



**RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET
POPULAIRE MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE**

UNIVERSITE SAAD DAHLEB BLIDA 1

FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE DES POPULATIONS ORGANISMES

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES

En vue de l'obtention du diplôme de master en science de la nature et de
la vie

Filière : Sciences Biologiques

Option : Biodiversité et Physiologie Végétale

Thème :

**Effet des biostimulateurs issus des
algues brunes**

Présenté par : BOUCHEKOUK Nabil

DJAAFRI Youcef

Soutenu devant le jury :

Président : Mr. GRANDI M MCB. Blida 1

Examineur : Mr. GUEDIOURA A. MCB. Blida 1

Promotrice : M^{me} METIDJI H. MCB. Blida 1

Co-Promotrice : M^{me} KEFTI S. Ingénieure principale. Blida 1

Année universitaire 2019-2020

ملخص

يتزايد الاتجاه نحو استخدام المحفزات الحيوية المستخرجة من الطحالب بشكل مستمر حيث أسفرت عن نتائج مذهلة، خاصة المحفزات الحيوية المستخرجة من الطحالب البنية. هذه الدراسة عبارة عن تحليل مقارنة لبعض النتائج التي تم الحصول عليها سابقاً في سياق تأثير المنشطات الحيوية المستخرجة من الطحالب البنية على النباتات. وقد أظهرت النتائج أن لها تأثيراً واضحاً على عدة جوانب: (1) زيادة نمو أجزاء مختلفة من النبات وزيادة الكتلة الحيوية عند استخدام تركيبات معينة، (2) الحفاظ على مستوى مناسب من العناصر النزرة والدهون وتقليل تلفها، (3) زيادة في مستوى الأصباغ وخاصة الكلوروفيل، مع حماية أكبر بثلاث مرات من التلف، (4) مقاومة أنواع مختلفة من الإجهاد مثل البرودة الشديدة والجفاف وإجهاد الملح و(5) الدفاع عن النباتات ضد مسببات الأمراض من خلال محفزات دفاع النبات.

الكلمات المفتاحية: محفز حيوي، طحالب بنية، مستخلص، نمو.

Résumé

La tendance vers l'utilisation de biostimulateurs extraits d'algues ne cesse d'augmenter car ils ont produit des résultats impressionnants, notamment des biostimulants extraits d'algues brunes. Cette étude est une analyse comparative de certains résultats obtenus précédemment sur l'effet des biostimulants issus des algues brunes sur les plantes. Les résultats ont montré qu'il avait un effet positif devenu apparent sur plusieurs aspects. (1) L'augmentation de la croissance de différentes parties de la plante et l'augmentation de la biomasse lors de l'utilisation de concentrations spécifiques. (2) Le maintien d'un niveau adéquat d'oligo-éléments et de lipides et la réduction de leurs dommages, (3) Augmentation du niveau de pigment surtout la chlorophylle, avec une protection trois fois plus grande contre les dommages, (4) La résistance à différents types de stress tels que le froid extrême, la sécheresse et le stress salin et (5) La défense des plantes contre les agents pathogènes grâce aux stimulateurs des défenses des plantes.

Mots clés : Biostimulant, algue brune, extrait, croissance.

Abstract

The trend towards the use of biostimulants extracted from algae is increasing continuously, as they have yielded amazing results, especially the biostimulants extracted from brown algae. This study is a comparative analysis of some of the results obtained previously in the context of the effect of biostimulants extracted from brown algae on plants. The results showed that it had an evident impact on several aspects: (1) Growth increase in different parts of the plant and increased biomass when using certain concentrations, (2) Maintaining an adequate level of trace elements and fats and reducing their spoilage, (3) Increase in pigment level, especially chlorophyll, With three times greater protection from damage, (4) Resistance to different types of stress, such as extreme cold, drought, and salt stress and (5) Defense of plants against pathogens through plant defense stimuli.

Keywords: Biostimulant, brown algae, extract, growth.

Remerciement

Avant tout, on remercie, Dieu de nous avoir accordé le succès, la patience, la force et la volonté d'achever ce travail.

Nous tenons à remercier infiniment et avec gratitude notre promotrice Mme METIDJI Hafidha, MCB à l'Université Saad Dahleb Blida 1 pour ses grands efforts, sa patience, sa présence constante, sa correction sérieuse, malgré les circonstances difficiles que nous traversons ensemble, Sans leur aide, l'objectif de ce projet n'aurait pas été réalisé.

Nous remercions également notre co-promotrice Mme KEFTI Sabrina pour avoir fourni les moyens et son aide au laboratoire.

Nous remercions Mr Grandi M. Maitre de Conférences B à l'Université Saad Dahleb Blida pour avoir accepté de présider ce jury.

Nous remercions aussi : Mr. Guedioura A. Maitre de Conférences B à l'Université Saad Dahleb Blida qui nous fait l'honneur d'examiner ce travail.

Nous remercions également tous les enseignants de l'Université Saad Dahleb Blida qui ont contribué à la réussite de nos études universitaires au cours des dernières années.

Nous remercions nos parents pour leur soutien et leurs encouragements.

Nous tenons également à remercier tous les étudiants de notre promotion (2019-2020)

Enfin, nous tenons à remercier toutes les personnes qui ont contribué au succès de ce modeste travail.

Dédicaces

Je dédie ce travail

A mes chers parents pour leurs sacrifices, leurs soutiens, et leurs encouragements...

Mes deux frères Abdennour et Oussama

Ma sœur Hafsa

A tous mes proches et l'ensemble de ma famille

A mes enseignants et mes camarades de promotion

A mes amis et tous ceux que j'aime

Nabil

Dédicace

Je dédie ce travail

A mon père qui m'a encouragé à continuer à études

A ma mère pour tous ses sacrifices

A mes sœurs Fatma Zohra et Nabila pour encouragement

A mon frère Ahmed

A ma famille en général

A mes enseignants et encadrants

A mes amies

Youcef

Sommaire

Introduction.....	1
Chapitre 1 : ALGUES.....	2
Définition des algues.....	2
II. Classification des algues.....	2
II.1. Cyanobactéries (Algues bleues)	2
II.2. Chlorophycées (algues vertes)	2
II.3. Phéophycées (algues brunes)	3
II.4. Rhodophycées (algues rouges).....	3
III. Algues brunes (chromophytes/pheophycees).....	3
III.1. Caractéristiques cytologiques et biochimiques des chromophytes.....	3
III.2. Cycle de reproduction.....	3
IV. Répartition des espèces indigènes et introduites des algues	5
V. Utilisation.....	5
1. Algues alimentaires.	5
2. Industrie des phycocolloïdes	5
3. Domaine médicinal	6
4. Cosmétologies et industries dérivées.	6
6. Biocarburants	6
Chapitre 2 : BIOSTIMULATEURS	7
I. Définition	7
II. Types de biostimulateurs	7
III. Mécanismes d'action de biostimulateurs	10
IV. Modes d'utilisation des biostimulateurs.....	14

Chapitre 3 : MATERIEL ET METHODES	
I. Matériel	16
I.1. Choix de site du prélèvement	16
I.2. Matériel biologique	17
II. Méthodes	17
II.1. Récolte des algues	17
II.2. Identification des espèces	17
II.3. Préparation des extraits (Extraction méthanolique).....	17
II.4. Germination des graines de Radis	18
II.5. Acclimatation.....	19
II.6. Dosage biochimique.....	19
Chapitre 4 : RESULTATS ET DISCUSSION.....	22
I. Paramètres de croissance.	22
II. Variation de teneur en lipides et oligo-éléments.....	25
III. Teneur en pigments	26
IV. Résistances au stress.	27
V. Substances élicitrices (stimulateurs des défenses des plantes)	29
Conclusion.....	32
Références bibliographiques	33

Liste des figures et tableaux

Figure 1 : Cycle de reproduction d'une algue brune du genre <i>Cystoseira</i>	4
Figure 2 : Modes d'action des biostimulateurs et leurs corrélations.....	13
Figure 3 : La localisation géographique du site d'échantillonnage "suisse" (Ain Tagourait)	16
Figure 4 : Effets de différentes concentrations des fractions algales sur la croissance de <i>Nannochloropsis gaditana</i>	23
Figure 5 : Evolution des biomasses sèches aériennes (histogrammes bleues) et racinaires (histogrammes roses) de colzas cultivés pendant 30 jours en présence d'extrait algal AZAL5 sur un sol alcalin.....	25
Figure 6 : Effet de l'extrait aqueux de <i>Laminaria digitata</i> à différentes concentrations sur le flétrissement des branches chez les plantes de pomme de terre.....	30
Figure 7 : Effet de l'extrait aqueux de <i>Bifurcaria bifurcata</i> à différentes concentrations sur le flétrissement des branches chez les plantes de pomme de terre.....	31
Tableau :	
Tableau 1 : Catégories de biostimulants proposés.....	9

Introduction

Une gamme très large de produits et substances visant à améliorer le fonctionnement du sol, de la plante ou les interactions entre sol et plante s'est récemment développée sur le marché. Le domaine de la recherche sur les biostimulants naturels est devenu plus complexe, car ces produits ont une efficacité prouvée pour protéger les plantes et simuler leur croissance de manière écologique (**Pamela Calvo, 2014**).

