinsecticide, algae, aleurods, tomato.

الملخص

جزء كبير من البحوث تهتم حاليا بالمواد الحيوية الطبيعية الموجودة في مختلف الطحالب البحرية و استخدامها كمحفز طبيعي و كمبيدات الحشرية .

في دراستنا لتي قمنا بها استخدمنا نوعين من مستخلص الطحالب *Ulva linza* , *Fucus sp*. كمحفز لنبات الطماطم و مبيد حشري ضد الفراش الأبيض في البيوت البلاستكية.

و لإظهار أهمية دراستنا قمنا بإجراء اختبار كيميائي للمادة الجافة للطحالب . و التي أظهرت وجود البوليفينولات و الفلافونيد و التانان الكلي و التانان غالليك و التانان كاتيشيك و الانتوسيان و ايتيغوزيد و المركبات الأرجاعية لهذه المستخلصات .

أما تأثير المحفز الطبيعي على نمو و تطور مختلف أجزاء نبتة الطماطم المغروسة فهو تأثير ايجابي كذلك بالنسبة لفاعلية المبيد الحشري ضد الفراش الأبيض .

الكلمات المفتاحية : الطحالب البحرية - محفز طبيعي- مبيدات الحشرية- الفراش الأبيض- الطماطم .

Résumé

Une grande partie de l'intérêt des recherches actuelles porte sur l'étude de molécules bioactives naturelles qui se trouve dans les différents types d'algues marines et leur utilisation comme bio- stimulant et bioinsecticide.

Dans cette étude, il est utilisé les extraits de deux algues *Ulva linza* et *Fucus sp.* Comme biostimulant chez la tomate et bioinsecticide contre l'aleurode des serres. Pour montrer ces effets, on s'est intéressé à l'étude chimique de matière algale qui a permis de mettre en évidence des polyphénols, des flavonoïdes, des tanins totaux, des tanins galliques, des tanins catéchiques, les anthocyanes, les hétérosides, les flavonoïdes et les composés réducteurs dans ces extraits.

Un effet positif de bio- stimulation sur la croissance et le développement de différentes parties de tomates cultivée est observé ainsi qu'un effet bio insecticide contre les aleurodes.

Mots clés : Algues, tomate, bio-stimulation , bio-insecticide, aleurodes.

ABSTRACT

Much of the interest of current research concerns the study of natural bioactive molecules found in the different type of marine algae and their use as natural bio-stimulating extract and to know the effect of this on active insecticides of cultivated tomatoes. Our work is based on the chemical of powder algae study of biological activity.

The chemical tests of powder algae carried out made it possible to demonstrate polyphénols, flavonoids, total tannins, gallic tannins, catchic tannins, anthocyanins, heterosids, flavonoids and reducing compounds of the algae extract. In the course of the scientific work on the extract of green and brown algae there is a positive bio-stimulation effect on the growth and development of different parts of tomatoes cultivates, to test the effect of extract d algae on inhibition and whiteflies by a proportional effect.

Key words: bio-stimulant, bioinsecticide, algae, aleurods, tomato.

الملخص

جزء كبير من البحوث تهتم حاليا بالمواد الحيوية الطبيعية الموجودة في مختلف الطحالب البحرية و استخدامها كمحفز طبيعي و كمبيدات الحشرية .

في دراستنا لتي قمنا بها استخدمنا نوعين من مستخلص الطحالب *Ulva linza* , *Fucus sp*. كمحفز لنبات الطماطم و مبيد حشري ضد الفراش الأبيض في البيوت البلاستكية.

و لإظهار أهمية دراستنا قمنا بإجراء اختبار كيميائي للمادة الجافة للطحالب . و التي أظهرت وجود البوليفينولات و الفلافونيد و التانا الكلي و التانا غاليك و التانا كاتيشيك و الانتوسيان و ايتيغوزيد و المركبات الأرجاعية لهذه المستخلصات .

أما تأثير المحفز الطبيعي على نمو و تطور مختلف أجزاء نبتة الطماطم المغروسة فهو تأثير ايجابي كذلك بالنسبة لفاعلية المبيد الحشري ضد الفراش الأبيض .

الكلمات المفتاحية : الطحالب البحرية - محفز طبيعي- مبيدات الحشرية- الفراش الأبيض- الطماطم .

Glossaire

Glossaire

Acides uronique : sont des composés chimiques obtenus par oxydation du dernier carbone des oses simple (ose acide). Ils entrent dans la composition des glycoaminoglycannes constituant essentiels des matrices extracellulaires.

Aerocystes : est un organe particulier sous la forme d'une vésicule remplie de gaz, souvent simplement remplies d'air, mais chez les algues, cette vésicule gazeuse d'azote joue le rôle de flotteur. Un aerocyste est aëriifère.

Anthocyanidol : sont une sous-classe des flavonoïdes au sens large. Ce sont des pigments naturels, basés sur la structure de l'ion flavylum (ion 2-phénylchroménylium). Leurs dérivés hétérosides sont appelés anthocyanes, anthocyanosides ou encore anthocyanines.

Claophorales : sont un ordre d'algues vertes de la classe des Ulvophyceae.

Eliciteurs : est une molécule produite par un agent phytopathogène ou un ravageur, qui induit chez une plante la production de phytoalexines et par extension, une molécule qui déclenche les mécanismes de défense des plantes avec production de substances défensives. En d'autres termes une substance bioactive est caractérisée par sa possession d'une activité biologique.

Endophytes : sont des organismes qui accomplissent tout ou partie de leur cycle de vie à l'intérieur d'une plante, de manière symbiotique, c'est-à-dire avec un bénéfice mutuel pour les deux organismes ou sans conséquences négatives pour la plante.

Entéromorphe : est un genre d'algues vertes de la famille des Ulvaceae. Selon certaines sources, le taxon Enteromorpha n'est pas valide et les espèces qu'il renferme sont placées dans le genre Ulva.

Gisement : Lieu où un matériel géologique donné s'est accumulé et que l'on peut exploiter en totalité ou en partie : Un gisement d'or. Gisement pétrolier.

Irrigation : est l'opération consistant à apporter artificiellement de l'eau à des végétaux cultivés pour en augmenter la production et permettre leur développement normal, en cas de déficit d'eau induit par un déficit pluviométrique, un drainage excessif ou une baisse de nappe, en particulier dans les zones arides.

Glossaire

Meristoderme : est un épiderme méristématique, avec une croissance en épaisseur. Chez les algues de grande taille, c'est un méristème assurant la croissance en diamètre du stipe. Chez les laminaires, il est contient les cystes et les paraphyses pour la reproduction dans deux zones corticales pigmentées.

Méthode colorimétrie : est une méthode indirecte, basées sur l'évolution d'une propriété physique au cours du temps, présentes l'avantage de ne pas affecter le milieu réactionnel pendant la réaction et de permettre un suivi en continu.

Phycocyanine : est l'association de protéines de la famille des phycobiliprotéines, et de pigments hydrosolubles de la photosynthèse. Toutes les phycobiliprotéines sont solubles dans l'eau et ne peuvent donc exister à l'intérieur d'une membrane, contrairement aux complexes protéines-pigments des végétaux supérieurs, (porteurs de caroténoïdes, et de chlorophylles), mais peuvent s'agréger pour former des complexes collecteurs de lumière, nommés phycobilisomes, qui adhèrent à la membrane thylakoïdale.

Phycoerythine : est une phycobiliprotéine. C'est un pigment rouge que l'on trouve chez certaines cyanobactéries, la plupart des algues rouges et certaines cryptophytes. caractérisées par une série d'adaptations à la vie hors de l'eau, et sont donc responsables de la colonisation de la terre par les plantes.

Produit SDP : On définit par le terme SDP toute substance ou tout micro-organisme vivant non pathogène qui, appliqué sur une plante, est capable de promouvoir un état de résistance significativement plus élevé par rapport à une plante non traitée, face à des stress biotiques.

Introduction

Introduction

Qu'elles soient vertes, brunes, rouges ou bleus, microscopique ou macroscopique, les algues doivent absolument trouver, ou retrouver, la place qui leur revient car elles vont nous aider à résoudre certains grands problèmes auxquels l'humanité est confrontée aujourd'hui, ceux touchant à l'écologie à l'alimentation et qui impliquent des solutions urgentes afin d'éviter des catastrophes mondiales dont on mesure mal, ou dont on veut ignorer, l'importance et la gravité.

Utilisées depuis des millénaires par les populations littorales pour leurs hautes valeurs nutritives, les algues constituent aujourd'hui un intérêt majeur de développement économique ainsi, la masse monétaire brassée chaque année par l'industrie algale est croissante et estimée en 2003 entre 5,5 et 6 milliards de dollars (**Mouhri 2012, 2013**).

Depuis plusieurs années, un regard particulier est porté sur la recherche de nouvelles substances d'intérêts biotechnologiques aussi bien sur le marché pharmaceutique et cosmétique. 30% des substances actives ont été développées à partir des substances naturelles dont 10% ont été isolées à partir des macros algues (**Mouhri 2012,2013**).

L'extrait d'algues est l'un des composés anti stress efficace et un bio-stimulant utilisé en tant que fertilisant de sol pour améliorer la croissance des plantes (**Hurtado et al. 2009**). Plusieurs études ont révélé les avantages d'extraits d'algues sur les plantes tel-que l'amélioration de la performance des cultures et le rendement et l'amélioration de la résistance au stress biotique et abiotique (**Eyras et al 2008; Norrie et Keathley 2006**). Ils pourraient également améliorer la disponibilité des nutriments et la productivité (**Aziz et al. 2011**). Ils ont également la capacité d'améliorer la tolérance au stress chez nombreuses espèces de plantes par augmentation de la concentration des molécules bioactives (**Fan et al 2011; Rayirath et al.2009**).

En transformant davantage cette matière première, et notamment en extrayant certaines molécules, des sociétés ont breveté des stimulateurs naturels des défenses contre les maladies du blé, mais aussi des bio stimulants de nutrition, de fécondation ou de croissance des arbres fruitiers, légumes, vigne et céréales.

Les algues avec les spongiaires sont parmi les organismes marins producteurs de métabolites intéressants. Ils fournissent à eux seuls plus d'un tiers des molécules isolées du milieu marin (**Munoz, 2011**).

Introduction

Dans le but de valoriser les algues issues de notre littoral, en premier lieu, une étude sur la composition chimique de deux types d'algues est réalisée. En deuxième lieu, on s'est intéressé à l'effet de leurs extraits aqueux sur la stimulation des plantes mais aussi sur leur effet insecticide contre les aleurodes de la tomate connus pour être des ravageurs redoutables de cette culture.

Des données bibliographiques concernant les algues, leurs composants, la culture de tomate et l'aleurode des serres sont mentionnées dans le chapitre 1. Les différentes techniques adoptées en méthodologie aussi bien sur le terrain qu'au laboratoire sont placées dans le deuxième chapitre. Le troisième chapitre rassemble les résultats et les discussions relatifs à la composition chimique des algues et ceux concernant les effets des extraits aqueux autant que bio stimulant et bio insecticide chez la tomate. Une conclusion générale termine ce travail.

I-1-Généralités sur les algues

I-1-1-Définition

Les algues, ou phéophytes du grec (Phukos = algue ; phuton = plantes), sont des organismes chlorophylliens. Elles sont donc autotrophes (**Roland et Vian, 1999**).

Elles se développent dans l'eau ou dans des milieux très humides. Bien qu'elles soient abondantes dans les eaux des mers, des lacs, des marais et dans les eaux thermales, on les trouve également sur les rochers humides et sur la terre. Exceptionnellement, elles peuvent être endophytes de tissus animaux ou végétaux. L'air, la lumière et les sels dissous sont, en plus de l'eau, nécessaires à leur développement (**Duran et Levéque, 1980**).

I-1-2-Morphologie structurelle

Les algues ont des couleurs variées dues à la présence de pigments masquant plus ou moins la chlorophylle. Ce caractère conduit à subdiviser le groupe en trois grandes lignées : Les algues vertes, les algues brunes et les algues rouges. Chaque lignée renferme des espèces unicellulaires, considérées souvent comme primitives et des espèces pluricellulaires de complexité croissante dans laquelle la division du travail physiologique est progressivement plus marquée (**Roland et Vian, 1999**).

Les algues proprement dites, celles qui couvrent les régions littorales sont formées de trois parties plus ou moins nettes :

- 1- **Crampon** (ou bulbe) ressemble un peu aux racines des plantes terrestres, qui n'est pas un organe de nutrition mais simplement un organe de fixation.
- 2- **Stipe** présente la forme d'une tige cylindrique assez souple et très rameuse, de longueur très variable. Le stipe est le corps même de l'algue et sert chez quelques-unes de réserves alimentaires.

3 - **Lame**, fronde ou thalle est formée de tissus souples plus ou moins perméables suivant la saison et le milieu ambiant. Elle permet l'absorption des substances qui assurent la nutrition de l'algue et l'accumulation des réserves, renferme les pigments, servant à utiliser les radiations lumineuses et porte les organes reproducteurs : les spores, les sporanges et les receptacles (**Boudarel, 1948**). (*Figure 1*).

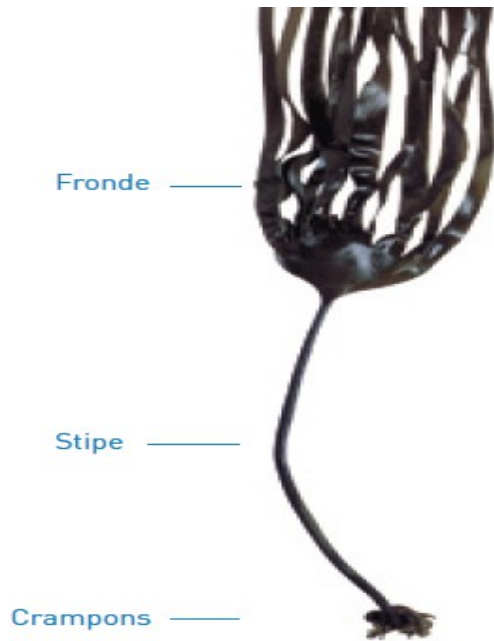


Figure1 : Différentes parties d'algue.

I-1-3- Différents groupes d'algues

Les trois grandes lignées d'algues pluricellulaires, brunes, rouges et vertes, sont majoritairement présentes en milieu marin, mais certaines familles ont aussi conquis les eaux douces (Creis, 2015). (Figure2).



Figure 2 : Trois groupes d'algues a : Algue brune, b : Algue rouge, c : Algue verte (Anonyme, 2017).

I-1-3-1-Algues vertes (les Chlorophytes)

Elles sont comme tous les groupes suivants des eucaryotes à noyau bien individualisé; elles possèdent des plastes d'un vert franc contenant de la chlorophylle a et b associée à de l' α et β carotène et des xanthophylles identiques à celles des plantes supérieures (**Feldmann, 1966**). (figure3).



Figure 03: Algue verte (**Splingart, 2013**).

I-1-3-2 - Algues rouges (les Rhodophytes)

Elles sont le plus souvent des algues marines et leur présence dans les eaux douces se limite à une trentaine de genres peu fréquents. Leurs pigments sont constitués par des chlorophylles a et d, des α et β carotènes, des xanthophylles et des biliprotéines (Phycoérythrine et Phycocyanine) (**Feldmann, 1966**). (Figure4).



Figure 04: Algue rouge (Splingart, 2013).

1-1-3-3-- Algues brunes (les Phéophycées)

Ce sont des organismes marins multicellulaires photosynthétiques évolutivement éloignés des plantes terrestres, avec une paroi cellulaire distinctive. Ils disposent d'hydrates de carbone partagés avec des plantes (cellulose) (Feldmann, 1966). (Figure5).



Figure 5 : algue brune (fucus sp), (Feldmann, 1966).

I-1-4- Reproduction des algues

Dans de très nombreux cas, la reproduction des algues s'effectue par multiplication végétative. Il s'agit d'une multiplication sexuée qui consiste en la division d'une cellule isolée (cas des algues bleues), soit en une fragmentation de thalle aboutissant à la formation de plusieurs organismes identiques. Elle est souvent réalisée par la formation de cellules spécialisées: les spores. Les algues eucaryotes réalisent en plus une reproduction sexuée au cours de laquelle l'union de deux cellules reproductrices, ou gamètes, produit un œuf, ou zygote. La reproduction des algues se déroule ainsi selon une alternance de phases de reproduction asexuée assurée par les thalles (sporophytes), et de phases de reproduction sexuée, assurée par des thalles producteurs de gamètes (gamétophytes) (**Garon-Lardiere, 2004**).

I-1-5- Présentation des espèces d'algues

Dans ce qui suit, il sera question de donner les caractéristiques des algues concernées par la présente étude

I-1-5-1- Caractéristiques d'*Ulva linza*

I-1-5-1-1- Taxonomie

Ulva linza est une espèce d'algues vertes de la famille des Ulvaceae (précédemment Enteromorpha linza). Sa taxonomie est comme suit : (Figure 6).

S. Règne: Thallophytes.

Phylum: Chlorophycées.

Classe : Chlorophycées.

S. classe: Ulothricophycées.

Ordre : Ulothricales.

Famille: Ulothricacées (ulvacées).

Genre espèce: *Ulva linza*. L.

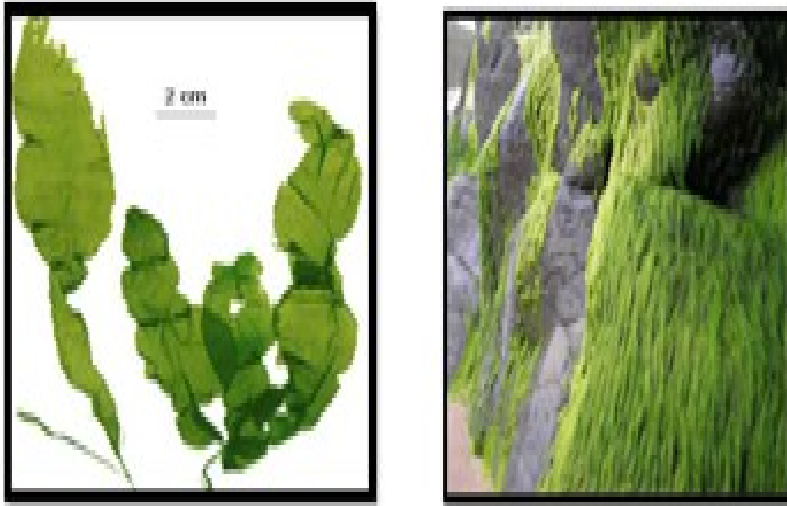


Figure 6: Espèce d'algue verte (*Ulva linza*). (Benguedda-Rahal, 2011).

I-1-5-1-2-Reproduction

Chez les algues du genre *Ulva*, le contenu des cellules de la marge se divise et se différencie en zoïdes qui à maturité, sont libérés par une perforation circulaire, les thalles ayant émis leurs zoïdes sont aisément reconnaissables à leurs marges incolores, réduites aux parois des cystes vides. Certains thalles sont des gamétophytes, mâles ou femelles, les gamètes fusionnent pour former un phanozygote diploïde pourvu de quatre flagelles. Au bout d'un certain temps, le zygote se fixe, perd ses flagelles, s'entoure d'une paroi et se développe en thalle diploïde, morphologiquement tout à fait similaire aux gamétophytes, mais qui produit des spores. Ces spores sont quadri-flagellées et produites après méiose. Elles germent en de nouveaux gamétophytes haploïdes. Le premier stade de la germination des spores ou des zygotes est filamenteux. Le cycle est digénétique haplo-diplontique et les générations sont morphologiquement identiques. Il est dit ; isomorphe (Bruno, 2002).

I-1-5-1-3- Morphologie

Reclassées parmi les Ulvales, les entéromorphes sont des algues annuelles très communes qui se développent généralement en quantité très importantes, sur les rochers, et dans les cuvettes au niveau des étages médio- et infra-littoral. Leurs frondes de couleur vert pâle à vert foncé peuvent atteindre de 25 à 30 cm ou plus selon les espèces. Elles sont formées par un tube aplati plus ou moins ramifié alternant des segments gonflés et des étranglements. Elles sont fixées au substrat par un stipe étroit (Julien, 2007).

Ce sont des algues à structure palissadique, ayant la forme d'un tube dont le diamètre est assez constant chez un même individu, mais variable selon les espèces. Ce tube peut parfois être aplati, ou ramifié alternant des segments gonflés et des étranglements. La paroi du tube est formée d'une couche unique de cellules. Chaque cellule végétative possède un seul noyau et un seul chloroplaste (Julien, 2007).

I-1-5-2- Caractéristiques du genre *Fucus*

I-1-5-2- 1- Taxonomie

Le genre *Fucus* est décrit par Linné en 1753. Il appartient à la famille des [Fucacées](#). Les espèces appartenant à ce genre sont dites [algues brunes](#) ([Phéophycée](#)). Le thalle est muni de flotteurs, des aérocystes. Chez les fucus, le thalle est pérenne et rejoint la roche en utilisant une "tige" discoïde . (Figure8)



Figure 7: Espèce d'algue brune (*Fucus sp.*). (Anonyme2017).

I-1-5-2- 2- Reproduction

Ces algues ont un cycle de vie relativement simple et produisent un seul type de thalle qui pousse à une taille maximale de 2 mètres. Les cavités fertiles, des gamétophytes,

contenant les cellules germinales sont contenues dans des récipients à proximité des extrémités des branches. Après la méiose, ils sont produits et libérés par les ovogonies et les anthères puis la fécondation se produit et le zygote se développe directement dans la plante diploïde. Ce cycle de vie peut être considéré comme analogue aux plantes à fleurs, mais chez les algues, les ovogonies sont libérées et fécondées en mer, tandis que chez les plantes à fleurs, les ovules sont fécondés tout en restant dans la plante-mère et sont ensuite libérés sous forme de graines. **(Julien, 2007).**

I-1-6- Utilisation des Algues marines

Il existe plusieurs domaines économiques qui font appel à des algues ou à des phycocolloïdes. Elles sont utilisées directement comme aliments, ou indirectement surtout par l'industrie de phycocolloïdes (agars et alginates). Elles sont utilisées en agriculture comme engrais et fourrage, dans l'industrie alimentaire et pharmaceutique, dans le textile et dans bien d'autres domaines **(Chopin, 1997).**

Initialement employées entières, sous forme d'amendement organique, les algues sont actuellement de plus en plus utilisées sous forme d'extraits liquides. Les premières pulvérisations foliaires d'extraits d'algues sur les plantes ont eu lieu en 1950. Bien que le mode d'action des extraits d'algues ne soit pas entièrement élucidé, les effets observés suite à l'application de ces produits proviendraient essentiellement des phytohormones et des polysaccharides. Les phytohormones présentes en faibles quantités (principalement cytokinines) agiraient au niveau du développement des organes, tandis que les polysaccharides seraient impliqués dans la stimulation des réactions de défenses naturelles des plantes (éliciteurs). Les extraits d'algues pourraient devenir un allié important dans la protection des cultures, dans un contexte grandissant de préoccupation de l'environnement.

I-2-Métabolites secondaires et activités biologiques

I-2-1- Composés phénoliques

Les polyphénols constituent un des groupes les plus largement distribués dans le règne végétal, avec plus de 8000 structures phénoliques connues. Les polyphénols sont des produits du métabolisme secondaire des végétaux, présents dans tous les organes de la plante. Ils résultent bio- génétiquement de deux voies de synthèse principales: la voie shikimate et la voie acétate (**Lugasi et al, 2003**). Les composés phénoliques regroupent un vaste ensemble de substances chimiques comprenant au moins un noyau aromatique et un ou plusieurs groupes hydroxyle, en plus d'autres constituants. Ils forment un groupe de composés très importants, englobant de nombreuses classes dont: les acides phénoliques, les flavonoïdes et les tanins (**Beta et al, 2005**).

I- 2-2- Classification des composés phénoliques

Les composés phénoliques sont classés en plusieurs groupes.

I-2-2-1- Acides phénoliques

Les acides phénoliques ne possèdent pas de squelette flavane. Ils sont solubles dans l'éther. Ils peuvent être associés à la lignine, présents sous forme d'ester, ou bien localisés dans la partie de la feuille insoluble dans l'alcool (**Barboni, 2006**).

I-2-2-2-Coumarines

Les coumarines sont parmi les composés phénoliques les plus connus. Elles sont substituées en C-7 par un hydroxyle. La 7-hydroxycoumarine, connue sous le nom d'ombelliférone, est le précurseur des coumarines 6,7-di-et 6, 7,8-trihydroxylées. Les coumarines de différents types, se trouvent dans de nombreuses espèces végétales et possèdent des propriétés très diverses. Elles sont capables de prévenir la peroxydation des lipides membranaires et de capter les radicaux hydroxyles, superoxydes et peroxydes (**Igor, 2002**).

I-2-2-3- Tanins

Les tanins sont des poly phénols que l'on trouve dans de nombreux végétaux tels que les écorces d'arbre et les fruits (raisin, datte, café, cacao...). Leur structure complexe est formée d'unités répétitives monomériques qui varient par leurs centres asymétriques, leur degré d'oxydation (**Hemingway, 1992**).

I-2-2--4- Flavonoïdes

Les flavonoïdes sont des molécules très répandues dans le règne végétal. Ils font partie de la classe des polyphénols, principaux métabolites secondaires des plantes. Les flavonoïdes ont une origine biosynthétique commune, de ce fait, ils présentent le même élément structural de base, à savoir quinze atomes de carbone constitués de deux cycles en C6 (A et B) reliés par une chaîne en C3 (noyau 2-phényl-1-benzopyrane) (**Bruneton, 1999**).

I-2-2-5- Anthocyanes

Les anthocyanes regroupent les anthocyanidols et leurs dérivés glycosylés. Ces molécules faisant partie de la famille des flavonoïdes et capables d'absorber la lumière visible. Ce sont des pigments qui colorent les plantes en bleu, rouge, mauve, rose ou orange, elles sont généralement localisées dans les vacuoles des cellules épidermiques, qui sont de véritables poches remplies d'eau. On trouve également les anthocyanes dans les racines, tiges, feuilles et graines (*Bassas et al, 2007*).

I-2-2-6- Polysaccharides

Les algues constituent des sources importantes de polysaccharides de (33 à 61%) ayant des structures variées et originales, différentes des fibres des végétaux terrestres. Du point de vue nutritionnel, la majorité des polysaccharides algaux sont représentés par des polysaccharides non digestibles, excepté pour l'amidon chez les algues vertes et le floridoside chez les algues rouges (*Marfaing, 2004*).

Selon *Marfaing(2004)*, parmi les polysaccharides insolubles (21 à 40% des polysaccharides totaux), on trouve une fraction cellulosique, présente en faible proportion chez les trois phylla ainsi que de l'amidon floridéen, notamment chez les algues rouges. D'une manière générale, hormis la cellulose, les structures chimiques précises des polysaccharides insolubles restent très mal connues. Plus intéressante, la fraction des polysaccharides solubles représente de 51% à 56% des polysaccharides totaux chez les algues vertes et rouges, de 67 à 87% chez les algues brunes. La nature de ces polysaccharides solubles est variable en fonction de phylum considéré:

* Les polysaccharides solubles des algues rouges sont les agars, carraghénanes, xylanes

*Les polysaccharides solubles des algues brunes sont *les laminaranes, alginates* et Fucanes.

*Les polysaccharides solubles des algues vertes sont constitués par les ulvanes.

I-3- Bio stimulation des plantes par les produits à base d'algues

Plusieurs travaux ont été menés pour montrer l'importance des extraits d'algues chez différentes plantes. En effet un effet bio stimulant est observé sur plusieurs variétés de pruniers ou d'aubépine (**Szabo et Hrotko, 2009**).

Au-delà de l'état physiologique de la plante (carence, stress biotique et abiotique), le stade de développement apparaît généralement comme un aspect essentiel à considérer pour déterminer le moment de l'application d'un produit de stimulation. Certains facteurs morphologiques dépendant de l'âge de la plante (épaisseur de la cuticule, présence de poils, etc.) peuvent avoir un effet sur la pénétration et l'absorption du produit. L'âge de la plante peut aussi influencer sur sa capacité à répondre à la stimulation (**Szabo et Hrotko, 2009**).

I-3-Généralités sur la culture de tomate et ses ravageurs

I-3-1- Origine et historique

La tomate est originaire de l'Amérique du Sud. Bien qu'on ait longtemps pensé que cette plante provenait des montagnes péruviennes où poussent encore des formes sauvages, ce sont les peuples primitifs du Mexique qui cultivèrent les premières tomates (**Couplan et al. 2010**).

En effet, la tomate cultivée, *Lycopersicon esculentum*, s'est différenciée au Mexique à partir d'une forme à fruits plus petits (*Lycopersicon esculentum*. var. *cerasiforme*) originaire de la zone andine (**Messiaen, 2009**).

La tomate fit son apparition en Afrique du nord au XVII^{ème} siècle au Maroc d'abord puis en Algérie et Tunisie (**Kolev, 1976**).

En Algérie, la tomate occupe une place remarquable dans l'économie agricole. C'est une culture très répandue, des milliers d'hectares y sont consacrés chaque année. C'est un légume de base pour la population algérienne. Elle prend le deuxième rang en cultures maraîchères après la pomme de terre.

Le tableau suivant montre l'évolution de la superficie, de la production et du rendement de la tomate fraîche en Algérie durant une décennie (**Madr, 2013**).

Tableau 1 : Evolution de la tomate maraichère en Algérie entre 2003 et 2012.

Années	Superficies Ha	Productions Qx	Rendements Qx/Ha
2003	18650	4569330	240,0
2004	19432	5121950	263.6
2005	21089	5137795	243.6
2006	20436	5489336	268.6
2007	20079	5673134	282.5
2008	19655	5592491	284.5
2009	20789	6410343	308.4
2010	21358	7182353	336.3
2011	20575	7716055	375.0
2012	21542	7969630	370.0

(Madre, 2013)

I-3- 2- Classification botanique et caractéristiques morphologiques :

La tomate appartient à la famille des *Solanaceae* qui regroupe la pomme de terre, l'aubergine, le poivron et le tabac. C'est une plante herbacée, annuelle, poilue et aux feuilles odorantes. Le port est arbustif, buissonnant ou retombant suivant les variétés (Nyabyenda , 2006 et Polese, 2007).



Figure 8 : les fruits de tomates (Anonyme2012).

Le genre *Lycopersicon* dont le nombre chromosomique est ($2n = 2x = 24$) comprend huit espèces parmi les quelles cinq sont susceptibles de se croiser facilement (**Chaux et Foury, 1994**).

Selon **Gallais et Bannerot (1993)**, la tomate est classée botaniquement comme suit :

- Embranchement : phanérogames.
- S / E : spermaphytes.
- Ordre : polemoniales.
- Famille : solanacées.
- Genre : *Lycopersicum*.
- Espèce : *Lycopersicon esculentum*.



Figure 9 : maturité fruits de tomate (anonyme, 2012).

I- 3-3- Exigences de la plante :

I-3-1- Exigences climatiques :

Il existe trois facteurs climatiques essentiels qui interviennent aux différents stades de développement de la plante : température, lumière et hygrométrie.

I-3-1-1- La température :

La tomate est exigeante en ce qui concerne les températures. L'optimum se situe entre 13 et 20°C pendant la nuit et entre 20 et 27°C pendant la journée. Pour obtenir une bonne production, un écart de 6 à 7°C entre les températures diurnes et les températures nocturnes est nécessaire au moment de la floraison (Nyabyenda, 2006).

I-3-1-2- La lumière :

La tomate est peu sensible au photopériodisme, mais est exigeante en énergie lumineuse. En effet l'intensité de la lumière affecte la couleur des feuilles, la mise à fruits et la couleur des fruits (Naika *et al.* 2005).