Parmi ces biostimulants, celles d'origine d'algue - et notamment des algues brunes- qui font preuve d'une incroyable richesse (**Radmer et Parker, 1994**). Elles sont des végétaux beaucoup moins connus que les plantes terrestres et beaucoup plus difficiles à appréhender. Elles occupent en grande partie les milieux aquatiques, en particulier marins et sous-marins et constituent un ensemble d'organismes extrêmement divers qu'il est très difficile de présenter de manière simplifiée (**Andrea et al., 2018**).

L'explication de la méthode de leur impact a connu des progrès remarquables ces derniers temps (**Wozniak et al 2020**) ainsi que des tentatives de création de réglementations pour ces produits (**Traon et al, 2014**), en particulier avec la demande croissante pour ces produits à mesure qu'ils envahissent le marché mondial (**Faessel et al., 2014**).

La côte algérienne présente une façade maritime importante qui s'étend sur plus de 1300 km de longueur, cette situation géographique lui permet d'être parmi les sites les plus riches en algues. La flore algale présente une richesse très importante qui constitue une ceinture presque continue le long de la côte.

Dans ce contexte et en raison qu'une mauvaise fertilisation chimique est nocive pour l'environnement (**Serpil Savci, 2012**) et du manque d'études expliquant comment utiliser les biostimulants de manière simple, Le présent travail, a pour objectif une synthèse bibliographique sur les biostimulants issus des algues brunes et leurs effets sur les plantes en termes de croissance, de composants et physiologie.

Ce travail est composé de trois parties, la première partie concerne les recherches bibliographiques sur les algues en général et les chormophycées (les algues brunes) en particulier. La deuxième partie est consacrée aux biostimulateurs. La dernière partie illustre une étude comparative sur les résultats de quelques travaux de recherche récents qui font le même l'objet que notre mémoire.

Chapitre 1 : ALGUES

I. Définition des algues

Les algues regroupent un ensemble de végétaux photosynthétiques très divers. Elles peuvent être définies comme des thallophytes. (**Gayral, 1975**)

On n'y distingue pas à première vue d'organe ayant un rôle bien défini : tout l'appareil végétatif a été considéré comme une seule masse appelée « thalle ». Il n'est vrai que, pour certaines d'entre elles, chaque cellule effectue directement ses échanges avec le milieu extérieur (**Zitouni, 2015**).

Elles ont des formes et des dimensions très variables. Certaines sont microscopiques et d'autres mesurent plusieurs mètres de longueur, mais elles ont toutes des caractères communs.

Elles sont essentiellement aquatiques dans les eaux douces ou marines, et certaines vivent sur la neige ou la glace des régions polaires et des hautes montagnes. D'autres au contraire supportent dans les eaux des sources thermales des températures élevées (algues thermophiles). Elles comprennent 20 000 à 30 000 espèces dans le monde, (**Ramade, 2009**)

II. Classification des algues

En général, les algues regroupent quatre groupes qui sont différenciés par rapport à la couleur, Chaque groupe contient des classes, et chaque classe contient des centaines d'espèces (**Garon-Lardiere, 2004**)

II.1. Cyanobactéries (Algues bleues)

Ces végétaux, unicellulaires ou pluricellulaires, ont longtemps été inclus dans les “algues” et nommés algues bleues en raison, en particulier, de leur habitat aquatique et de leur coloration bleu-vert. Il est actuellement admis que leur ultrastructure, du type procaryote, indique une parenté certaine avec les bactéries, justifiant le terme de Cyanobactéries. Ils présentent une importante source d'oxygène. Mais certaines souches sont toxiques (**Fischer et al., 1987**).

II.2. Chlorophycées (algues vertes)

Elles sont des formes très variées, uni-ou pluricellulaires. Leurs plastes sont colorés en vert par les chlorophylles a et b, auxquels sont associés des carotènes et des xanthophylles. La photosynthèse permet la formation d'amidon, comme pour les plantes supérieures, la plupart des algues vertes vivent en eau douce ou en milieux marins, mais certaines espèces peuvent

également se développer sur terre. Elles jouent un rôle important dans l'oxygénation des eaux, favorisant ainsi la vie animale (**Garon-Lardiere, 2004**).

II.3. Phéophycées (algues brunes)

La couleur brune de ces algues résulte de la dominance du pigment xanthophylle, la fucoxanthine, qui masque les autres pigments (chlorophylle a et c, ainsi que le bêta-carotène). Toutes possèdent une structure pluricellulaire, mais leurs dimensions varient depuis les éléments microscopiques jusqu'aux très grands spécimens. La grande majorité des algues brunes sont marines (**Garon-Lardiere, 2004**).

II.4. Rhodophycées (algues rouges)

Les rhodophytes ou algues rouges forment un groupe très diversifié. Ces algues doivent leur couleur à la présence de plastes roses dans lesquels un pigment rouge, la phycoérythrine, est associé à plusieurs autres pigments dont les chlorophylles. La plupart de ces algues rouges sont pluricellulaires et marines, mais il existe quelques formes unicellulaires et quelques-unes vivent également en eau douce. Elles se distinguent généralement par leur cycle de reproduction particulièrement complexe (**Garon-Lardiere, 2004**).

III. Algues brunes (chromophytes/pheophycees)

Les algues brunes (Phaeophyceae) sont une classe large et diversifiée des algues brunes dorées qui vont des petites formes filamenteuses aux grandes algues complexes (**Wehr, 2015**).

III.1. Caractéristiques cytologiques et biochimiques des chromophytes

Leurs principaux pigments sont Chlorophylle a, chlorophylle c, caroténoïdes et xanthophylles. Ils ont des vrais plastes avec un type néoplastidié ; les pyrénoides, quand ils existent, sont généralement extérieurs à la région des thylacoïdes. Les thylacoïdes sont groupés par 2 ou 3. Ces principaux métabolites caractéristiques sont représentés par le mannitol et laminarane dans les vacuoles et abondance de phlorotannins (physodes).leur constituant important des parois est l'acide alginique et autre dérivés (**Fischer et al., 1987**).

III.2. Cycle de reproduction

Les structures de reproduction sont distinctives pour ce groupe, mais les cycles de vie des espèces d'eau douce ne sont pas complètement connus (**Wehr, 2015**).

Les algues brunes présentent des organes de reproduction nommés zoïdocystes (uniloculaires ou pluriloculaires) qui libèrent des zoïdes (gamètes ou spores) généralement biflagellés et hétérocontés. Dans le cas des Fucales, le gamétocyste femelle (oogone) libère des oosphères non flagellées. Le cycle des Phéophycées est classiquement digénétique et peut être isomorphe ou hétéromorphe mais les fucales sont monogénétiques (**Fischer et al., 1987**).

Chez certaines espèces, les sporanges pluriloculaires sont produits sur des plantes gamétophytes ($1n$) et sporophytes ($2n$). Ceux-ci se divisent à plusieurs reprises à partir de cellules érigées en forme de fil étroit (*Ectocarpus*, *Heribaudiella*) ou des branches terminales (*Bodanella*) pour former des structures pluricellulaires qui produisent des zoospores asexuées où des zoospores qui se déposent et germent plus tard pour produire de nouveaux filaments. Chez *Heribaudiella* et *Porterinema*, les zoospores biflagellées sont en forme de poire avec deux flagelles insérés latéralement et possèdent un seul chloroplaste pariétal et un stigmate apical (**Kumano et Hirose, 1959 ; Dop, 1979**).