I-3-1-3-L'hygrométrie :

L'hygrométrie doit être comprise entre 70 et 80% durant la phase végétative, au-delà de cette valeur les risques de botrytis augmentent. Au moment de la floraison il est souhaitable de descendre à 60 et 70% afin de faciliter la dispersion du pollen (**Chaux et Foury, 1994**).

I- 3-1-4- Exigences pédologiques :

D'après **Chaux (1972)**, la tomate s'adapte à de nombreux types de sol à conditions qu'ils soient profonds et suffisamment perméables. Les sols lourds conservent plus longtemps la fraîcheur et conviennent aux cultures de saison, par contre les cultures précoces préfèrent les sols légers qui s'échauffent rapidement au printemps. Le plant de tomate est moyennement tolérant vis-à-vis de la salinité et supporte une légère acidité.

I-3-2- Exigences hydriques et nutritionnelles :

I-3-2-1- Besoins en eau :

L'irrigation est très importante pour assurer un bon développement de la plante pendant la phase de croissance végétative, mais elle est encore plus importante pendant la formation des fruits. En effet, une alimentation en eau irrégulière provoque des nécroses sur les fruits dues à un ralentissement de la migration du calcium vers les fruits (**Courchinoux, 2008**).

I-3-2- 2- Besoins en éléments nutritifs

Les éléments minéraux majeurs : **N - P - K - Ca - Mg - S** et les oligo-éléments sont indispensables à la plante pour fabriquer la matière végétale. Les exigences sont variables selon le climat et le stade des plantes (**Erard et al, 1995**).

I-3-4-Principale ravageur de la tomate en serre

Les cultures de tomate peuvent être affectées par diverses attaques de ravageurs (insectes, acariens et nématodes), de maladies cryptogamiques, bactériennes ou virales, par la concurrence de mauvaises herbes et par des accidents de végétation ou des agressions abiotiques, dont l'importance varie selon le type de culture et les conditions climatiques

Parmi les insectes ravageurs, on peut citer les aleurodes. Ces mouches blanches sont des insectes hémiptéroïdes appartenant à la famille des Aleyrodidae. Elles peuvent causer des dommages considérables et d'importantes pertes de production. On peut constater l'apparition

du ravageur par présence des taches décolorées sur les feuilles ayant servi de repas (Chibane, 1999). (Figure11).



Figure 10 : Adulte ailes étalées, de façon plane (DDRP, 2008).

I-3-4-1-Cycle biologique des Aleurodes

Les aleurodes ont trois stades de développement qui se déroulent à la face inférieure des folioles de tomate : œuf, quatre stades larvaires, et adultes. La durée du cycle complet varie en fonction de la température. Elle fluctue pour de moins de 20 jours à 27°C à plus de 40 jours à 14°C. (Chibane, 1999). (figure12).

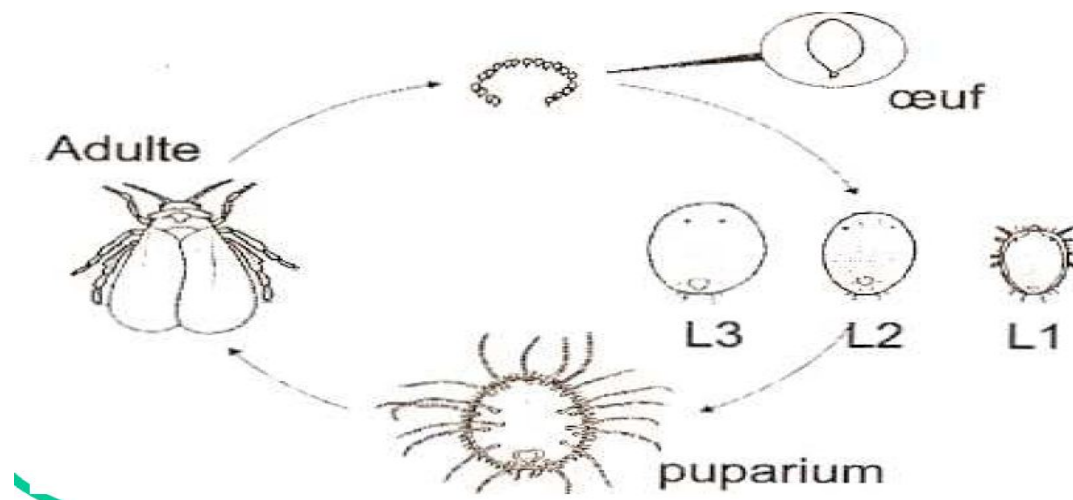


Figure 11: Cycle biologique d'un aleurode (DDRP).

I-3-4-2- Formes de conservation et/ou hôtes alternatifs :

Ces insectes n'ont pas de stade adapté à la phase hivernale. Ils ne se maintiennent que si leurs hôtes ne meurent pas. Notons que les œufs peuvent subir des températures inférieures à 0°C durant plusieurs jours. Ces aleurodes se maintiennent aisément sur de nombreux hôtes cultivés, mais aussi sur diverses plantes adventices (Chibane, 1999).

I-3-4-3- Stades de développement

Les œufs sont surtout déposés à la face inférieure des folioles de l'apex. De couleur blanche, ils sont ovales et ont un diamètre de 0,25 mm. Dans les jours qui suivent la ponte, ils deviennent foncés. Entre 7 et 10 jours après, a lieu l'éclosion des larves ; celles-ci, ovales et plates, mesurent 0,3 mm et possèdent des antennes et des pattes bien développées. Pendant ces dernières par la suite, elles sont immobiles et se nourrissent avec leur rostre. Les larves de deuxième stade sont aplaties, transparentes et mesurent 0,37 mm. Les troisième et quatrième stades larvaires sont assez comparables, avec toutefois des longueurs respectives de 0,51 et 0,73 mm. Au dernier stade larvaire, l'insecte secrète de la cire. C'est à l'apparition de ses yeux rouges qu'il est qualifié de puparium. Par la suite, l'aleurode se développe et prend une teinte

blanche. Les adultes ont 2 paires d'ailes, leur taille est différente selon le sexe : 1,1 mm pour les femelles et 0,9 mm pour les mâles. Le corps et les ailes sont recouverts d'une poudre cireuse blanche caractéristique. Les larves et les adultes, souvent présents à la face inférieure du limbe, se nourrissent grâce à leur rostre qui fait office de pompe aspirante. Le sucre en

excès
dans la
rejeté
forme
surtout
larves.



contenu
sève est
sous la
de miellat,
par les
grosses
(Figure13).

Figure 12 : les larves d'*Aleurodes* « Boîte ronde » ciliée (DDRF, 2008).

I-3-4-4-Nature des dégâts occasionnés par les Aleurodes

Comme pour les pucerons, les nombreuses piqûres et succions alimentaires occasionnées par les aleurodes présents sur le feuillage provoquent un ralentissement du développement des plantes.

Du miellat est aussi produit en grande quantité ; il est colonisé par la suite par de la fumagine

couvrant la surface des organes aériens de la tomate, à l'origine de jaunissements et d'altérations foliaires. En plus de réduire la photosynthèse et la respiration foliaire, la fumagine souille les fruits et perturbe leur coloration, les rendant impropres à la commercialisation.

Chapitre II : Matériel et Méthodes

L'objectif de ce travail est de chercher une alternative à l'utilisation des produits chimiques comme bio fertilisants mais aussi comme insecticides et cela en valorisant un produit naturel qui est dans ce cas : les algues, non néfastes pour l'environnement et pour la santé des êtres vivants.

Notre travail expérimental s'est étalé sur 6 mois, allant du mois de janvier 2017 jusqu'au mois de juin 2017. Le travail de terrain est réalisé sous serre, et celui de laboratoire est effectué au niveau du laboratoire de Recherche des Plantes Médicinales et Aromatiques et Produits Naturels de département Biotechnologie de la Faculté SNV.

II-1- Matériel

Dans ce qui suit, il sera présenté le matériel utilisé sur terrain et au laboratoire.

II-1-1-Matériel biologique

II-1-1-1- matériel végétal

Deux algues marines sont concernées par cette étude. L'une est une algue brune du genre *Fucus* (*Fucus* .*sp*) et une autre verte nommée *Ulva linza* dont la récolte a été effectuée pendant le moins janvier-mars 2017 au niveau de la région de Gouraya (Tipaza).

Quant à la culture de tomate (*Lycopersicon esculentum*), celle-ci est issue de graines cultivées et repiquées par nos soins sous serre. C'est sur cette solanacée que les extraits d'algues sont pulvérisés pour réaliser les objectifs tracés.

II-1-1-2-Matériel non biologiques

L'ensemble du matériel non biologique est illustré dans annexe N° 1. Il concerne les verreries, l'appareillage, les réactifs, etc.....

II-2-Méthodes d'étude

II-2-1 -Récolte

La récolte des algues est effectuée pendant le mois de janvier 2017. Elle a été réalisée à environ 0,5-1m de profondeur. Les échantillons ont été immédiatement conservés dans des sacs en plastique avec un peu d'eau de mer. A chaque sac de récolte, est attribuée la date et le

lieu de la récolte. Ces algues sont ensuite transportées au laboratoire ou elles sont lavées à l'eau, ensuite, étalées sur des papiers absorbant.



Figure13 : Sites de récolte des algues (Original, 2017).

II-2-2 -Séchages et stockage des algues :

Le séchage est l'opération la plus délicate pour les algues marines. Le matériel végétal récolté est séché à l'air libre à température ambiante pour éviter le développement des moisissures et à l'abri de la lumière afin de garder l'aspect biochimiques des molécules. Pour une meilleure conservation et pour faciliter le broyage, elles sont mises dans une étuve à une température allant de 35 c° à 38 c°.

Après le séchage des algues, celles-ci subissent un broyage afin d'obtenir une poudre plus ou moins fine à l'aide d'un broyeur électrique à hélice de type (moulin à café électrique). La poudre obtenue est tamisée pour l'homogénéisation et pour augmenter la surface d'échanges entre le solide et le solvant d'extraction afin de faciliter l'extraction des molécules de l'intérieur des tissus cellulaires végétaux. Ensuite elle est conservée dans des flacons en verre jusqu'au moment de l'extraction. (Annexe 5).

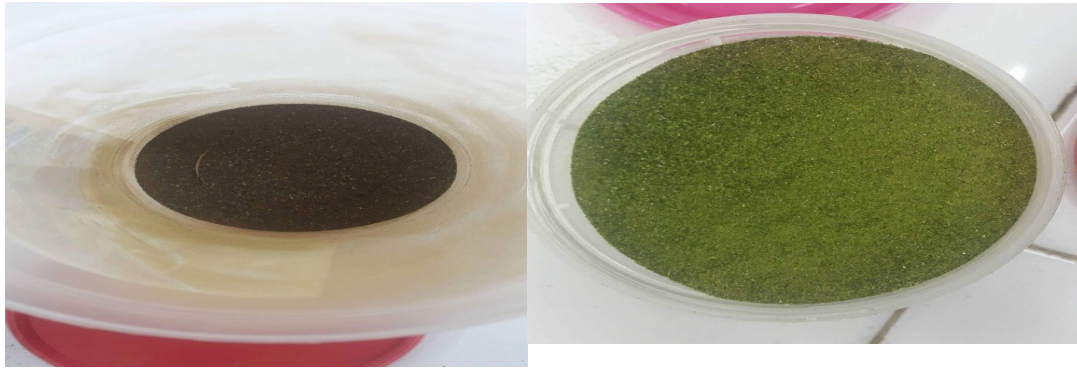


Figure 14 : poudre d'algue brune (*Fucus .sp*) (Originale,

Figure 15 : poudre d'algue verte (*Ulva linza*) (Originale, 2017).

II-2-3-Culture de tomate

II-2-3- 1- Dispositif expérimental

La plante concernée par cette étude est la tomate (*Lycopersicon esculentum*) (*Solanaceae*). Le procédé consiste à semer des graines de tomates dans des alvéoles. Cette étape est réalisée à la fin du mois de Janvier 2017 dans du terreau. Après 40 jours, les jeunes plants sains de taille uniforme ont été sélectionnés et transplantés dans des pots dans des pots 16,5 cm diamètre contenant 2 Kg de terreau et de la terre.

II-2-3- 2- Conditions de croissance des plants de Tomate

La température et l'humidité à l'intérieur de la serre sont très variables car elles dépendent des conditions climatiques variant tout au long du jour et de la nuit. Pendant la journée, la température peut monter jusqu'à 40°C, alors qu'elle descend à 10°C pendant la nuit. L'humidité présente dans la serre est beaucoup plus élevée lorsque les cultures sont arrosées. La durée d'ensoleillement varie entre 10 et 12h selon la météo et les mois.

mesures biométrique sur ; les tiges, les racines, les feuilles et les sont réalisés d'une façon systématique tout au long de la période d'expérimentation.



Figure 16 : Semence des graines tomate
(Originale, 2017).



Figure 17 : Transplanter des plantes de
tomate (Original. 2017).

II-2-4- Etude des algues

L'identification botanique des deux espèces étudiées a été effectuée par des observations macroscopique et microscopique. La première concerne l'observation des différentes parties à l'aide d'une loupe binoculaire. Quant à l'étude microscopique, celle-ci est faite sur des coupes transversales réalisées au niveau des thalles suivant la technique classique de double coloration (**Langeron.1949**) qui comporte les étapes suivantes :

1- Traitement des coupes à l'hypochlorite de sodium pendant 15 minutes, afin de vider le contenu cellulaire à l'exception des parois qui persistent.

2- Rinçage soigneux des coupes à l'eau de robinet pendant 5 min.

3-Traitement à l'acide acétique à 0.1% pendant 1 min, afin de neutraliser le pH et assurer la fixation des colorants sur les parois.

4- Traitement au vert de méthyle pendant 10min, pour colorer les parois lignifiées et subérifiées.

5- Rinçage soigneux des coupes à l'eau de robinet pendant 5 min.

6- Traitement avec le rouge Congo pendant 10 min, pour colorer les parois pécto-cellulosiques.

7-Rinçage des coupes à l'eau de robinet. Les coupes ont été placées entre lame et lamelle pour l'observation au microscope photonique.

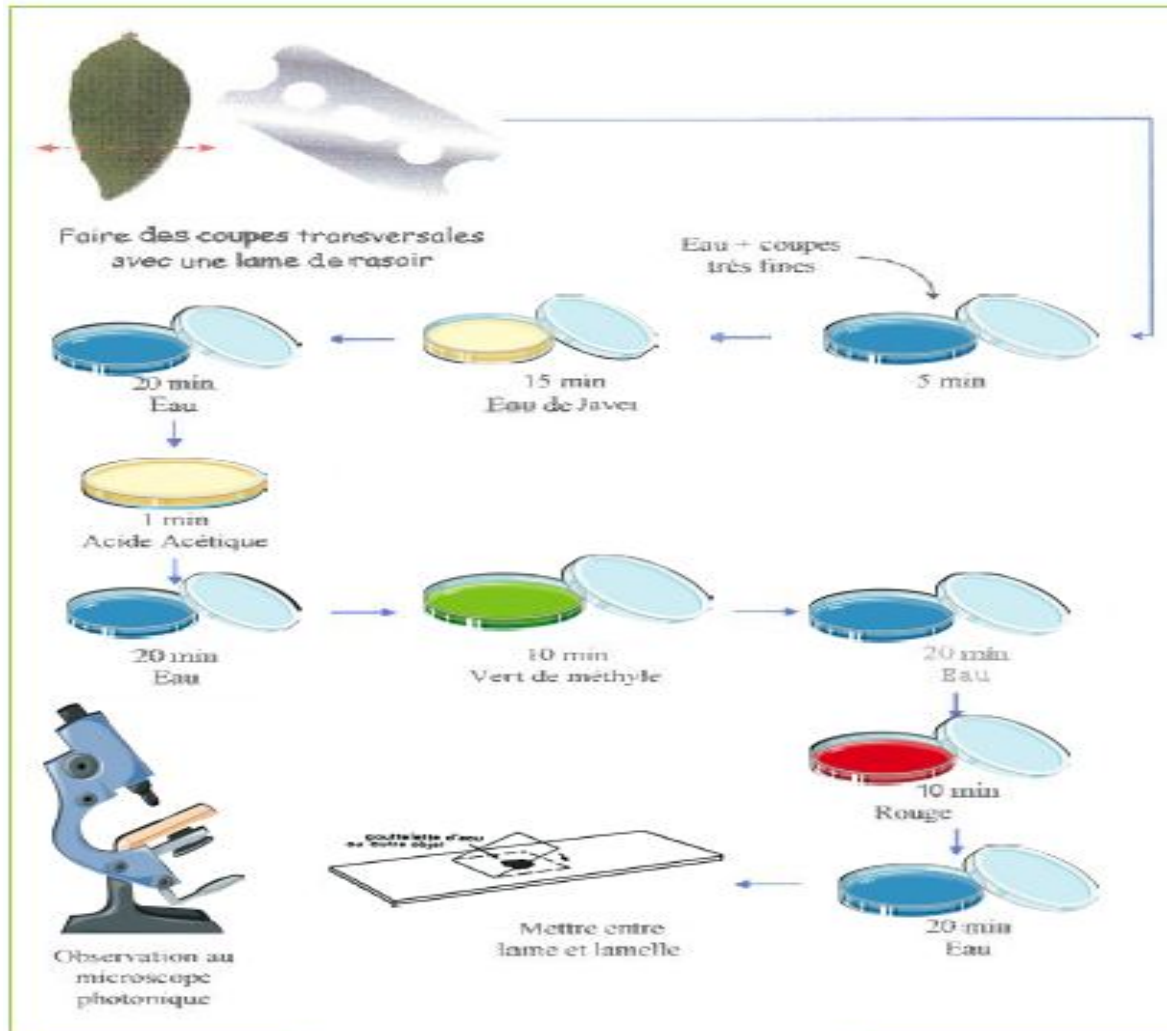


Figure 18: Différentes étapes de la réalisation de la technique de double coloration.

II-2-5 -Détermination la teneur en eau.

Suivant la méthode **d'ISO 662 (1998)**, nous avons séché les béchers dans l'étuve et laissé refroidir. Puis, nous avons pesé leur poids. Après avoir taré, nous avons pesé 5 g de poudre végétale dans des béchers avec une balance de précision. Ensuite, nous avons placé les béchers dans l'étuve à 105 °C pendant 24 heures. Après étuvage, nous avons effectué des pesées à l'obtention d'un poids constant.

Le taux d'humidité est calculé selon la formule suivante.

$$T\% = (\text{masse } \alpha - \text{masse } \beta) / (\text{masse } \alpha) \times 100$$

- α : masse de l'échantillon « plante fraîche ».
 β : masse de l'échantillon « plante séchée ».
T : Taux teneur en eau exprime en pourcentage.

II-2-6 - Etude chimique de la matière algale

II-2-6- 1-- Screening chimique des algues

Le screening chimique est un ensemble de réactions chimiques simples, permettant de s'orienter rapidement vers l'étude détaillée de quelques types de constituants chimiques (**Girre, 1980**). Le but de ces tests est de connaître la composition en métabolites secondaires (anthocyanes tanins galliques, flavonoïdes, alcaloïdes, glucosides, quinone libreEtc.). Ils sont effectués soit sur l'infusé ou sur la poudre de broyat.

II-2-6-1-1-Préparation de l'infusé :

A 10g de poudre végétale, sont ajoutés 100ml d'eau distillée bouillante. Laisser infuser pendant 15min avec agitation de temps en temps, puis filtrer (**Bouyer, 1996**).

II-2-6-1-2-Identification des quelques métabolites secondaires

1- les alcaloïdes :

Nous avons mélangé 10g de poudre végétale et 50ml de H₂SO₄ à 10% en les agitant. L'échantillon est laissé macérer pendant 24h à température ambiante, puis filtré sur papier et lavé à l'eau de manière à obtenir 50ml de filtrat.

Dans deux tubes à essais, nous avons introduit 1ml de filtrat dans chacun d'eux.

- En ajoutant au premier tube cinq gouttes de réactif dragendorff l'apparition d'un précipité rouge orange indique la présence d'alcaloïde.
- En ajoutant au deuxième tube cinq gouttes de réactif de valser –Mayer, l'apparition d'un précipité blanc –jaunâtre indique la présence d'alcaloïde.

(Lesagnol 1975).

2-Les composés réducteurs

Nous avons versé 5ml de décocté aqueux à 10% dans une capsule et nous l'avons évaporé à sec sur un bain marie, nous avons ajouté au résidu 1 ml de réactif de Fehling. L'obtention d'un précipité rouge brique indique la présence de composés réducteurs (Branger, 2003-2004).

3 -Mucilages

Nous avons introduit 1ml de décocté aqueux a 10% dans un tube à essai, Puis nous avons ajouté 5ml d'alcool absolu, la formation d'un précipité floconneuse blanc montre la présence des mucilages (Paris et Moyse ,1976).

4-Recherche des saponines

Nous avons porté à ébullition modérée pendant 15 mn , le mélange de 50ml d'eau distillée et de 5g de poudre végétale. Après refroidissement, nous filtrons et ajustons à 50ml avec de l'eau.

Ensuite dans un tube à essai (de 160× 16 mm), il est mis 10ml du décocté précédemment préparé. Nous avons agité le tube dans le sens de la longueur pendant 15secondes. Puis laissé reposer pendant 15 min. une mousse blanche persistante est apparue. Sa hauteur dans le tube est mesurée (Paris et Moyse, 1976).

5-Recherche des composés poly phénoliques

Nous avons préparé une infusion de 10g de la poudre végétale dans 100ml d'eau distillée bouillante, après 15min, le mélange est filtré et rincé avec de l'eau distillée chaude jusqu'à l'obtention de 100ml de filtrat.

5-1- Tanin

Nous avons introduit dans un tube à essai 5ml de l'infuse, nous ajoutons goutte à goutte environ 1ml de solution aqueuse diluée de $FeCl_3$ à 1% en présence de tanins il se développe une coloration verdâtre (tanins catéchiques) ou bleu noirâtre (tanins gallique).

5-1-1-Tanins catéchiques

A 5ml de l'infusé, nous avons ajouté 1ml de HCL concentré et nous les portons à ébullition pendant 15min. la présence de tanin catéchique se confirme par la formation d'un précipité rouge, soluble dans l'alcool isoamylique.

5-1-2-Tanins galliques

Nous avons ajouté 15ml du réactif de Stiasny à 30 ml de l'infusé et nous avons chauffé le mélange au bain marie à $90C^\circ$ pendant 15 à 30min dans un réfrigérant à reflux : l'apparition d'un précipité indique la présence de tanins catéchiques (tanins condensés) après filtration, nous avons ajouté à 0,2g de $Pb(CH_3COO)_2$ et 1ml de $FeCl_3$ (1%) à 2ml de filtrat obtenu. Le développement d'une teinte bleu noirâtre indique la présence de tanins gallique (tanins hydrolysables) (Harlay *et al*, 2004).

6-Dérivés anthracéniques

6-1- Extraction chloroformique

Nous avons traité 1g de poudre par 10 ml de chloroforme. Puis nous avons chauffé le mélange pendant 3min au bain marie. Nous avons filtré à chaud et complété à 10ml avec le même solvant.

6-2-Hydrolysats

A la poudre précédemment traitée 1g par le chloroforme, nous avons ajouté 10 ml d'eau et 1ml d'HCL concentré, après la maintenance de tube à essai au bain marie bouillant pendant 15min, nous avons refroidi puis filtré.

6-3--Anthracéniques libres

6-3- 1- Réaction de borntrager

A 1ml de l'extrait chloroformique, nous avons ajouté 1ml de NH_4OH dilué. En les agitant, l'apparition d'une coloration plus ou moins rouge indique la présence d'anthracéniques libres.

6-2-Anthracéniques combinés

Dans un tube à essai nous avons introduit 1g de poudre végétale et 4ml d'anhydride acétique. Après chauffage au bain marie bouillant sous agitation pendant 2min, elle est filtrée puis nous avons déposé délicatement sur le filtrat à l'aide d'une pipette 1ml d'acide sulfurique (H_2SO_4) concentré de manière à obtenir deux couches. Le résultat est positif si une coloration rouge brun se développe à l'interface.

7- O - hétérosides

Nous avons prélevé 5ml d'hydrolysa et nous les avons traité avec 5ml de chloroformetout en agitant. La phase organiqueest soutirée, 1ml de dilué est ajouté puis tout est agité. La présence d'antraquinones est révélée par coloration rouge plus ou moins intense (génines des o. hétérosides à génine réduite).

A 5 ml d'hydrolysats, nous avons ajouté 3 a 4 gouttes de FeCl_3 %. Ce mélange est chauffé pendant 5min au bain marie, refroidi puis agité avec 5 ml de chloroforme ; ensuite nous avons soutiré la phase chloroformique et nous avons introduit dans le contenant la phase aqueuse, 5ml de NH_4OH dilué et le tout est agité. En présence de produits d'oxydation, des antranols et anthrènes, la coloration rouge est plus intense que précédemment (**Lespagnol, 1975**).

8- Les coumarines

Nous avons fait bouillir 2g de poudre végétale dans 20ml d'alcool éthylique pendant 15min dans un bain Marie, après refroidissement et filtrations, nous avons pris 5ml du filtrat auquel nous avons ajouté 10 gouttes de KOH a 10% et quelques gouttes d'HCL a 10%, l'apparition d'un trouble indique la présence des coumarines (**Diallo 2005**).

9-Les anthocyanes

A 5ml d'infusé, nous avons ajouté 5ml de(H₂SO₄) concentré et 5ml de NH₄OH. Si la coloration s'accroît par acidification puis vire au violet en milieu basique, nous pouvons conclure la présence d'anthocyanes (**Harlayet al. 2004**).

10-Flavonoïdes (Réaction cyanhydrique) (cyanidine).

Dans un tube à essai nous avons introduit 5ml d'infusé et nous avons ajouté a 5ml d'alcool chlorhydrique (éthanol à 95% , eau distille, HCL concentré à parties égales en volumes) Plus quelques copeaux de magnésium ou de zinc et 1ml d'alcool isoamylique.L'apparition d'une coloration : rose orangée (flavones) ou rose violacée (flavonones) ou rouge (flavonols)rassemblée dans la couche surnageant d'alcool isoamylique indique la présence d'un flavonoïde libre (genine). Les colorations sont moins intenses avec les hétérosides flavonoïques avec les chalcones, les dihydrochalcones, les aurones, les catéchines et les isoflavones(**Paris et Moysse,1976**).

II-2-6-2-Analyse quantitative par spectrophotométrie UV-visible

La spectrophotométrie, est une méthode couramment employée, pour la détermination de la concentration d'un composé qui soit natif ou résultant d'une extraction méthanoïque. Elle permet d'utiliser toute la gamme du visible et éventuellement de l'Ultraviolet, si le Spectrophotomètre est équipé d'une source UV (**Kamoun, 1997**).

La colorimétrie, se base sur la propriété de certains composés, qui absorbent d'avantage la lumière à des longueurs d'ondes spécifiques dans le spectrophotomètre UV-visible. Le dosage des composés phénoliques, utilise très fréquemment, leurs spectres d'absorptions, dans l'UV pour la plupart des autres composés, en choisissant pour chacun d'eux la longueur d'onde d'absorption maximale. Les lectures sont faites par rapport à un témoin (**Plummer, 1989**).

Cette méthode est utilisée dans le présent cas pour déterminer la concentration des composés phénoliques.

II-3- Dosage des polyphénols totaux

A- Principe

La teneur en phénol totaux, est déterminée en utilisant le réactif de Folin–Ciocalteu. Ce dernier, forme un complexe rédox avec l'acide phosphotungstique et l'acide phosphomolybdique lors de l'oxydation des phénols (**Singleton et al. 1998**).

B -Mode opératoire

Le mode opératoire que nous avons suivi a été établi par (**Singleton et Rossi, 1965 ; Singleton et al. 1998**).

La préparation de la solution témoin, la solution de l'extrait méthanolique (1mg/1ml) et de l'infusé à 10% de poudre algale est illustrée dans (**le Tableau 2**).

Tableau 2 : Dosage différentiel spectrophotométrique, des polyphénols totaux de l'extrait méthanolique et de l'infusé

Témoin	250µl du folinciocalteau (1ml+9ml de méthanol) + 50µl de méthanol Incubation (5 min) 750µl de carbonate de sodium à 7% +5ml d'eau distillée Incubation à température ambiante pendant 120 min.
Essai 1 (extrait) (5répétitions)	250µl du folinciocalteau (1ml+9ml de méthanol) + 50µl d'extrait méthanolique \rightleftharpoons Incubation (5 min) 750µl de carbonate de sodium à (7% +5ml) d'eau distillée Incubation à température ambiante pendant 120 min.
Essai 2 (infusé à 10%) (5répétitions)	250µl du folinciocalteau (1ml+9ml de méthanol) + 50 µl de l'infusé à 10% Incubation (5min) 750µl de carbonat de sodium à 7% +5ml d'eau distillée Incubation à température ambiante pendant 120 min

Les solutions (témoin, essai1 et essai2), sont passées dans le spectrophotomètre pour la lecture à 760 nm. La quantification des polyphénols, a été faite en fonction d'une courbe d'étalonnage linéaire ($y = a x + b$) réalisée par un extrait d'étalon « acide gallique » à différentes concentrations dans les mêmes conditions opératoires que les échantillons.

Les résultats sont exprimés en µg équivalent acide gallique par 1mg du poids sec de la plante en poudre.

II-4- Dosage des sucres totaux :

II-4-1- Analyses biochimiques par spectrophotométrie

La première partie de cette étude consiste à déterminer la composition biochimique des différentes fractions de SPE extraites. Pour se faire, les teneurs en sucres totaux, sucres réducteurs, acides uroniques, protéines et sulfates ont été quantifiées au moyen de méthodes colorimétriques. Notons que les concentrations relatives en sucres totaux, neutres et acides uroniques ont été déterminées par la méthode de correction développée par **Montreuil *et al.* (1963)**, qui permet d'éliminer les interférences dues aux sucres neutres notamment dans le dosage des acides uroniques (tableau 3).

Tableau 3 : Seuils minimaux de détection des différentes méthodes colorimétriques utilisées au cours de l'étude. (**Dubois et al. (1956)**).

Dosage colorimétrique minimal de Détection (mg/L)	Méthode utilisée	Seuil
Sucres totaux	cf. II.1.3.1	15
Acides uroniques	cf. II.1.3.2	20
Sulfates	cf. II.1.3.3	0,5
Protéines	cf. II.1.3.4	5
Sucres réducteurs	cf. II.1.4.3.2	200

La composition en sucres totaux des différentes fractions de SPE a été déterminée via l'utilisation de la méthode de dosage colorimétrique développée par **Dubois et al. (1956)**. Il est important de noter que les acides uroniques peuvent être également détectés par cette méthode.

2- Principe :

Sous l'action d'acides minéraux concentrés et à chaud, les hexoses et pentoses du milieu subissent une déshydratation interne poussée, suivie d'une cyclisation aboutissant à la formation de dérivés du furfural et 5-hydroxyméthylfurfural, réagissant avec le phénol. La formation d'un complexe jaune-rouge permet de suivre la concentration en sucres totaux de l'échantillon en lisant l'absorbance à 485 nm.