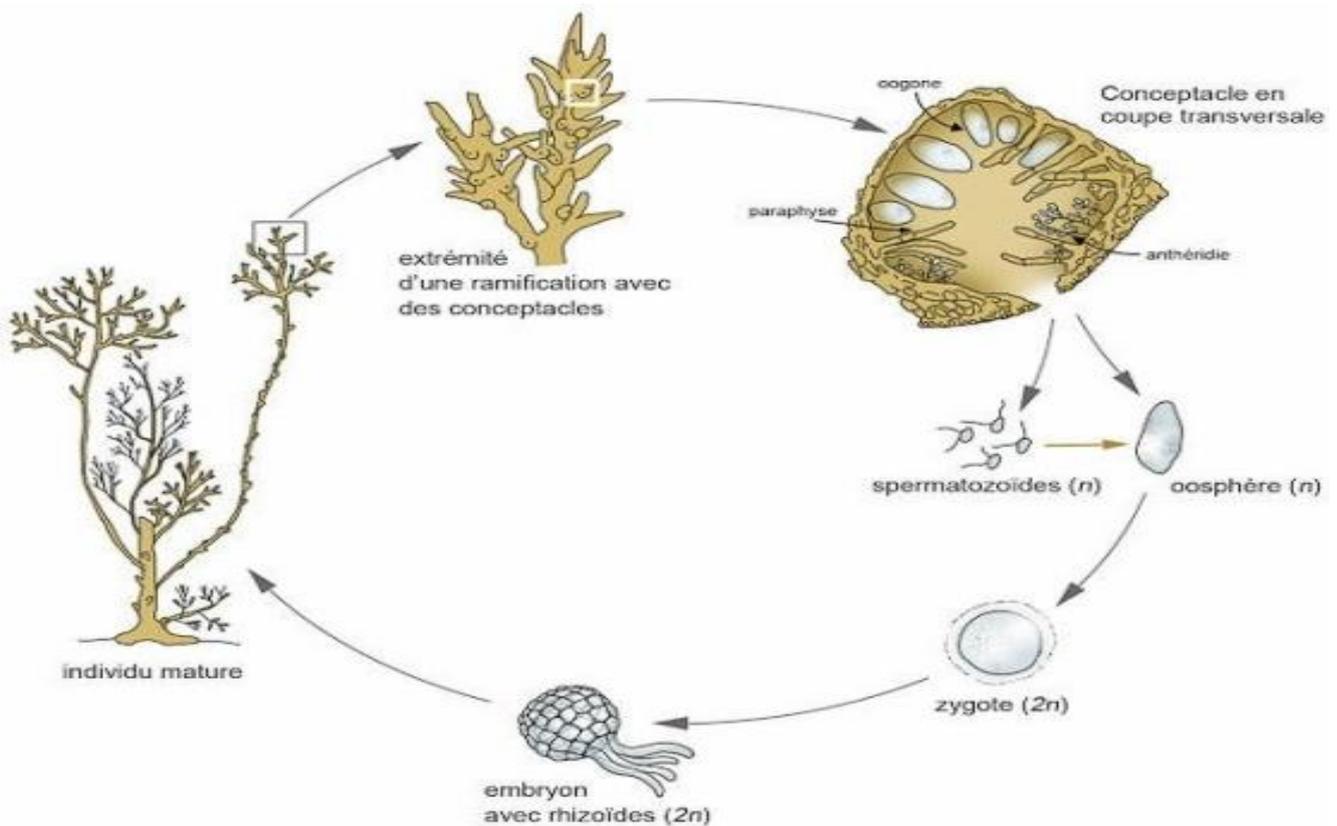


Figure 1 : cycle de reproduction d'une algue brune du genre *Cystoseira* (Gomez, 2001)

IV. Répartition des espèces indigènes et introduites des algues

En Algérie, la liste de contrôle comprend 93 taxons d'algues brunes acceptés enregistrés à ce jour, 8 de plus que ceux inclus dans **Boudouresque & Seridi (1989)**. De plus, deux taxons sont considérés comme des taxons *Inquirenda* et deux comme des taxons *Excludenda*. Dans la grande partie des pays méditerranéens. Concernant les 8 nouvelles espèces citées en Algérie, trois d'entre elles (*Bachelotia antillarum*, *Myriotrichia repens* et *Nemacystus flexuosus*) sont de petites espèces épiphytes sur les feuilles de *Posidonia oceanica* (L.) Delile, trois espèces sont des Fucales appartenant au genre *Cystoseira* (*Cystoseira barbata*, *Cystoseira humilis* et *Cystoseira mediterranea*), et les deux autres sont *Sphacelaria plumula* et *Stragularia clavata* (**Ould-Ahmed, 2013**). Les études modernes ont énormément augmenté le nombre connu de taxons de la flore des algues. Les taxons les plus cités en Algérie appartiennent à :

- Fucales (*Cystoseira amentacea* var. *stricta*, *Cystoseira compressa*, *Cystoseira tamariscifolia* et *Sargassum vulgare*),
- Dictyotales (*Dictyopteris polypodioides*, *Dictyota dichotoma*, *Dictyota fasciola*, *Dictyota spiralis* et *Padina pavonica*) et
- Sphacelariales (*Halopteris filicina*, *Stypocaulon scoparium* et *Colpomeniasinuosa*).

En revanche, certains taxons souvent cités par les auteurs classiques en de nombreux endroits des côtes centrales de l'Algérie sont rarement cités dans des articles récents. (**Ould-Ahmed, 2013**).

V. Utilisation

1. Algues alimentaires

Les algues peuvent être consommé soit individuellement soit en complexe avec différents types de préparations surtout dans les pays asiatiques où il apparaitre différents types de préparations (**Indergaard & Minsaas, 1991; Pérez et al., 1992; Ohno & Largo, 1998**)

2. Industrie des phycocolloïdes

Les trois types des phycocolloïdes proviennent des algues (Carraghénanes, Agars et Alginates) avec leurs propriétés spécifiques présentent une grande importance économique (**Kornprobst, 2005**).

3. Domaine médical

La médication par les algues est très fiable en raison de leurs plusieurs effets bénéfiques : anthelminthique, antiscorbutique, sur les ulcères d'estomac et sur le goitre. Leurs polysaccharides peuvent agir comme antivirales, anticoagulantes, antitumorales et immunomodulatrices (**Kornprobst, 2005**).

4. Cosmétologies et industries dérivées

L'utilisation des algues et leurs extraits en cosmétologie sont visionnés vers deux grands secteurs, les bains en thalassothérapie et les principes actifs. Les espèces les plus concernées sont : *Ascophyllum*, *Fucus*, *laminaria* (**Roeck-holtzhauer, 1991**).

5. Agriculture et élevage

Les algues sont utilisées pour augmenter l'amendement des sols acides. L'utilisation des fertilisants et engrais a développé une échelle industrielle à base des espèces d'algues brunes comme *Ascophyllum*, *Fucus* et *Laminaria*. Et il existe maintenant sur le marché des composts à base d'algues et des sprays destinés à l'horticulture (**Pérez, 1997**). Les phycocoloïdes sont utilisées pour la rétention de l'humidité des sols (**Barclay & Lewin, 1985**).

6. Biocarburants

Les biocarburants d'algues peuvent constituer une alternative viable aux combustibles fossiles; cependant, cette technique doit surmonter un certain nombre d'obstacles avant de pouvoir rivaliser sur le marché du carburant et être largement déployée. Ces défis comprennent l'identification et l'amélioration des souches, à la fois en matière de productivité pétrolière et de protection des cultures, d'allocation et d'utilisation des nutriments et des ressources, et la production de coproduits pour améliorer l'économie de l'ensemble du système. Bien que le potentiel des biocarburants à base d'algues suscite beaucoup d'enthousiasme, il reste encore beaucoup à faire sur le terrain (**Hannon, 2010**).