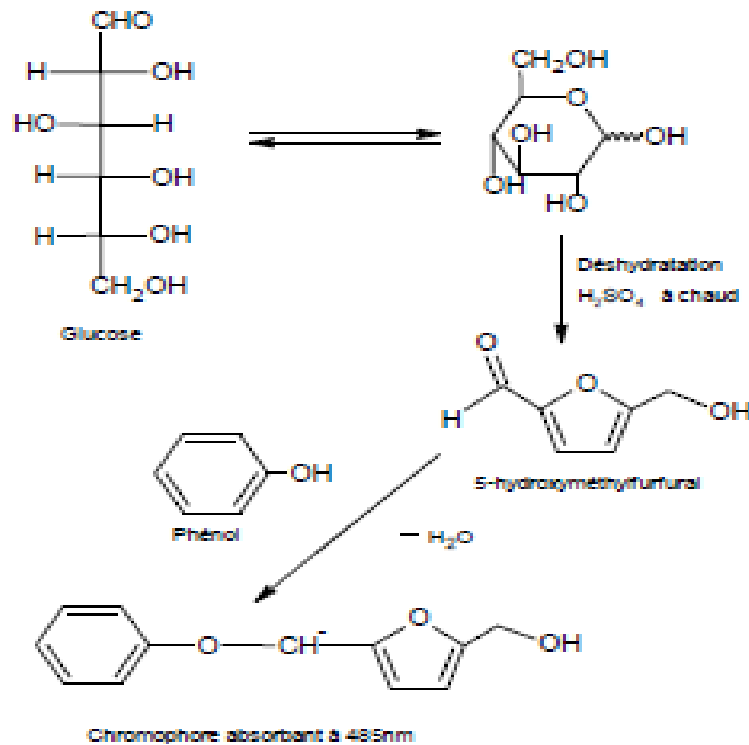


Figure 19: Principe du dosage colorimétrique des sucres totaux par la méthode de Dubois *et al.* (1956).

3- Matériel et réactifs

Les produits et les réactifs utilisés sont les suivant :

Phénol (Sigma-Aldrich P3653). Acide sulfurique 95-98 % (Sigma-Aldrich 320501), Solution aqueuse de phénol à 5 % (m/v), Glucose (Sigma-Aldrich G8270), Eau ultra-pure (Maxima USF, ELGA Labwater, France), Echantillons à analyser (10 à 50 g/L selon l'analyse, avec dilutions si nécessaire).

4- Mode opératoire

Dans chaque tube à essai, introduire 1mL de la solution à doser. Placer le tube dans la glace, puis ajouter 1mL de la solution aqueuse de phénol à 5 %. Ajouter avec précaution 5 ml d'acide sulfurique 95-98 % puis agiter. Laisser le milieu évoluer pendant 30 min à l'obscurité.

Lire la DO à $\lambda=485 \text{ nm}$.

II-5-Effet bio-stimulant et bio-insecticide des extraits d'algues sur l'aleurode de la tomate.




II-2-5-1-Préparation des extraits aqueux de deux algues utilisés comme bio stimulant.

La collecte des macro-algues a été faite à l'aide d'un filet, les algues sont placées ensuite dans un sac en plastique. Les algues collectés ont été ramenés au laboratoire dans un sac plastique. Les échantillons ont été lavés avec de l'eau du robinet pour éliminer les débris, séchées pendant 07 jours à l'air libre, et ensuite broyé dans un broyeur pour obtenir 75 g de poudre d'algues 750ml d'eau Après refroidissement, le contenu a est filtré à travers quatre couches de tissu mousseline. Le filtrat d'extrait d'algue récupéré est ensuite dilué dans de l'eau distillée. Trois concentrations différentes, 100%, 50%et 25% (v/v) ont été ainsi préparées et utilisées pour estimer leur effet bio *stimulant sur les plants de tomate.

II-2-5-2- Préparation des extraits aqueux de deux algues : rôle bio insecticide

Pour la préparation de nos extraits aqueux nous avons opté pour la technique par agitation. Utilisée par **koumagloet al. (1995)** et **djellout(2009)**, la technique consiste a une macération de 25g de poudre végétale dans 250ml d'eau distille ; dans des flacons hermétiques et stériles ; sous agitation magnétique pendant 72h et sous une température ambiante du laboratoire pour extraire le maximum de particules active. Après 72h ; l'homogénat a été filtre d'abord à l'aide de compresses stériles ; l'extrait obtenu est filtré à l'aide de papier filtre une deuxième fois. L'extrait pur a été ensuite préservé aseptiquement dans des bouteilles entourées par du papier aluminium afin d'éviter toutes dégradation des molécules par la lumière ; puis conservées dans la réfrigération à 4c°pour une utilisation ultérieur.

A partir de l'extrait pur de chacune des deux algues, nous avons préparé séparément les différentes dilutions à chaque arrosage pour toutes les plantes :

- D1  D (100%).
- D (1/2)  D (50%).
- D (1/4)  D (25%).

Les différentes concentrations sont mises dans des bouteilles stériles protégées par du papier aluminium et conservées à 4c°.

II--2-5-2- Evaluation des taux de mortalités des larves d'aleurode induites par les différents traitements

24h, 48H et 72H après traitement les larves d'aleurode mortes ou vivantes sont dénombrées.

Le taux de mortalité est calculé à l'aide de la formule suivante :

$$\% \text{Mortalité (lot)} = (\text{nombre de larve mortes (lot)} / \text{nombre de larve total}) \times 100$$

Le test est considéré valide si le pourcentage de mortalité chez les témoins est inférieur à 5% ou compris entre 5% et 20%.

II-2-5-1-3-Calcul des DL50 :

Avant de calculer les **DL50**, les pourcentages de mortalités observées sont corrigés par rapport au témoin selon la formule d'**ABBOT (1925)** :

$$\text{MC}\% = \frac{\text{M2} - \text{M1}}{100 - \text{M1}} \times 100$$

M1 : pourcentage de mortalités chez les témoins.

M2 : pourcentage de mortalités chez les traités.

MC% : pourcentage de mortalités corrigées.

Pour calculer les **DL50**, pour chaque dose de traitement, on a transformé les doses en logarithmes décimaux et les valeurs de pourcentages de mortalité en probites en se servant de la table de **Bliss in Cavelieri1976**. Ceci nous a permis d'obtenir des équations de droites de régression de type :

$$Y = aX + b$$

Y : Probité de mortalités corrigée.

X : logarithmes décimal de la dose.

A : la pente

II-2-5-1-4-Analyses statistiques

Afin de déterminer la significativité des traitements appliqués pour les paramètres étudiés, nous avons procédé à des analyses d'ANOVA et à la comparaison des moyennes.

Chapitre III : Résultat et discussion**III-1-Identification des deux algues marines****III -1-1-Identification d'*Ulva linza* :**

L'étude macroscopique de cette espèce a montré que celle-ci est d'une couleur verte pale, brillante pouvant atteindre 25 à 30 cm. Elle est très fine et mince, formée par un tube aplati plus ou moins ramifié alternant des segments gonflés et se fixe au substrat par un stipe étroit (**Julien, 2007**) (Figure 18).

L'étude microscopique du thalle vient compléter cette détermination. Le thalle présente une structure distomatique (deux assises de cellules), caractérisé par un ensemble de cellules ordonnées en ligne et en rangées, il forme une lame très mince, orbiculaire et translucide, avec une marge lisse (Figure 19).

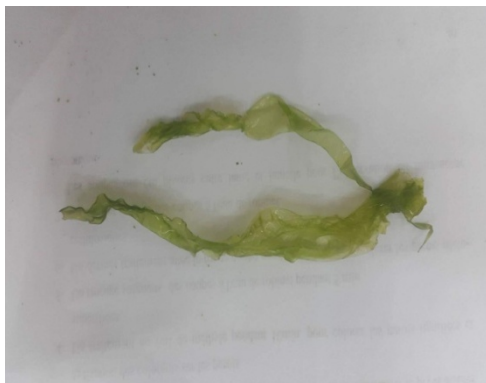


Figure 20: *Ulva linza* à l'œil nu (**original, 2017**).

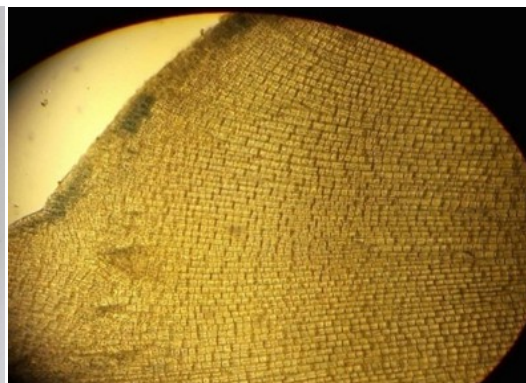


Figure 21 : Coupe transversale d'*Ulva linza*
Observé en microscope photonique : (G X 40).

III-1-2-Identification l'espèce de *Fucus sp.*

En générale les espèces du genre *Fucus* sont des algues brunes, lanières plates et ramifiées dichotomiquement. Elles présentent des thalles foliacés avec des tailles impressionnantes (plusieurs des mètres) (Figure 20).

Pour l'étude microscopique, celle-ci montre une organisation polyptiques (plusieurs files de cellules). Avec des thalles parenchymateux et tissus différenciés et spécialisés (parenchyme). Avec une croissance apicale et une croissance en épaisseur assurée par le meristoderme. (Figure 21).



Figure 22 : *Fucus. sp* à l'œil nu (original, 2017).

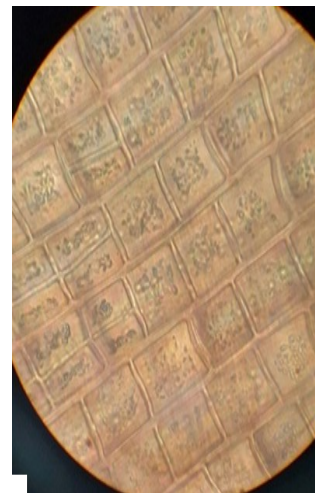
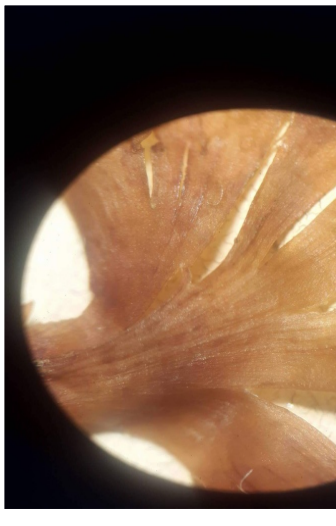


Figure 24 : Coupe transversale *Fucus. sp* Observé en microscope photonique : (G X 40). (Original, 2017).



III-2-Détermination de la teneur en eau

Après séchage des échantillons dans l'étuve, les teneurs en eau sont déterminés et les résultats sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau 4 : Teneur en eau (T %) et en poids (p %) des deux espèces d'algue étudiées: (*Ulva linza*) et (*Fucus sp*).

Paramètre	Algue verte (<i>Ulvalinza</i>)	Algue brune (<i>Fucus sp</i>)
Poids frais (g)	20	20
Poids sec (g)	12	15
Teneur en eau (g)	0,4	0, 25
Teneur en eau (%)	40	25

La teneur d'eau de notre matière algale est de 40% pour les algues vertes *Ulva linza* et 25% pour les algues brunes *Fucus sp*. Ces taux sont inférieurs à ceux rapportés par **Paul et Christopher (2007)**. Ces auteurs signalent une teneur en eau entre 75% et 90% chez certaines algues alimentaires.

III-3-Etude chimique de la matière algale.

III-3-1- Screening chimique

Les résultats de test Screening chimique des deux espèces d'algues étudiées sont donnés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 5 : Résultats de test screening chimique des deux espèces d’algues étudiées.

Métabolites secondaire		<i>Ulva linza</i>	<i>Fucus .sp</i>		
		Résultats	Résultats		
Alcaloïdes		–	+		
Composes phénoliques	Tanins	+	+++		
	Tanins catéchique	+	++		
	Tanins galliques	+	++		
	Flavonoïdes	Flavones	+++	+++	
	Anthocyanes		+	++	
	Dérives anthracéniques	Anthracéniques libres	–	–	
			Anthracéniques combines	+	+
	Hétérosides		+	++	
Coumarine		+	+		
Saponine		++	++		
Composes réducteur		–	–		
Mucilage		+++	+		

Il est à remarquer, que chez *Ulva linza*, il y a absence totale des alcaloïdes, des anthracéniques libres et des composes réducteurs ; tandis qu’il y a une richesse remarquable en mucilages, avec une présence modérée en flavonoïdes précisément en flavones, les saponines, des tanins (catéchiques et galliques), les anthocyanes, les anthracéniques combinés, les hétérosides et les coumarines.

Ces résultats concordent avec ceux de **Mansuya et al. (2010)** qui notent aussi l'absence des alcaloïdes et la richesse en mucilage chez la même espèce. La présence des polyphénols, des tanins et des saponines a été déjà démontré par **Jothiba et al. (2012)**.

En ce qui concerne l'espèce *Fucus sp*, chez cette espèce les anthracéniques libres et les composés réducteurs sont absents. Par contre elle est riche en tanins et flavonoïde (le flavon). Il est aussi noté une présence modérée en hétérosides, les saponines, les tanins (catéchiques et galliques) et les anthocyanes. Il est remarqué aussi l'existence des alcaloïdes, du mucilage, des anthracéniques combinés et des coumarines. Ces résultats sont similaires à ceux de **Feldmann(1966)** et à ceux de **Deniaud-Bouët et al. (2014)** qui ont travaillé sur les algues brunes.

III-3-2- Dosage des polyphénols.

Le dosage spectrophotométrique, nous a permis de calculer les teneurs en polyphénols (mg/g) des poudres algales. Les résultats obtenus sont regroupés dans le tableau suivant :

Tableau 6:Concentrations des polyphénols obtenus par dosage spectrophotométrique.

Échantillon /DO	<i>Ulva linza</i>	<i>Fucus sp</i>
Moyenne	0,17	0,4
Concentration (mg/g)	23,20	51,30

Les résultats obtenus montrent que les teneurs en polyphénols sont importantes chez les deux espèces. Toutefois, les algues brunes sont plus riches avec 51,3 mg /g que les algues vertes chez lesquelles, il est noté 23,20mg/g. Ces teneurs sont plus élevées que celles obtenues par **Nakamura (1996)** dans les algues brunes.

III-3-3- Dosage de polysaccharides

De plus le dosage spectrophotométrique, nous a permis de calculer les teneurs absolues de polysaccharides en mg/g de poudre algale. Les résultats sont donnés dans le tableau suivant :

Tableau 7 : Concentrations des polysaccharides obtenus par dosage spectrophotométrique.

Echenillions/D.O	Les algues brunes <i>Fucus</i> <i>.sp</i>	Les algues vertes <i>Ulva</i> <i>linza</i>
Moyenne	0,752	0,964
Concentration mg/g	16,9%	17,30%

D'après les résultats trouvés, on constate que les deux algues sont riches en polysaccharides : *Ulva linza* et *Fucus sp* présentent des teneurs moyennes de en sucres de 16,9% et 17.30% respectivement. Qui montra par **Mouhri 2012** que les différentes algues sont riches de polysaccharides.

III-4 Effet bio- stimulation et bio-insecticide des extraits d'algues

III-4-Effet bio- stimulant

A- Les données quantitatives

Les effets de chacune des deux algues et de chaque dose appliquées sur la tomate sont mentionnés dans le tableau suivant.

Ces résultats concernent la moyenne calculée de la taille des tiges, celle des feuilles, nombre de bourgeons, taille des racines et le poids des parties aériennes.

Tableau 8 : Moyenne de paramètre de croissance de la tomate sous l'application des extraits *Ulva linza* et de *Fucus sp*.

Dose	algue	Taille tige	Taille de feuille	Nombre de feuilles	Nombre de bourgeons	Poids racine	Taille de racine	Poids partie aérienne
100	verte	29,222	16,772	6,555	3,388	11,527	5,4	13,272
	brune	23,65	11,644	6,9	2,85	8,425	0,866	3,215
50	verte	27,605	9,784	4,684	3,631	13,552	5,801	16,193
	brune	26,736	12,355	7	4,7	7,27	0,515	2,344
25	verte	28,147	13,545	6,470	3,764	6,764	1,656	5,897
	brune	18,768	8,845	5,687	2,25	7,433	1,313	6,62

Témoin							
La moyenne	25,125	12,985	7,3	3,55	9,755	4,087	8,787

Les résultats sont analysés et interprétés selon chacune des concentrations chez les deux espèces d’algues.

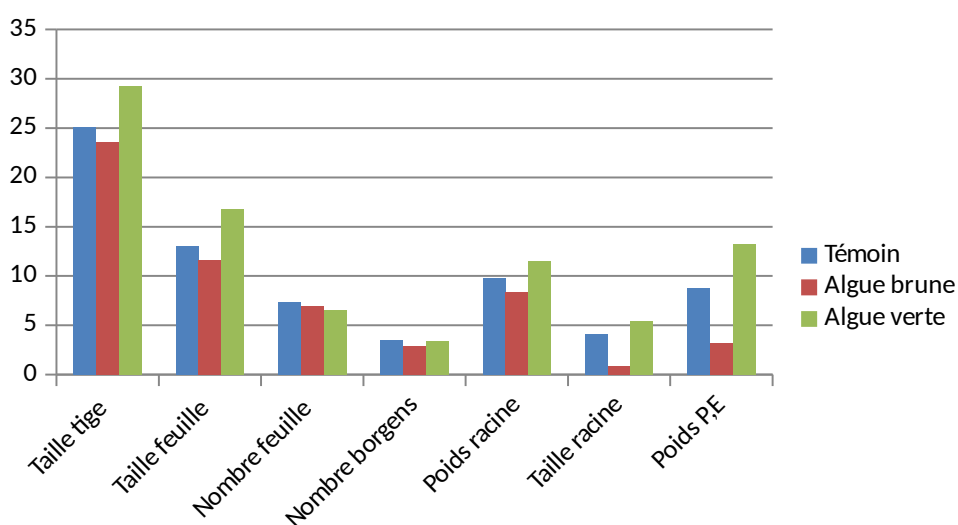


Figure 25 : Paramètre de croissance de la tomate sous l’effet des extraits d’algues selon la dose 100%

Avec une dose de 100 %, On remarque que la plupart des paramètres de croissance de la tomate montrent une augmentation en utilisant l’extrait d’*Ulva linza*. Toutefois concernant le nombre de feuilles, celui-ci est plus faible en utilisant les deux types d’algues par rapport au témoin avec une moyenne de 7,3 feuilles. Concernant l’algue brune celle-ci ne montre aucun effet bio-stimulant chez les plants de tomate puisque

tous les paramètres présentent des valeurs plus faibles que celles observées chez le témoin.

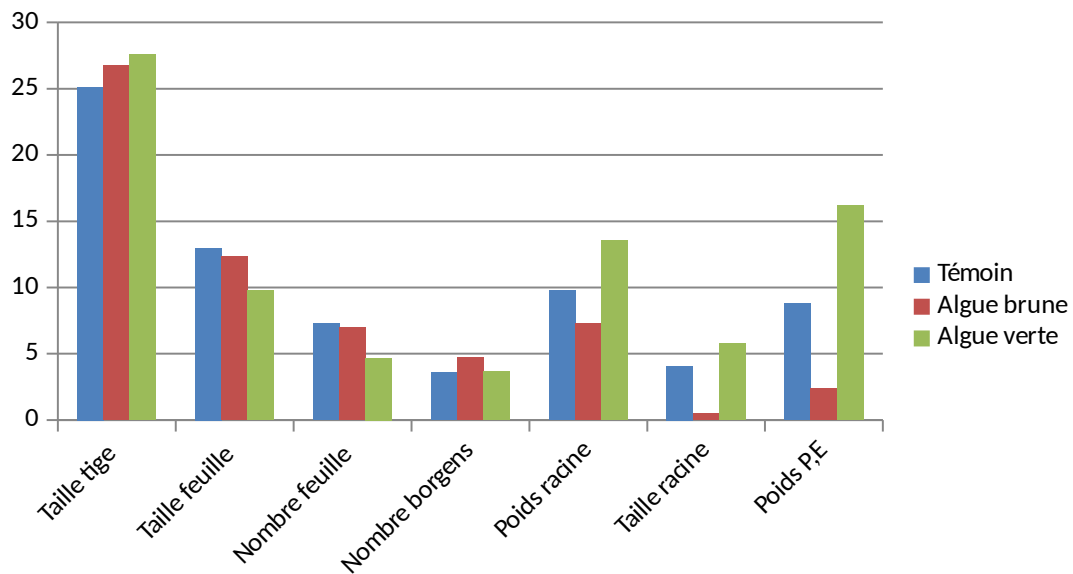


Figure 26 : Paramètre de croissance de la tomate sous l’effet des extraits d’algues selon la dose 50%.

Selon la dose des extraits à 50 % et par rapport au témoin, on remarque que il ya une augmentation de la croissance moyenne de la plupart paramètres étudiés en utilisant l’extrait de l’algue verte. : À savoir la taille des tiges (27.60), le poids des racines (13.552), la taille des racines (5.801) et le poids de la partie aérienne (16.93). En ce qui concerne le nombre (4.684) et la taille des feuilles (9.784), cet extrait ne présente aucun effet bénéfique. L’algue brune quant à elle est moins efficace que l’algue verte et même que le témoin.

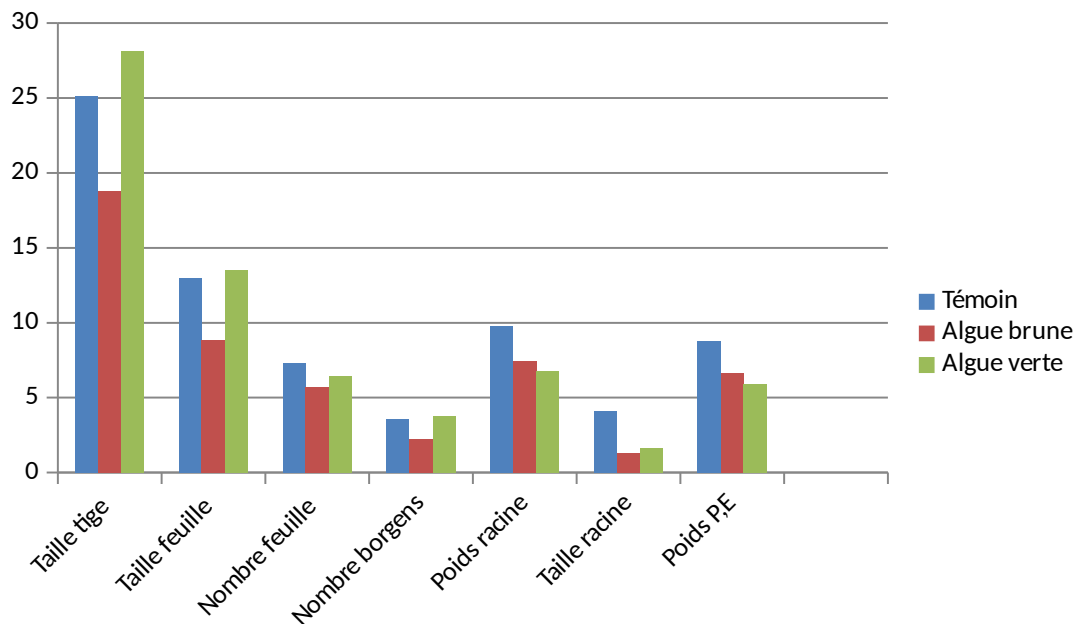


Figure 27 : Paramètre de croissance de la tomate sous l'effet des extraits d'algues selon la dose 25%.

En utilisant la dose à 25 %, on remarque que l'effet bio-stimulant est très réduit. Les pourcentages de croissance sont plus faibles que ceux obtenus pour le témoin. Sauf pour ce qui de la taille des tiges (28.147) et celle des feuilles (13.545) en utilisant l'extrait d'algue verte.

B- Les données qualitatives

Aucune différence significative n'a été observée concernant la couleur du feuillage. La quantité de racines, la distribution, la couleur et la qualité des racines n'ont montré aucune différence significative. A l'œil nu et au touché, on peut sentir la rigidité des tiges traitées, les feuilles sont rêches et deviennent duveteuse et plus dures. Sur les aspects techniques, l'utilisation de bio-stimulants est tout à fait possible à intégrer dans les serres. , en augmentant le nombre d'applications.

Par ailleurs, il est plus aisé de bien appliquer le produit sur l'ensemble de la surface foliaire et cela au laboratoire, sur un faible nombre de plantes, par rapport à l'utilisation en plein champ. Cette inégalité d'application pourrait expliquer en partie les différences d'efficacité observées en plein champ. Il est donc important de considérer que la dose apportée réellement à chaque plante peut être plus hétérogène lorsqu'on passe au champ. Ces paramètres devraient être pris en compte lors de

l'évaluation de l'efficacité d'un produit et lors de l'évaluation de la dose d'apport recommandée en conditions réelles.

III-5- Détermination de l'effet insecticide des deux extraits algaux

III-5-1-Variation du taux de mortalité

Les taux des mortalités observées au bout de 24h, 48,72h sont consignés dans le tableau ci- après.

Tableau 9 : Taux de mortalité des larves de *Trialeurodes vaporariorum*

/	Temps /dose	24h	48h	72h
/	/	feuilles traitées	feuilles traitées	feuilles traitées
Témoin	L'eau distillée	0	0	0
Extrait aqueux (<i>Ulvalinza</i>)	D1 (25%)	0	0	28,57
	D2 (50%)	0	16,66	16,66
	D3 (100%)	0	10	40
Extrait aqueux (<i>Fucus sp</i>)	D1 (25%)	0	0	11,11
	D2 (50%)	0	14,28	28,57
	D3 (100%)	0	12,5	37,5

Les taux de mortalités pour les deux extraits aqueux des algues (*Ulva linza*) et (*Fucus sp*) sont représentés par la figure suivant :

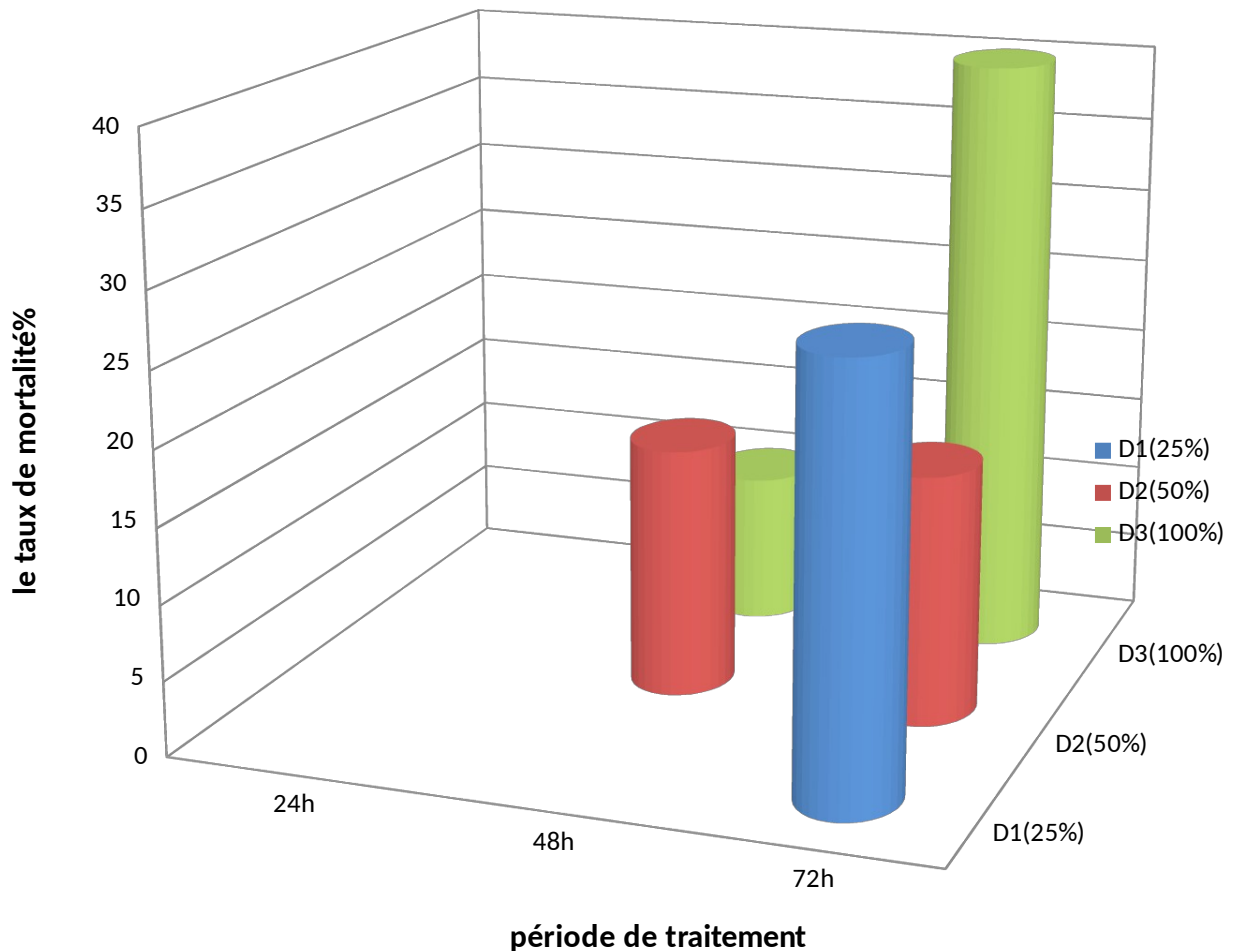


Figure 28: Représentation graphique du taux de mortalité en utilisant l'extrait aqueux de l'algue verte (*Ulva linza*) sur *Trialeurodes vaporariorum* (Aleurodes) sur la tomate.

Le traitement des larves de *Trialeurodes vaporariorum* avec l'extrait aqueux de l'algue verte (*Ulva linza*) sur les feuilles de tomate infectées a révélé que les taux de mortalité les plus élevés sont obtenus au bout de 72h, avec des pourcentages allant de 16,66 % jusqu'à 40 % et ceci pour les différentes doses appliquées. Par contre, il n'est enregistré aucun effet au bout de 24 h avec les trois doses. Mais après 48h, le taux le plus élevé est obtenu avec la dose de 50 % (16,66%). Un pourcentage de mortalité de 10 % pour la dose la plus concentrée et plus élevée et infime pour la faible dose (25%) de (*Ulva linza*).

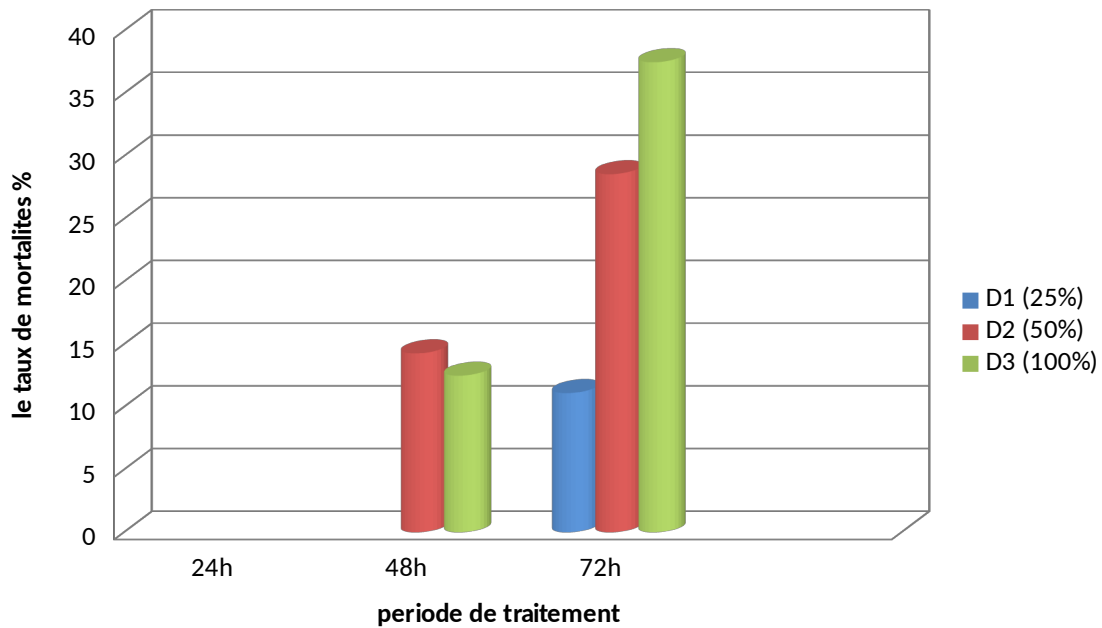


Figure 29 : Représentation graphique du taux de mortalité suivant de l'extrait aqueux de l'algue brune (*Fucus sp*) à *Trialeurodes vaporariorum* (Aleurodes) sur la tomate.