Chapitre 2 : BIOSTIMULATEURS

I. Définition

Les biostimulateurs végétaux (phytostimulateurs) sont diverses substances non toxiques, principalement d'origine naturelle, qui améliorent et stimuler les processus de la vie végétale différemment des engrais ou phytohormones. Leur influence sur les plantes n'est pas la conséquence de leur capacité directe à réguler le métabolisme et leur action pourrait être multidirectionnelle. Le point crucial est que les biostimulateurs contrairement aux biorégulateurs et aux hormones améliorent les processus métaboliques de la plante sans changer leur voie naturelle (**Posmyk et Szafranska, 2016**).

Dans la littérature scientifique, il existe plusieurs définitions des biostimulants. Selon **Vernieri et al., 2006**, les biostimulants sont des substances naturelles capables de favoriser la croissance végétative, l'absorption minérale des nutriments, la réponse des plantes à différentes conditions pédoclimatiques et la tolérance aux stress abiotiques. **Schmidt et al., 2003** ont défini les biostimulants comme matières organiques qui, lorsqu'elles sont appliquées en petites quantités, améliorent la croissance des plantes et le développement de telle sorte que la réponse ne peut être attribuée à l'application de nutriments végétaux traditionnels.

Les algues et l'acide humique sont les deux plus courants composants utilisés de biostimulants. **Hamza et Suggars, 2001** ont indiqué que les «biostimulants» sont un groupe d'ingrédients qui stimule la vie. Cela pourrait également être interprété comme un groupe de composés qui favorise des réponses végétales favorables. Des biostimulants ont également été décrits comme produits non nutritionnels qui protègent la plante du stress abiotique et biotique ce qui se traduit par une meilleure croissance.

II. Types de biostimulateurs

Parmi plus de 250 articles utilisant le mot biostimulant dans leurs titres ou résumés, Huit catégories de biostimulants ont été proposées dans « Report on Biostimulants » de **Du Jardin, 2012** : (1) les substances humiques, (2) matières organiques complexes, (3) éléments chimiques bénéfiques, (4) sels inorganiques, (5) extraits d'algues, (6) chitine et dérivés de chitosane, (7) anti-transpirants, (8) acides aminés libres et autres contenant des substances N.

L'ingrédient actif du biostimulant typique peut être les glucides (monosaccharides, disaccharides, polysaccharides), les hormones végétales (acides gibbérelliques, cytokinine), les enzymes, les acides aminés, les antioxydants, les chélates, les micronutriments ou les vitamines (**Karnok, 1993**). La chimie de ces ingrédients biostimulants de base est extrêmement variée en

nature, origine, synthèse, fonction et rôle dans l'écosystème plante-sol (**Hamza et Suggars, 2001**). La recherche sur de nombreux ingrédients trouvés dans les biostimulants montre un effet positif certain sur la croissance et la santé des plantes (**Karnok, 1993**). Les molécules biologiques biostimulantes sont considérées comme celles qui agissent en renforçant certaines expressions métaboliques et physiologiques des légumes et sont utilisées à des dilutions élevées (**Crouch et Vanstaden, 1993**).

Tableau 1 : Catégories de biostimulants proposés

Filatov, 1951	Ikrina and Kolbin, 2004	Kauffman et al., 2007	Du Jardin, 2012	Calvo et al., 2014	Halpern et al., 2015	Du Jardin, 2015	Torre et al., 2016
- Acides gras carboxyliques (acide oxalique et acide succinique) -Hydroxyacides gras carboxyliques (acides malique et tartrique) -Acides gras insaturés, acides aromatiques et phénoliques (acides cinnamique et hydroxycinnamique, coumarine) -Acides phénoliques aromatiques contenant plusieurs cycles benzéniques liés par des atomes de carbone (acides humiques)	-Microorganismes (bactéries, champignons) Matériaux végétaux (terrestres, d'eau douce et marins) -Coquillages, animaux, abeilles -Autres matières premières (fractions de pétrole et de pétrole, substance de schiste) -Les huiles végétales Minéraux naturels -Eau (activée, dégazée, thermique) Résines	-Substances humiques -Produits contenant des hormones (extraits d'algues) -Produits contenant des acides aminés -Substances contenant de l'humate et de l'humus	-Substances humiques -Matériaux organiques complexes --Éléments chimiques bénéfiques Sels inorganiques (tels que le phosphite) Extraits d'algues -Chitine et dérivés de chitosane -Antitranspirants -Acides aminés libres et autres substances contenant du N	-Inoculants microbiens -Acides humiques -Acides fulviques -Hydrolysats de protéines et acides aminés -Extraits d'algues	-Substances humiques -Formulations d'hydrolysats de protéines et d'acides aminés -Hydrolysats d'extrait d'algue -Micro-organismes favorisant la croissance des plantes (y compris les champignons mycorhiziens)	-Acides humiques et fulviques protéines et autres composés contenant du N -Extraits d'algues et plantes -Chitosane et autres biopolymères -Composés inorganiques -Champignons bénéfiques -Bactéries bénéfiques	-Substances humiques -Extraits d'algues -Protéines et acides aminés hydrolysés -Sels inorganiques -Microorganismes

III. Mécanismes d'action de biostimulateurs

En général, les biostimulateurs améliorent la productivité des plantes en interagissant avec les cascades de signalisation des plantes, réduisant ainsi les réactions négatives des plantes au stress (**Brown et Saa, 2015**).

Mais les détails des mécanismes activés sont difficiles à identifier en raison de la complexité des extraits appliqués et de la large gamme de molécules contenues dans la solution (**Bulgari et al., 2015**).

Il y a aussi quelques études concernant les effets des biostimulateurs sur le métabolisme secondaire. Les biostimulateurs dérivés de sous-produits agro-industriels ont amélioré la productivité végétale déclenchant l'expression de ZmPAL et améliorant l'activité de L-phénylalanine ammoniac lyase (PAL, une enzyme clé de la synthèse des phénylpropanoïdes) dans les feuilles de maïs (**Ertani et al., 2011**). Les études de **Pardo-García et al., 2014** ont révélé que l'extrait de chêne agissait comme un biostimulateur de synthèse de polyphénols de raisin, par exemple : acide gallique, hydroxycinnamoyl, les acides tartriques, les anthocyanes acylés, les flavanols et les stilbènes.

Les biostimulateurs augmentent souvent la teneur en chlorophylle, qui est cruciale pour le bon déroulement de la photosynthèse. Il a été observé dans des graines de niébé préalablement imbibées d'un extrait de carotte (**Abbas et Akladious, 2013**) et la roquette (*Eruca sativa*) traitée avec extrait de *Moringa oleifera* (**Abdalla, 2013**).

Les résultats de Laboratoires Goëmar ont montré que les filtrats d'algues d'*Ascophyllum nodosum* stimulaient la croissance et nutrition des plantes traitées et extraite de *Laminaria digitata* ont induit des réactions de défense naturelle (**Joubert et Lefranc, 2008**). Les études de leur mode d'action ont montré que ces produits agissaient comme des phytoactivateurs.

Tout d'abord, les filtrats ont stimulé la nitrate réductase et les phosphatases racinaires, impliquées à la fois dans la nutrition en N et en phosphore. Une telle stimulation a entraîné une meilleure croissance des plantes et une augmentation de la teneur en chlorophylle. De plus, l'homogénat d'algues a augmenté la teneur en polyamines libres dans les tissus végétaux, ce qui est important pour une meilleure récolte des fruits.

Deuxièmement, la laminarine est un glucane b-1,3-1,6 naturel extrait des algues brunes, et il est connu que certains des b-glucanes fongiques peuvent être impliqués dans les mécanismes

de défense des plantes en tant qu'activateurs de la résistance naturelle des plantes. Compte tenu de la similitude structurelle entre la laminarine et les b-glucanes fongiques, le potentiel de la laminarine à déclencher une cascade de réponses de défense naturelles provoquant une résistance des plantes contre les phytopathogènes a été étudiée. En effet, la laminarine est clairement dépourvue de toute activité antimicrobienne directe mais elle induit une résistance par activation de la défense des plantes (**Joubert et Lefranc, 2008**)

Certains biostimulateurs peuvent également stimuler les bactéries, levures et champignons endophytes et non endophytes pour produire des molécules bénéfiques pour les plantes (**Brown et Saa, 2015**).

Ainsi, certains biostimulateurs peuvent provoquer une résistance chez les plantes, réduisant ainsi le besoin de traitements conventionnels avec des produits chimiques synthétiques. Ils peuvent également posséder des propriétés antimicrobiennes et / ou agir comme insectifuges, par exemple de nombreux polyphénols.

La supplémentation des plantes avec des éléments bénéfiques ou des composés organiques prêts à l'emploi, par exemple les acides aminés (**Cambri, 2008**), y compris la proline (**Posmyk et Janas, 2007**) et les polyphénols susmentionnés (**Posmyk et al., 2009b**), permettent aux plantes d'économiser de l'énergie pour d'autres besoins tels que comme processus de récupération après un stress.

Des composés phénoliques, comme antioxydants efficaces à faibles concentrations, influencent beaucoup sur des processus biochimiques et physiologiques dans les plantes (**Giada, 2013**).

Les composants d'Asahi SL, un mélange d'ortho- et de paranitrophénolates de sodium avec du 5-nitroguaiacolate de sodium, sont facilement métabolisés par les plantes en d'autres composés phénoliques impliqués dans les processus de génération d'énergies mitochondriales. Leur action se traduit également par une faible viscosité du cytoplasme, ce qui favorise la translocation de tous les produits de biosynthèse.

De plus, les diphénols sont des inhibiteurs spécifiques des auxines oxydases et ont donc indirectement une influence positive sur cette importante activité phytohormonale.

Être des antioxydants, par exemple, des anthocyanes (**Posmyk et al., 2009b**) ou des osmoprotecteurs, par exemple, des biostimulateurs de proline (**Posmyk et Janas, 2007**) peuvent provoquer la tolérance des plantes aux conditions environnementales défavorables

telles que le refroidissement, la sécheresse, la salinité, la contamination chimique, et contraintes de métaux lourds. De plus, des connaissances présentées indiquent que la mélatonine pourrait également être utilisée comme biostimulateur efficace (**Janas et Posmyk, 2013; Kołodziejczyk et Posmyk, 2016**)

Il existe de nombreuses informations selon lesquelles la proline agissant comme un osmolyte joue un rôle important dans la stabilisation de la membrane et elle semble être impliquée dans la biosynthèse des composés phénoliques qui éliminent les radicaux libres (**Shetty, 2004**). Il facilite également la réparation plus rapide des blessures causées par le stress étant probablement une source alternative de N et C, améliorant la croissance et la régénération des semis (**Posmyk et Janas, 2007**)

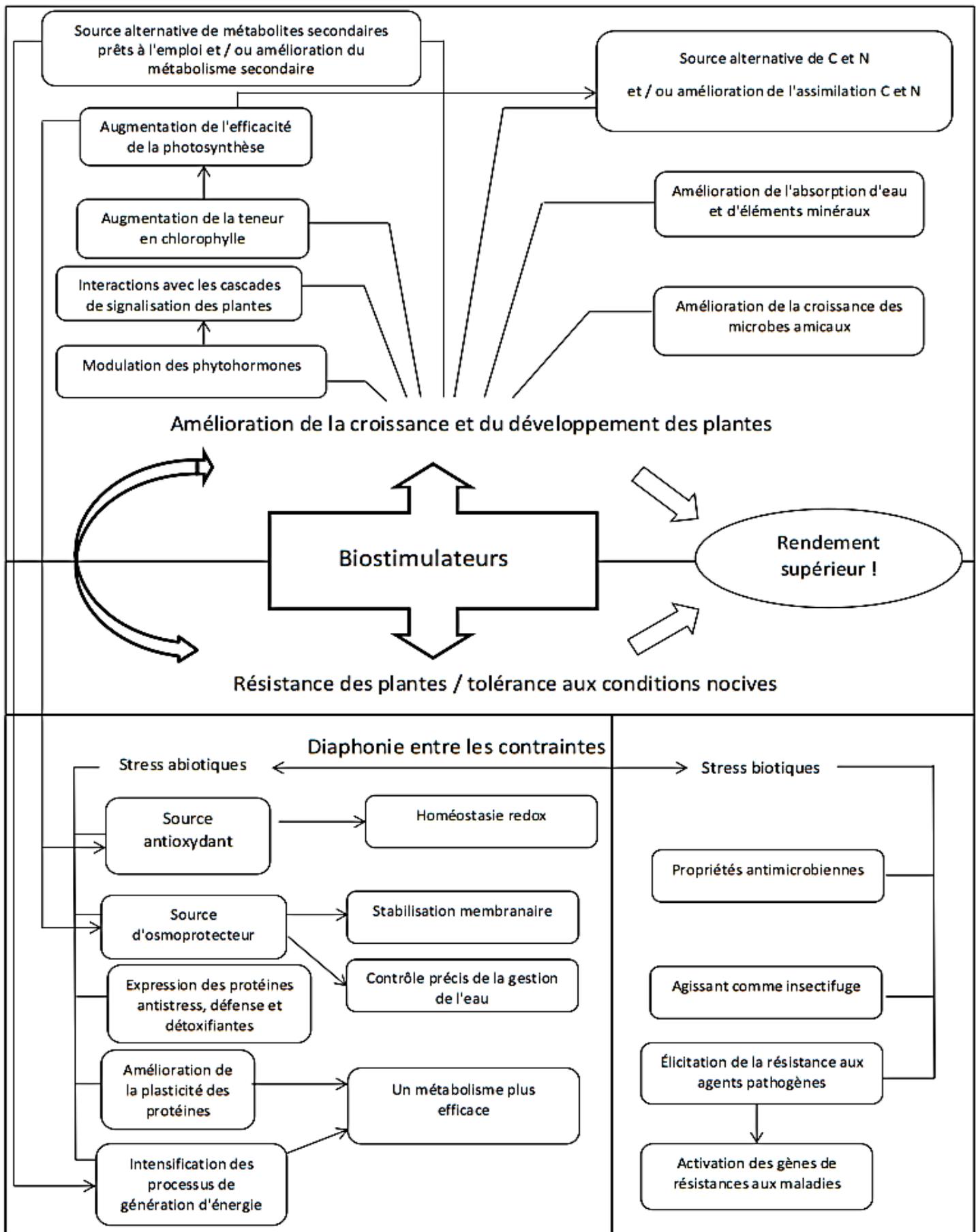


Figure 2. Modes d'action des biostimulateurs et leurs corrélations (Posmyk et Katarzyna, 2016)

IV. Modes d'utilisation des biostimulateurs

Les phytostimulateurs sont généralement utilisés comme compléments d'irrigation ou en substance avec des engrais dans les racines et également avec des engrais foliaires ou des pulvérisations de protection. Ils pourraient également être ajoutés au milieu en culture hydroponique (**Glinska et al., 2007**).

Le moment de l'application du biostimulateur est très important, ils doivent être utilisés aux stades de développement des plantes cruciaux pour la qualité et la quantité du rendement potentiel, par exemple, pendant la germination des jeunes plants, la floraison et la nouaison (méthode préventive)

Les biostimulateurs sont également recommandés comme méthode d'intervention à utiliser en cas de stress, par exemple, gel noir, sécheresse, grêle, vent fort et contamination chimique par des herbicides ou des pesticides.

Ils peuvent être appliqués avant le stress attendu, dans des conditions défavorables et également après le stress pour une meilleure récupération des plantes (**Glinska et al., 2007**).

La qualité du matériel semencier est un critère primaire et fondamental pour déterminer de bons rendements. Ainsi, des méthodes efficaces ont été trouvées pour améliorer le matériel de semis en appliquant des biostimulateurs aux semences. (**Posmyk et Janas, 2007; Posmyk et al., 2008, 2009a**)

Généralement, les traitements de semis pré-semis permettent de lutter efficacement contre les maladies et les ravageurs ainsi que d'améliorer la viabilité des semences et la vigueur des semis en soi (**Jisha et al., 2013**).