Le traitement des larves de *Trialeurodes vaporariorum* à l'extrait aqueux d'algue brune (*Fucus sp*) montre qu'après 24h, aucun effet n'est remarqué en utilisant les différentes concentrations. Une efficacité est obtenue au bout de 48h en utilisant la dose (50%). D'ailleurs ces taux montrent une élévation de mortalité de 14,28% jusqu'à 28,57% après 72 h. une augmentation remarquable des pourcentages de mortalité de 12,5% à 37,5% pour la dose la plus concentrée (100%). Avec la dose la plus faible (25%) ce n'est qu'après 72h qu'on a enregistré un taux de 11,11%.

III-3-3-4-2- Analyse de variance

2-1-Analyse de la variance appliquée pour l'effet de traitement avec l'extrait aqueux de *Fucus sp*.

Les résultats de cette analyse sont portés sur le tableau suivant :

Tableau 10 : Analyse de la variance de l'effet de traitement des larves *Trialeurodes vaporariorum* (*Aleurodes*). Avec l'extrait aqueux de l'algue brune (*Fucus sp*).

source	ddl	Somme des carrées	Carres moyens	F de Fisher	Pr \geq F
modèle	8	9,001	1,001	0,78	$\leq 0,001$
Résidus	18	13,54	1,28		
total	26	32,075	1,23		

Le tableau, nous montre qu'il ya une différence significative entre la mortalité cumulée journalière des larves traitées par le témoin et celles traitées aux extrait aqueux des algues brunes (*Fucus sp*).

2-2-Analyse de la variance appliquée pour l'effet de traitement avec l'extrait aqueux d'algue *Ulva linza*

Les résultats de cette analyse sont portés sur le tableau suivant :

Tableau 11 : Analyse de la variance de l'effet de traitement des larves *Trialeurodes vaporariorum* (*Aleurodes*). Avec l'extrait aqueux des algues vertes (*Ulva linza*).

source	ddl	Somme des carrées	Carres moyens	F de Fisher	Pr \geq F
modèle	8	16,63	2,07	0,88	$\leq 0,001$
Résidus	18	42,11	2,33		
total	26	58,74	2,25		

Le tableau, nous montre qu'il ya une différence significative entre la mortalité cumulée journalières des larves traitées par le témoin et celle traitées aux extrait aqueux des algues vertes.

III-3-3-4-3-Calcul des DL50

Pour les différents traitements utilisés :

On a calculé les DL50 des algues vertes au troisième jour après traitement des larves pour les aqueux des algues brunes (*Fucus sp*) et les algues vertes (*Ulva linza*) on a utilisé la fonction suivante : $(y = a \times x + b)$, et pour un pourcentage de mortalité de (50 = 5 prob).

Tableau 12 : Calcul des DL50 de l'effet de traitement de avec l'extrait aqueux des algues vertes (*Ulva linza*), (*Fucus sp*).

Les substances testées	DL50	TL50 (h, min)
l'extrait aqueux d'algues vertes (<i>Ulva linza</i>).	4,75%	56,33
l'extrait aqueux d'algue brune (<i>Fucus sp</i>)	4,01 %	52,40

4-1 L'algue verte (*Ulva linza*)

La DL50 de traitement des larves *Trialeurodes vaporariorum* (*Aleurodes*) de avec l'extrait aqueux des algues verte (*Ulva linza*) au troisième jour est égale à 4,75%.

4-2-L'algue brune (*Fucus sp*)

La D50 de traitement des larves *Trialeurodes vaporariorum* (*Aleurodes*) avec l'extrait aqueux des algues vertes (*Ulva linza*) au troisième jour est égale 4,01 %.

III-3-3-5- Effet insecticide des extraits des algues vertes et brunes sur les larves *Trialeurodes vaporariorum* (*Aleurodes*).

Les résultats relatifs aux traitements biologiques des algues vertes (*Ulva linza*) et brunes (*Fucus sp*) ont révélé d'une manière générale une efficacité contre les larves *Trialeurodes vaporariorum* (*Aleurodes*) avec une variabilité de l'efficacité en fonction :

Des concentrations, dans ce cas, les taux les plus élevés de mortalités ont été enregistrés à la dose D3 soit avec l'extrait brute 100% pour les deux appliqués.

Néanmoins, une efficacité élevée est aussi obtenue en utilisant des concentrations faibles à savoir l'extrait aqueux des algues vertes qui montre un taux intéressant de l'ordre de 40% et plus faible avec la dose la plus diluée D1 (25%). De forts taux de mortalité sont aussi obtenus pour la D2 et D3 avec l'extrait aqueux des algues brunes (*Fucus sp*) arrivant à 37,5%.

Selon le type de traitement, il est noté que l'extrait aqueux des algues vertes a une efficacité plus élevée par rapport aux extraits aqueux des algues brunes. Cette différence d'action obtenue dans cette étude est due probablement à la différence de concentration en molécules bioactive.

D'après les calculs effectués pour obtenir la dose létale qui peut tuer 50% de la population, il est trouvé une DL50 = 4,75% pour l'extrait aqueux des algues vertes (*Ulva linza*) et une DL50% = 4,01 % pour l'extrait aqueux des algues brunes (*Fucus sp*).

D'après **Casida (1990)**, l'effet toxique de l'extrait des algues pourrait dépendre non seulement de leur composition chimique mais aussi du niveau de sensibilité des larves. Les extraits végétaux font l'objet d'études pour leur éventuelle utilisation comme alternative aux traitements insecticides, bactéricides, nématocides et aussi fongicides.

Conclusion

Conclusion :

Ce projet a permis de valider l'hypothèse selon laquelle l'utilisation de bio- stimulants à partir d'un produit naturel à base algale chez la culture de tomates cultivées sous serre est techniquement possible. Au niveau de la croissance, du développement et de la qualité des plants traités avec les extraits aqueux de deux types d'algues (*Fucus sp*) et (*Ulva linza*), ils ont montré une efficacité à certains égards, mais de manière différente selon l'espèce étudiée. Les effets bio- stimulants observés semblent intéressants. Ceci peut être expliqué par la richesse de ces algues en polysaccharides et en polyphénols.

. Tout au long de nos expériences, une déférence morphologique a été observée entre les tomates traitées par l'extrait d'algue (*Ulva linza*) et l'extrait de (*Fucus sp*) par rapport aux non traités (le témoin). A l'œil nue, une différence est notée en ce qui concerne la rigidité de la tige. Les feuilles apparaissent rêches et deviennent duveteuses et plus dures. La croissance et le développement végétal sont positifs selon la concentration de ces extraits.

Les mesures biométriques concernant le nombre de feuilles, le nombre de bourgeons, la taille de feuilles, la taille des tiges, le poids des racines et le point aériens répondent d'une façon différente à la stimulation par ces extraits. En revanche, les analyses statistiques de ces paramètres ont montré une différence significative dans l'effet des deux extraits.

Les bios- pesticides d'origine algale peuvent constituer une solution alternative aux produits chimiques ces dernières décennies. Leurs propriétés pesticides et leur relative innocuité environnementale en font des composés très intéressants pour les traitements phytosanitaires. L'intérêt du développement de nouvelles formulations à base d'extraits algues est dû à leurs avantages écologiques et environnementaux indéniables. L'attention, jour 'hui, semble se porter sur l'utilisation des bios pesticides comme une alternative plus viable que les pesticides chimiques. Dans le cas présent, l'utilisation d'extraits des deux espèces d'algues comme bio insecticides contre les aleurodes d'une culture d'une importance capitale qui est la tomate montre une sensibilité de ces ravageurs aux extraits testés. Cette sensibilité varie en fonction, de l'espèce d'algues, des doses utilisées et en fonction du temps.

Référence bibliographique

- **Aziz A., Poinssot B., Daire X., Adrian M., Bezier A., Lambert B., Joubert J-M., Pugin A., 2003.** Laminarin elicits defense responses in grapevine and induces protection against *Botrytis cinerea* and *Plasmopora viticola*. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 16 (12): 1118-1128.
- **Barboni T** Contribution de méthodes de la chimie analytique à l'amélioration de la qualité de fruits et à la détermination de mécanismes (EGE) et de risques d'incendie, Thèse de doctorat, Université de Corse, 2006, pp.21.
- **Bessas A., Benmoussa L., Kerarma M., 2007.** Dosage biochimique des composés phénoliques .thèse doctorat, biochimie, université Abou Bekr Belkaïd –Tlemcen.
- **Branger J ,2003-2004.** Étude de la différente technique d'extraction, chié de charge-maitrise IUP GEPI, paris, p156
- **Chaux C., 1972.** Product légumière, Ed.J.B. Ballière. Paris.414p.
- **Creis E., 2015.** Etude de la voie de biosynthèse des phlorotannins chez les algues brunes, de la caractérisation biochimique d'enzymes recombinantes à l'étude des réponses éco-physiologiques. Université Pierre et Marie Curie-Paris.
- **Giroldo D., Vieira H., Paulsen B., 2003.** Relative increase of deoxy sugars during microbial degradation glycoproteins. *Journal de Pharmacie de Belgique*. 18, 529-546. Graw-Hill, Paris, p : 331.
- **ISO 662. 1998. FR.** (International Organisation of Standardisation).
- **Kansole M.M.R. (2009).** Etude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques. these de magister biochimie, université paris.
- **Lugasi A., Hevari J., Sagi K.V. Etbiro L.**
- **Madr :** Ministère D'agronomie Et Développement Rural, 2012. La Culture De Tomate.
- **Messiaen C.M., Blancard D., Rouxel F. & Lafon R. (1991),** *Les maladies des plantes maraîchères*. Paris.ed clord ,p547.
- **Montreuil J., Spick G., Chosson A., Segard E., Scheppler N., 1963.**
- **Szabo V. & Hrotko K., 2009.** Preliminary results of Biostimulator Treatments on *Crataegus* and *Prunus* stockplants. *Bulletin UASVM Horticulture*, 66 (1).
- **Walters D., Walsh D., Newton A. & Lyon, G., 2005.** Induced Resistance for Plant Disease Control: Maximizing the Efficacy of Resistance Elicitors. *Phytopathology*, 95(12), pp. 1368-1373.
- **Brono de reviers ,2002.** Biologie et phylogenie des algues, TI,ED. belin, paris 2002,,pp208,209.

Référence bibliographique

“The role of anti-oxidant phyto-nutrients in the prevention of diseases”. Acta Biologica Szegediensis. Vol 47. (2003). pp: 119-125.

-**Abbot W.S., 1925.** A methode of computing the effectivement of an insecticide .J.Econe.Ent .(18) ,265-267.

-**Amira H, Ghoname A, Nafeh A., 2014.** Alleviation of Salt Stress Adverse Effect and Enhancing Phenolic Anti-oxidant Content of Eggplant by Seaweed Extract March 2015, Gesunde Pflanzen Volume 67, Issue 1, pp 21-31and their antioxidant capacity. Cent Eur J Chem. 8(1), 87–95.

-**Anonyme., 2012** Direction des statistiques agricole et des systèmes d’information. P75.

-**Anonyme., 2012** FAOSTAT, Infocomm. Fiche produit tomate, CNUCED.

-**Bekro Y.A., Mamyrbekova J.A., Boua B.B., Ehile E.E., 2007.** Étude chimique des algues thèse de doctorat, Université paris. France p52.

-**Benguedda-Rahal W., 2011.** Contribution à l’étude de la bioaccumulation métallique dans les sédiments et différents maillons de la chaine trophique du littoral extrême ouest algérien, Thèse de doctorat, université Abou Bekr Belkaïd –Tlemcen.

-**Beta T; Nam S; Dexter J.E; Sapirstein H.D. 2005.** Phenolic content and antioxidant université bruxelle p256.

-**Bruneton J. 1999.** Pharmiognosie et phytochimie, plantes médicinales, *Tec et Doc* Burkina Faso., **1119p** Burkina Fasolaviosier, Paris, 1120p.

-**Casida J.H., 1990.** Pesticides and alternative. Innovative chemical and biological approaches to pest control. Amesterdam: Elsevier, pp.11-22ed.

-**Chaux C.I., Foury C.I., 1994.** Production legumiere-tome I generalites (serie agriculture d’aujourd’hui) edition tec et doc lavoisier paris, londres, new yourk.p558.

Chemical and enzymatic fractionation of cell walls from Fucales: insights into the structure of the extracellular matrix of brown algae. Ann. Bot. 114, 1203–1216.

Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents, American Journal of Enology and Viticulture, 16: 144-153 .

-**Couplan F et Debuigne G., 2006.** Petit larousse des plantes qui guérissent. (Inde) p58.

-**Courchinou J.P., 2008.** La culture de la tomate, fiche technique tomate, 8p.paris

-**Deniaud-Bouët E., Kervarec, N., Michel G., Tonon T., Kloareg B., Hervé C., 2014.** Description de *Ulva*(Enteromorpha) spp, [En ligne]

-**Diallo A. 2005,** Etude de la phytochimie et des activités biologiques de *Syzygium guineense* WILLD. (MYRTACEAE). Thèse de doctorat en Pharmacie et d’Odonto-Stomatologie du

Référence bibliographique

Mali. Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto-Stomatologie (FMPOS), Université de Bamako. Diplôme d'Etudes Approfondies (D.E.A) en Sciences Biologiques Appliquées.

-Direction du Développement Rural - Province Sud, 2008.

-Djellout H., 2009 evaluation du pouvoir antimicrobien de quatre plantes spontanées. in these phytopathol : univ blida, p60.

-Dohou N., Yamni K., Tahrouch s. Idrissi hassani I.M., Badoc A., Gmira N. 2003

Effect of aqueous extract of *Sargassum johnstonii* Setchell & Gardner on growth, yield and quality of *Lycopersicon esculentum* Mill, J Appl Phycol,(23):623–633. *Lavoisier*. Paris, p 278-279.

-Eyras M.C., Defosse G.E., Dellatorre,F., 2008. Seaweed compost as an amendment for horticultural soils in Patagonia, Argentina. *Compost. Sci. Util.* (16), 119–124.

-FAN D, 2011. *Ascophyllum nodosum* extracts improve shelf life and nutritional quality of spinach (*Spinacia oleracea* L.). Dissertation, Dalhousie these de doctorat, University paris p46.

-Feldmann J., 1966.

Glycoproteins. In: Chaplin.

Guide méthodologique d'évaluation de l'efficacité des Stimulateurs des Défenses des Plantes (SDP).

-Hemingway R.W. (1992). Structural variation in proanthocyanidins and their derivatives. In: *Hoslundia opposita vahl* et *Orthosiphon pallidus royle ex benth.*

http://mcavalla.free.fr/rsr/Algues_operon.pdf les macros algues.

<http://www.mer-littoral.org/53/enteromorpha-spp>.

-Hurtado, AQ, Yunque, DA, Tibubos, K, Critchle Y., 2009. Use of Acadian marine plant extract powder from *Ascophyllum nodosum* in tissue culture of *Kappaphycus* varieties. J Appl Ph col 21: pp. 633-639.

-Igor Passi, L.B. (2002). Etude des activités biologique de *Fagaria zanthoxyloides*, Introduction aux techniques de biochimie. Mc pour l'obtention du diplôme d'ingénieur d'état en biologie.maroc, p56.

isolated from the brown alga *Eisenia bicyclis*. *Fish Sci.* 62(6): 923-6

-Jothiba Margr., Kumaresan R.S., et Mohan V R., 2012 ,pharmacognostic studdies on green alga *ulva lactuca* from tuticorin coast, tamilandu, india,plant archives, vol.12pp;1089,1092. *Journal of Phycology.* 39, 1109-1115.