En revanche, l'amorçage s'accompagne d'une augmentation des activités de nombreuses enzymes, par exemple les phosphatases, les synthases, les peroxydases et d'autres enzymes antioxydantes (**Jisha et al., 2013**). Une intensification du métabolisme des protéines et des acides nucléiques est également observée (**Kolodziejczyk et al., 2016**). De plus, l'amorçage facilite la réorganisation de la structure de la membrane cellulaire de l'hexagone (dans les graines sèches) à lamellaire (dans les graines imbibées). Cette réorganisation est nécessaire aux processus biophysiques et biochimiques pendant la germination et accélère l'émergence des semis (**Jisha et al., 2013**).

L'amorçage permet aux plantes de survivre aux contraintes environnementales car il améliore leur potentiel de récupération et ses effets positifs pourraient être intensifiés par l'application supplémentaire de biostimulateurs hydrophiles comme cela a été mentionné ci-dessus.

Chapitre 3 : MATÉRIELS ET METHODES

La réalisation de l'expérimentation a été faite au niveau du laboratoire de sciences alimentaires, université de Blida 1 durant 2 mois.

I. Matériel

I.1. Choix de site du prélèvement :

Le choix de site a été effectué selon les critères suivants :

- Facilité d'accès.
- Stock important d'algues.
- Diversification des espèces.

La position géographique a été déterminée à l'aide d'un GPS : 36° 36' 30" Nord, 2° 37' 15" Est.



Figure 3 : La localisation géographique du site d'échantillonnage (Ain Tagourait, TIPAZA) (Google Earth, 2020).

I.2. Matériel biologique

La matière végétale utilisée dans la présente étude est :

- ✓ l'algue brune Chormophycée *Cystoseira stricta* récoltée

II. Méthodes

II.1. Récolte des algues

Le prélèvement a été effectué la fin de janvier de l'année 2020 à la plage d'Ait Tagourait en marchant sur le récif. Les algues ont été fraîchement prélevées à la main et conservés dans des sacs en plastique avec un peu d'eau de mer.

A chaque sac de récolte est attribuée la date de récolte puis transportée au laboratoire pour le traitement et l'identification.

Les algues prélevées sont transportées au laboratoire où elles sont lavées à l'eau douce, et étalées sur papier absorbant. Le séchage se fera à l'air libre et à l'ombre à une température ambiante pendant deux semaines.

Une partie d'échantillon est conservée dans le formol à 4% pour l'identification.

II.2. Identification des espèces

Les échantillons doivent être fraîchement prélevés sur le terrain avec leur base, celle-ci étant souvent un caractère fondamental de reconnaissance. Nous avons procédé à une : **Etude macroscopique**: Les différents parties ont été observés à la loupe binoculaire. **Etude microscopique (Etude Histologique)** : des coupes transversales et longitudinales ont été réalisés au niveau des thalles à l'aide d'une lame puis observés au microscope photonique. L'espèce étudiée est photographié dans chaque étape de détermination

II.3. Préparation des extraits (Extraction méthanologique)

Le méthanol est recommandé et fréquemment employé pour l'extraction des composés phénoliques (Falleh *et al.*, 2008). Le méthanol aqueux 70% est deux fois plus efficace que le méthanol pur (Vuorela, 2005). 20g de poudre de l'algue séchée a été mis en macération à l'abri de la lumière dans un mélange méthanol/eau (70/30%) pendant 48h. Cette macération a été

effectuée à chaud (l'eau utilisée est bouillante). La même opération est refaite 3 fois avec le même matériel végétal, afin d'extraire le maximum de métabolites secondaires.

Après chaque macération le mélange est filtré sur papier wattman (N°111 et diamètre 15 cm), les trois filtrats sont récupérés, mélangés et évaporés à 40°C à sec dans un rotavapor.

Le résidu obtenu est repris dans un volume de méthanol dans le but d'obtenir un extrait avec une concentration de 10 mg/ml.

NB : La concentration a été fixée par une pesée de ballon avant et après vaporisation.

II.4. Germination des graines de Radis

Notre expérience est réalisée selon le protocole de **Turker et Camper, 2002**. Elle est divisée en deux parties

Partie 1 :

Pour cette partie, on prépare des boîtes de pétri contenant de papier filtre stérile imbibé avec 5 ml de l'eau distillée où 100 graines de Radis sont réparties. Les boîtes sont incubées à une température ambiante. Le taux de germination est enregistré quotidiennement durant 7 jours

Partie 2

Quatre concentrations d'extrait d'algue ont été utilisés avec trois répétitions de 20 graines par boîte de Pétri avec un contrôle sans extrait (eau seule).

Les concentrations ont été les suivantes :

- ✓ T1 contrôle sans extrait, les semences inoculées avec 5 ml de l'eau distillée.
- ✓ C1 semences inoculées avec 5 ml de l'extrait dans chaque boîte avec une concentration de [10 mg/ml].
- ✓ C2 semences inoculées avec 5 ml de l'extrait dans chaque boîte avec une concentration de [5 mg/ml].
- ✓ C3semences inoculées avec 5 ml de l'extrait dans chaque boîte avec une concentration de [2,5 mg/ml].
- ✓ C4 semences inoculées avec avec 5 ml de l'extrait dans chaque boîte avec une concentration de [1 mg/ml].

Les boîtes de Pétri ont été incubés dans une faible lumière. La longueur de racines et tiges est mesurée chaque 3 jours pendant 15 jours de l'incubation.

II.5. Acclimatation :

Il s'agit de la dernière étape qui consiste à acclimater progressivement les micro-plantules enracinées aux conditions externes.

Les pousses enracinées sont transplantées vers des gobelets contenant soit de la tourbe préalablement stérilisée à 120°C pendant 2 heures soit la tourbe avec la perlite.

II.6. Dosage biochimique :

Le dosage biochimique a été réalisé sur les plantules après 21 jours d'acclimatation lorsqu'elles dépassent une certaine longueur.

II.6.1. Teneur en chlorophylles :

les chlorophylles (Ch a, Chb, Chc) ont été dosées selon le protocole de **Francis et al., 1970**.

L'extraction est réalisée par la méthode de macération à froid sur des feuilles découpées en petits morceaux et mises dans des tubes à essais fermes et couverts par papier aluminium pour éviter l'oxydation des chlorophylles par la lumière. Une quantité (0.1g) de feuilles est déposée dans un mélange de l'acétone (80%) et de l'éthanol (40%) à des volumes de 75 % et 25 % respectivement.

La lecture des densités optiques des solutions est réalisée après 48 heures par spectrophotomètre à trois longueurs d'ondes (645, 663 et 470) pour les chlorophylles Ch a, Ch b et Ch c respectivement. La détermination des teneurs des chlorophylles est calculée selon les formules suivantes :

$$\text{Ch a } (\mu\text{g/gMF}) = 12.7 \times \text{DO}(663) - 2.59 \times \text{DO}(645) \text{ V} / (1000 \times \text{W})$$

$$\text{Ch b } (\mu\text{g/gMF}) = 22.9 \times \text{DO}(645) - 4.68 \times \text{DO}(663) \text{ V} / (1000 \times \text{W})$$

$$\text{Ch c } (\mu\text{g/gMF}) = 1000 \text{ DO}(663) - [1.82 \text{ Cha} - 85.02 \text{ Chb}] / 100$$

Où:

V: volume de la solution extraite

W : poids de matière fraîche de l'échantillon

Ch : chlorophylle

DO : densité optique

II.6.2. Dosage des glucides

Le dosage des glucides est réalisé par la méthode colorimétrique avec le réactif de l'anthrone. Le dosage à l'anthrone mesure les fonctions carbonyles (C=O). le protocole est basé sur la déshydratation intramoléculaire des oses, en milieu acide et chaud, qui donne naissance à des dérivés furfuraliques (5-hydroxyméthyl-furfural pour les hexoses). Ces derniers se condensent avec l'anthrone pour donner des produits colorés (vert pour les hexoses) dont l'intensité est proportionnelle à la concentration des sucres (**Mottet, 2009**).

Mode opératoire

500µl des échantillons à analyser (10g de l'échantillon en poudre + 100 ml l'eau distillée) sont placés dans tubes en verre, puis recouverts de 200µl de sulfate de sodium à 2%

Après centrifugation des tubes pour homogénéisation, 100µl de surnagent est transférée dans des nouveaux tubes. Ensuite, on ajoutant 2ml de solution anthrone (une solution acide d'anthrone-sulfurique à 2% : 12 ml d'anthrone sont dissous dans 5 ml d'acide sulfurique + 1ml d'eau distillée). Après l'agitation du mélange, les tubes sont chauffés à 100°C pendant 12min et transférés 2 min dans un bain de glace.

L'absorbance est mesurée à 625 nm contre un blanc. Le contenu de sucre est estimé par une courbe d'étalonnage en utilisant le glucose comme standard. Nous avons réalisé l'expérimentation en 3 répétitions successives.

II.6.3. Dosage des protéines

Le dosage des protéines par la méthode de Lowry rentre dans l'étude quantitative des protéines. Le dosage se fait à travers une gamme étalon, réalisée à l'aide de quantité connue de l'albumine de sérum bovin (SAB).

Mode opératoire

Dans des tubes à essai ajouter 800 µl de la solution Lowry finale à 250 µl de la solution à doser (10 mg de l'échantillon en poudre dans 100ml d'eau distillée). Agiter doucement et laisser incuber pendant 20 min. ensuite, ajouter 100 µl de Folin diluée, et après agitation, incuber les tubes pendant 1 h jusqu'à l'obtention d'une couleur bleue.

Lire la concentration en protéines à 560 nm. Nous avons réalisé l'expérimentation en 3 répétitions successives.

2.3.3. Dosage des lipides

Les lipides sont insolubles dans l'eau et très solubles dans les solvants organiques. **Frings et Dunn, 1970** ont rapporté une méthode pratique de la détermination des lipides, basée sur la réaction sulfo-phospho-vanilline.

Mode opératoire

Après préparation des échantillons (10mg de l'échantillon en poudre + 100 ml de l'eau distillée) dans trois tubes à essai, on mélange 200µl de l'échantillon à analyser avec 750µl de Méthanol-chloroforme (1 : 2 CHCl₃/MeOH). Après, on additionne 250µl de chloroforme et puis 250µl d'eau distillée. Chaque étape est suivie par agitation sous vortex. Ensuite, une centrifugation pendant 5min et incubation durant une nuit sous hôte. 500 µl d'acide sulfurique sont ajoutés aux tubes qui sont chauffés par la suite à 100°C pendant 10 min puis transférés 2 min dans un bain de glace.

Enfin, 900µl de Phospho-Vanilline sont ajoutés sur 100µl de contenu de chaque tube à essai.

Les tubes sont couverts en aluminium, et agités 30 min jusqu'à changement de couleur. L'absorbance est mesurée à 624 nm contre un blanc, et la concentration en lipides est estimée par une courbe d'étalonnage en utilisant l'huile de Maïs à 0.1% comme standard. L'expérimentation a été répétée 3 fois successivement.

Chapitre 4 : RESULTATS ET DISCUSSION

Les interactions entre les biostimulateurs issus des extraits algales et les plantes ou les graines font l'objet de plusieurs travaux de recherche. Pour mieux comprendre leurs modes d'action et leurs effets physiologiques, nous allons présenter un résumé de synthèse bibliographique.

I. Paramètres de croissance :

L'étude effectuée par **Adeyemi et al., 2015**, sur l'effet des composés phénoliques (eckol et phloroglucinol) à différentes concentrations isolées d'une algue brune *Ecklonia maxima* sur la croissance de la plante *Eucomis autumnalis* (Mill), a montré un effet stimulant sur les organes souterrains plutôt que sur la partie aérienne. Pour la production racinaire, les traitements appliqués ont donné un nombre de bulbes plus élevés avec un poids et une taille significativement améliorée que les plantes témoins (sans traitement). En effet, les bulbes des plantes traitées à l'eckol (10^{-6} et 10^{-7} M) étaient environ 1,5 fois plus grands et a accumulé plus de biomasse que les plantes de contrôle. Dans l'ensemble, l'application de l'eckol présente un grand potentiel dans la culture de plantes médicinales en particulier la productivité agricole.

Une autre étude de fractions obtenues de trois espèces de *Cystoseira* (*C. compressa*, *C. stricta* et *C. elongata*) par la méthode D.L.L.M.E. (Microextraction Dispersive Liquide-Liquide), sur la culture de *Nannochloropsis gaditana* (microalgue) a révélé une stimulation significative de la croissance vis-à-vis de *Nannochloropsis gaditana* (Microalgue) de toutes les fractions algales aux concentrations testées de 0,05% et 0,1%. Avec des augmentations de la biomasse cellulaire par rapport au témoin au jour 4 de 75,5-163% (*C. compressa*), 44,8-143% (*C. stricta*), 55,1-90,2% (*C. elongata*),

La fraction de *C. compressa* à la concentration de 0,2% enregistre encore une légère augmentation du nombre de cellules de l'ordre de 2,1%, et une diminution de la biomasse microalgale de 14,5% qu'à la concentration de 0,4%. Alors qu'avec les autres fractions algales, la densité cellulaire enregistrée est faible au jour 4, aux deux concentrations de 0,2 et 0,4% comparé au témoin, avec une diminution de 8,4-19,7%, 26,3-21,8%, avec *C. stricta*, *C. elongata* respectivement.

Les courbes de croissance de la microalgue traitée par différentes concentrations des fractions algales sont présentées dans **la figure 4 (Oucif, 2018)**.

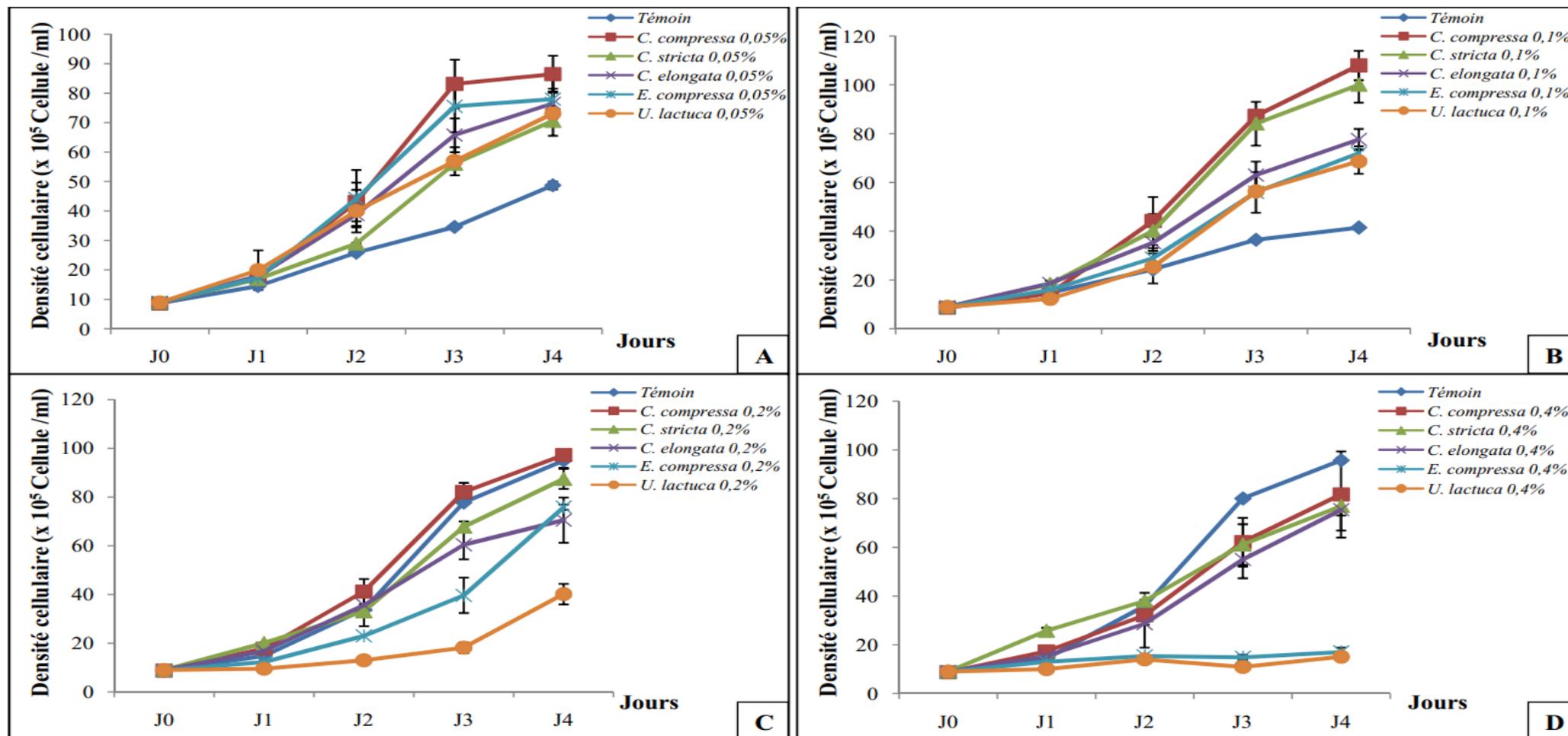


Figure 4. Effets de différentes concentrations des fractions algales sur la croissance de *Nannochloropsis gaditana*, (A) 0,05%, (B) 0,1%, (C) 0,2% et (D) 0,4%. Chaque point représente la moyenne ± ET d'un triplicata (Oucif, 2018).