Référence bibliographique

-JULIEN J.C., (2007).

-Kamoun S., Van west P., Vleeshouwers., 1998

-Kolev N., 1976 ,Les cultures maraichères en Algérie, Tome I, légumes et fruits. Ed. Ministère de l'agriculture et de la réforme agraire. pp145-161.

-Kumari R., Inderdeep K., A. K. Bhatnagar .,2011.

La culture de tomate, production, transformation et commercialisation.. Of an extracellular polysaccharide released by a tropical freshwater *Thalassiosira sp.* (Bacillariophyceae). Agrodock.105p.

Les types biologiques d'Algues marines benthiques. Bull. Société Bot. Fr. 113, 45–60. acides gras d'origine animal et végétale.

-Lespagnol A, 1975. .chimie des médicaments, tome2, édition technique et documentation, paris (France) polyphenols: synthesis, propriétés, significande. Laks P.E, Hemingway R.W New.- **Kennedy J.K., 1975** Carbohydrate analysis : a practical approach. United Kingdom, Oxford, Oxford IRL

-Marfaing H., ET Lerat Y., 2007Les algues ont-elles une place en nutrition"" , Phytothérapie, France, 2-1.

Methods of study of the structure chimiques. thèse doctorat, biochimie, université montpellier – france.p 45/87.

-Montreuil J., Bouquelet S., Debray H., Fournet B., Sick G., Stracker G., 1986.

-Mouhri, K., 2012/2013 , taxinomie et écologie des végétaux non vascularisés (les algues) ,.p123/124.

-Munoz J., 2011. Extraction de l'éponge marine *Axinella donnani* et synthèse d'une chimiothèque d'analogues du dispacamide A, Thèse de doctorat, Université Paris sud XI, France.p135.

-Naika S., De jeud j.V.L. De jeffau M., et Vandam b. 2005.

Nakamura T (1996) Antioxydant activity of phlorotannins Phénoliques dans les dattes et le miel these de doctorat ,paris , p123.

Nyabyenda P., 2006. Les plantes Cultivées En Régions Tropicales D'altitude d'Afrique. of pressurised fluid and ultrasonic extraction methods for analysis of plant antioxidants.p123.

-Pariser R., Moyes H., 1976. Matière médicale, tome I, Masson et Cie ; paris, 447p.

-Paul mac artain, Christopher I.R. 2007. Gill, Mariel Brooks, Ross Campbell, Ian R. Rowland, « Nutritional value of edible seaweeds », *Nutrition Reviews*, 65(12): 535-543 .

-Plummer d T., 1989.

Référence bibliographique

-RMT Elicitra, 2012.

-Roland& Vian,1999 . Rutaceae. Thèse de pharmacie, Bamako,mali p 133.

Screening phytochimique d'une endémique Ibéro-Marocaine, Thymeleae lythroïdes. Bull. Soc. Pharm. Bordeaux, , Vol. 142; pp 61-78. Ethnobotanique Et Screening Phytochimique de Caesalpinia. . Ed. Les Presses Agronomiques De Gembloux. Wageningen. P180.

-Singleton V., Rossi J., (1965).

V.G.A.A., de Groot, K.E. and Govers, F.these de doctorat ,paris p70/84.

ANNEXE 01**Matériel non biologique**

Appareillages	Verreries et autres	Réactifs et solutions
- Agitateur magnétique.	- Béchers	-Acétate de plomb.
-Agitateur Vortex.	-Burettes.	-Acétate de sodium.
- Bain marie	- Barreau magnétique,	- acide acétique.
-Balance analytique	-Entonnoir	-Acide chlorhydrique (HCl).
-Mixeur	-Eponduff	-Acide sulfurique
- Plaque chauffante	- Eprouvette	-Alcool chlorhydrique.
-Réfrigérant	-Flacon ombré	-Ammoniaque.
-Spectrophotomètre	- Fioles jaugées	-Chloroforme.
- Support	-Papier filtre	-Chlorure de fer.
- Thermomètre	- Pied à coulisse	-Eau distillée.
	-Pince de laboratoire	-Eau de javel
	-Pipettes	-Ethanol
	-Poire	-Ether
	-Spatule	-Ferricyanure de potassium.
	-Tissu de mousseline	-Hydroxyde de potassium (KOH).
	-Tubes à essai stériles	-Magnésium (Mg ⁺²)
		-Méthanol
		- Réactif de Fehling
		-Réactif de Drangendorff
		-Réactif de Sitasny
		-

ANNEXE 02

Les tubes

annes actifs sont préparés selon le protocole a pharmacopée européenne 2014

Préparation des réactifs :**A. Réactif de Fer chlorure anhydrique à 5% :**

5g de FeCl_3 + 100 ml d'eau distillée.

B. Réactif de Fer chlorure anhydrique alcoolique à 2% :

2g de FeCl_3 +100ml éthanol.

C. Solution alcoolique de KOH :

3g de KOH + 5 ml d'eau distillée agiter

D. Solution d'hydroxyde de potassium à 1N :

60g KOH+1000ml d'eau

Préparation d'hydroxyde de potassium méthanolique à (2mol/l)

$M_{\text{KOH}}=56.11\text{g/mol}$ \longrightarrow 56.11g de KOH +1000ml de méthanol (KOH à 1g/mol)

Donc pour KOH à 2g/mol on multiplier la quantité de KOH x 2 c.à.d. 112.22g de KOH +1000ml de méthanol.

Préparation de phénolphtaline :

10g phénolphtaline+100 éthanol.

Préparation de thiosulfate à 0.01N :

5 ml de thiosulfate à 0.1N+50ml d'eau.

Préparation d'iodure de potassium KI :

166g de KI +1000ml d'eau

Préparation d'acide sulfurique diluée :

55ml d'acide sulfurique +1000ml d'eau

Préparation de HCL à 2N :

206.0g \longrightarrow 1000 ml d'eau

$d=m/v$; $v=m/d$ avec d, c'est la densité d'HCL=1.18 et v : le volume d'HCL et m : la masse d'HCL donc : $206.0/1.18=174,57$

Donc 174.57ml HCL+1000ml d'eau.

Préparation d'HCL à 10% :

100 ml d'HCL+1000ml d'eau.

Préparation d'HCL méthanolique de 1mol/l :

$M_{HCL}=36.5g/mol$ et $d=M/V$; d : densité, M : masse et V : volume.

$V=M/d=36./1.18$; $V=30.93ml$ donc pour HCL 1mol/l on prend 30.93ml d'HCL+1000ml de méthanol.

Préparation de NaCL saturée :

5g de NaCL +10 ml d'eau (agitation) on ajoute chaque fois 5g de sel jusqu'à la solution saturée.

B. Réactif de Stiansy :

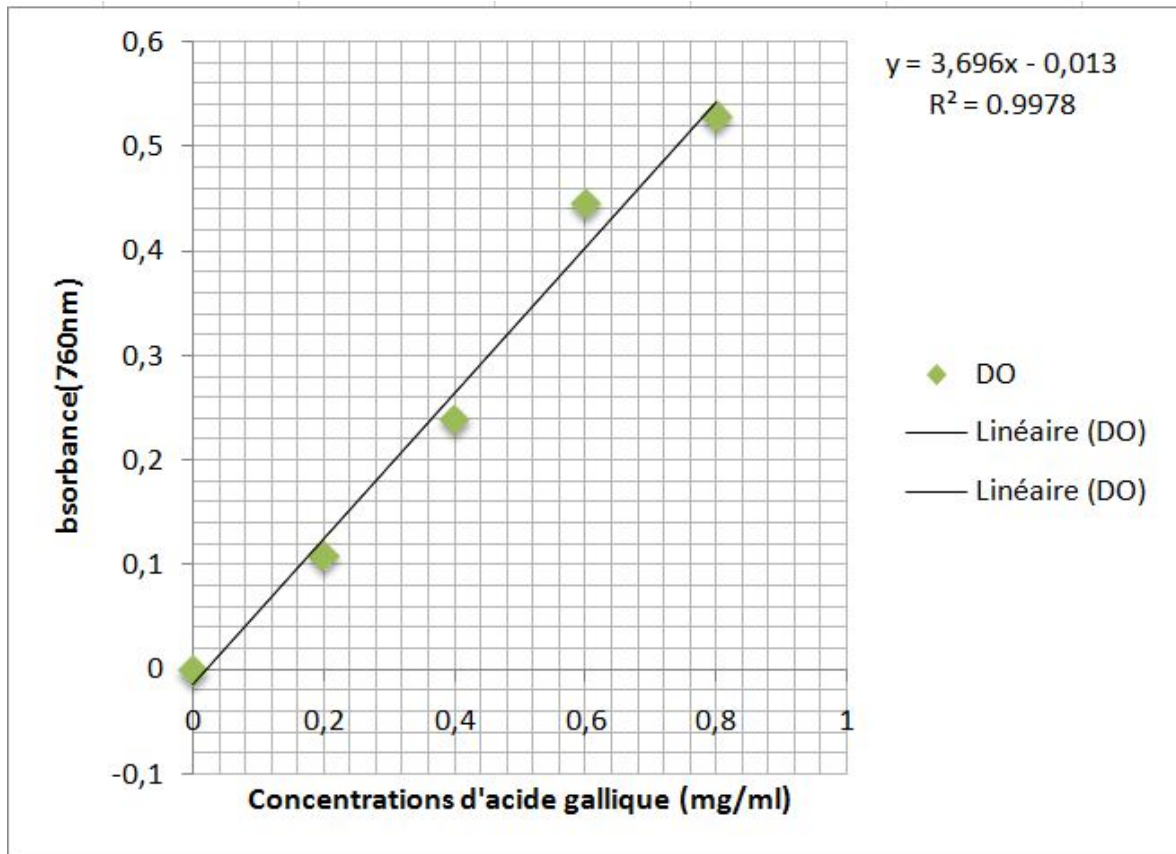
2 volumes de formol (50 ml) + 1 volume de HCl 1 N (25 ml). (BRUNETON J., 1999

ANNEXE 03

La gamme et la courbe d'étalonnage pour le dosage des polyphénols totaux

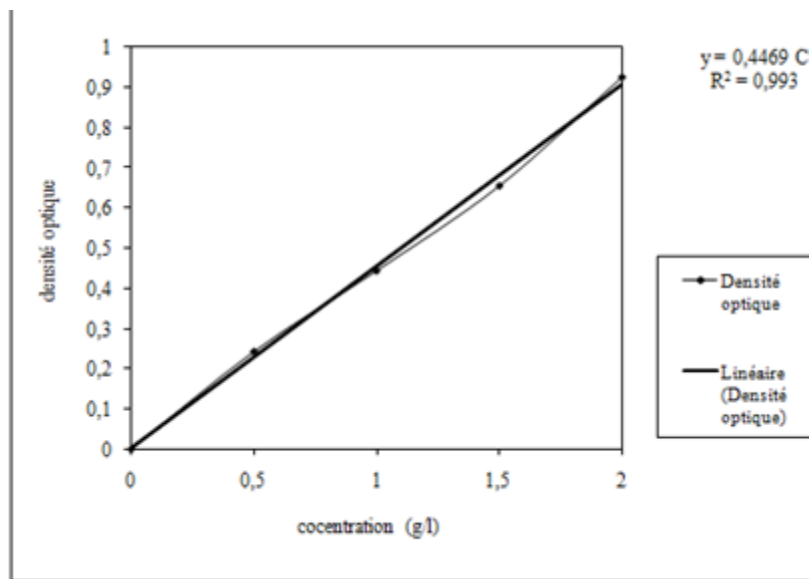
Tableau 16: gamme d'étalon de l'acide gallique

N° tube	1	2	3	4
Concentration finale de l'acide gallique en mg/ml	0.2	0.4	0.6	0.8
Do à 760 nm de l'acide gallique	0.0982	0.2344	0.4455	0.5284



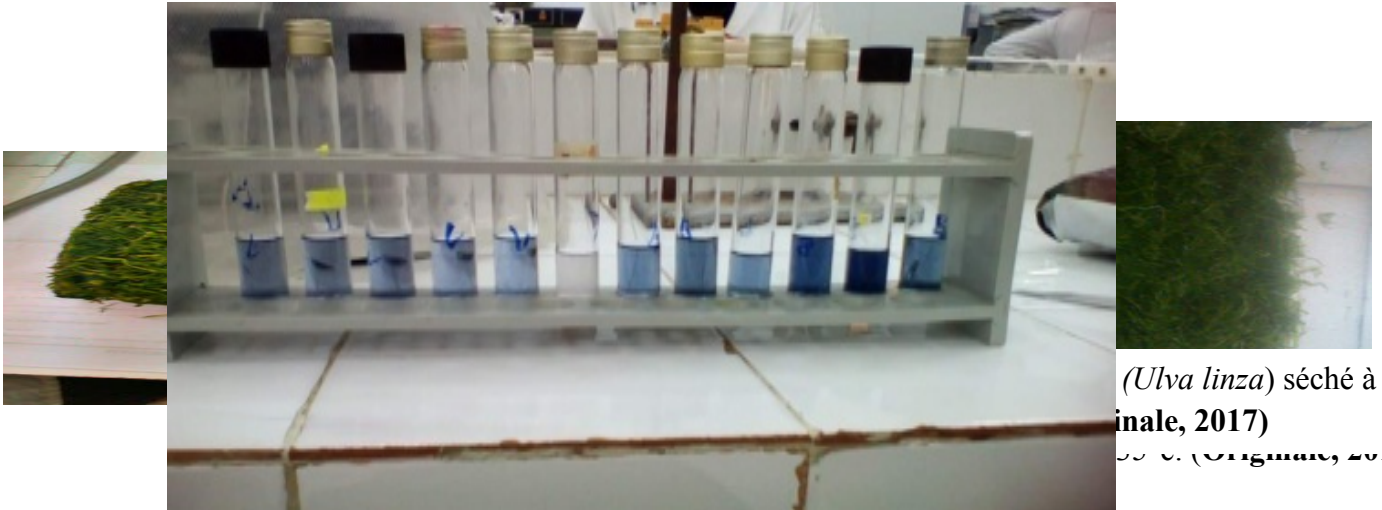
Courbe d'étalonnage de l'acide gallique

ANNEXE 4



courbe d'étalonnage de solution de glucose

ANNEXE 5



(*Ulva linza*) séché à l'air
inale, 2017)

2017) (Originale, 2017)



Tamisage algue verte
(*Ulvalinza*) (Originale, 2017)



Broyage algue verte (*Ulva linza*)
séché à l'étuve a 35°C. (Originale,
2017)

Solutions de dosage de polyphénols totaux. (Originale, 2017)

ANNEXE 6

Tableau : Transformation de parentage de probits

%	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9
0	—	2.07	2.95	3.12	3.25	3.36	3.45	3.53	3.59	3.65
10	3.72	3.77	3.82	3.87	3.92	3.96	4.01	4.05	4.08	4.12
20	4.16	4.19	4.23	4.26	4.29	4.33	4.36	4.39	4.42	4.45
30	4.48	4.50	4.53	4.56	4.59	4.61	4.64	4.67	4.69	4.72
40	4.75	4.77	4.80	4.82	4.85	4.87	4.90	4.92	4.95	4.97
50	5.00	5.03	5.05	5.08	5.10	5.13	5.15	5.18	5.20	5.23
60	5.25	5.26	5.31	5.33	5.36	5.39	5.41	5.44	5.47	5.50
70	5.52	5.55	5.58	5.61	5.64	5.67	5.71	5.74	5.77	5.81
80	5.84	5.88	5.92	5.95	5.99	6.04	6.08	6.13	6.18	6.23
90	6.25	6.34	6.41	6.48	6.55	6.64	6.75	6.88	7.05	7.33
—	0.0	0.1	0.2	0.3	0.4	0.5	0.6	0.7	0.8	0.9
99	7.33	7.37	7.41	7.45	7.51	7.58	7.65	7.75	7.88	8.04