Donc on constate que le meilleur effet stimulateur de la croissance de *Nannochloropsis gaditana* est obtenu lors du traitement de la culture à la concentration de 0,05 et 0,1% avec la fraction de *C. compressa*. Alors qu'un ralentissement de la croissance de la microalgue est observée sous l'effet de la concentration de 0,2% des extraits de : *C. stricta*, *C. elongata*. (Oucif, 2018).

Les travaux menés par Jannin, 2012 sur le colza qu'il se caractérise par une faible efficience d'utilisation de l'azote et requiert une fertilisation azotée importante ont montré que l'utilisation de substances ayant un rôle biostimulant pourrait constituer une alternative d'amélioration de son bilan agroenvironnemental. Les actions bénéfiques des extraits algaux ont été décrites sur l'augmentation de production de biomasse et le rendement des plantes. Ces effets aient été largement décrits sur le plan physiologique. Dans ce travail, un criblage réalisé à partir de 5 extraits algaux a permis d'identifier un extrait algal (AZAL5) augmentant la production de biomasse et la teneur foliaire en chlorophylles du colza. De plus, l'effet d'AZAL5 sur la croissance du colza en conditions de stress salin comparativement à des plantes témoins stressées, a montré une meilleure production de biomasse chez les plantes cultivées en situation de stress salin. Cependant, il est à noter que la biomasse des plantes stressées et traitées par les extraits reste toujours significativement inférieure à celles de plantes non stressées. Ces résultats suggèrent que la présence de l'extrait, bien que bénéfique, ne permet pas une protection totale contre le stress salin.

Sur sol alcalin en présence de l'extrait AZAL5 a été apporté à des colzas cultivés selon 2 doses : 2 et 4 ml d'extraits. Kg⁻¹ de substrat (sol). Les résultats obtenus ont montré que quelle que soit la dose utilisée, l'apport d'extraits se traduit par une augmentation des biomasses foliaires et racinaires des plantes traitées par rapport aux plantes témoins non traitées (+5 et + 18% respectivement pour les biomasses racinaires et foliaires des plantes traitées à la dose de 2 ml d'extraits. Kg⁻¹ de substrat et +13 et 12% respectivement pour les biomasses racinaires et foliaires des plantes traitées à la dose de 4 ml d'extraits. Kg⁻¹ de substrat).

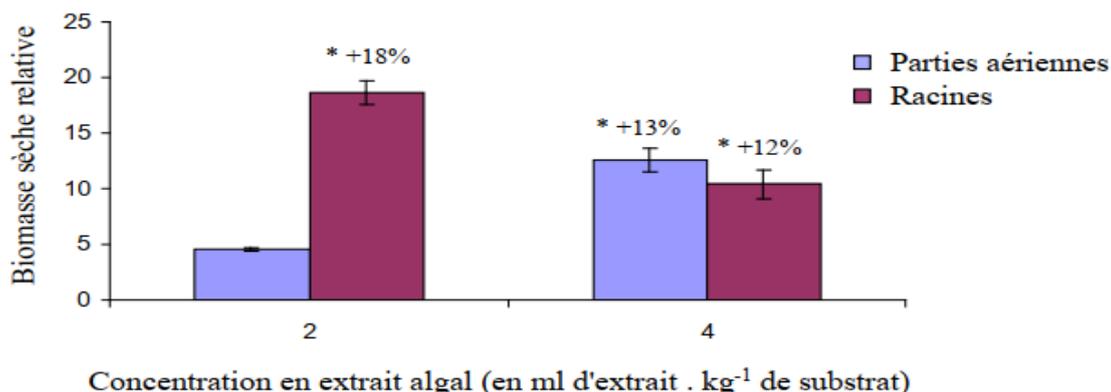


Figure 5: Evolution des biomasses sèches aériennes (histogrammes bleues) et racinaires (histogrammes roses) de colzas cultivés pendant 30 jours en présence d'extrait algal AZAL5 sur un sol alcalin (**Jannin, 2012**).

Les algues contiennent des précurseurs de composés induisant la germination (**Stephenson et al., 1974**). L'extrait d'*Ascophyllum nodosum* appliqué sur des semis de laitue (*Lactuca sativa* L.) a amélioré la croissance des cotylédons de manière similaire à la fertilisation avec du potassium (**Möller et Smith, 1998**). Conformément à une réponse stomatique améliorée, il a également été observé que les flux de K^+ et de Ca^{2+} au niveau stomatique étaient plus élevés dans les plantes traitées.

II. Variation de teneur en lipides et oligo-éléments :

Les algues marines contiennent tous les oligoéléments nécessaires aux croissances mais aussi beaucoup d'autres, pouvant ainsi supprimer des carences en certains minéraux (**Aitken & Senn, 1965**). Des études antérieures suggèrent la probabilité de la présence d'une ou plusieurs substances stimulatrices chez les algues offre un potentiel significatif pour stimuler l'absorption des éléments minéraux (**Hunt et al., 2010**).

Les résultats obtenus par **Oucif, 2018** sur la fraction issue de *C. compressa* n'a montré aucun effet significatif sur la biosynthèse des lipides, la chlorophylle-a et les caroténoïdes ($P > 0,05$) à la concentration testée. En revanche, en termes de valeur absolue une légère augmentation du taux de lipides totaux dans les cultures traitées est observée.

Dans une autre étude par **Oscar Goñi et al., 2018**, la peroxydation lipidique a été mesurée en termes de teneur en MDA (malondialdéhyde). L'accumulation de MDA est un symptôme typique de dommages aux lipides membranaires dans des conditions de stress dû à la sécheresse et une augmentation notable de ce paramètre (jusqu'à 35%) a été confirmée dans les plantes de sécheresse non traitées par rapport à un contrôle bien arrosé. L'accumulation de MDA dans les

plantes traitées à l'extrait d'*Ascophyllum nodosum* (ANE) sous stress hydrique a été significativement diminuée dans tous les traitements testés par rapport au contrôle. La formation d'équivalent MDA reflétait une cinétique décroissante après le ré-arrosage des plantes. Au début de la phase de récupération, toutes les plantes présentaient des valeurs de teneur en MDA similaires et il n'y a pas observé de différences statistiquement significatives par rapport au témoin.

Les cellules végétales contrent les cascades de peroxydation lipidique incontrôlée sous le stress de la sécheresse avec de multiples mécanismes de protection tels que des antioxydants de faible masse moléculaire ou l'activation d'enzymes antioxydantes (Gill et Tuteja, 2010).

La diminution constante de l'accumulation de MDA dans toutes les feuilles de tomates traitées à l'ANE soumis à un stress de sécheresse a montré que ces produits biostimulants peuvent fournir une couche de protection. Des études antérieures ont indiqué l'efficacité des biostimulants ANE pour améliorer le système antioxydant et / ou réduire l'incidence de la peroxydation lipidique dans certaines cultures soumises à un stress de sécheresse par rapport aux plantes témoins (Spann et Little, 2011; Elansary et al., 2016, 2017; Santaniello et al., 2017).

III. Teneur en pigments :

La teneur totale en chlorophylle foliaire a été exprimée par Oscar Goñi et al., 2018 par rapport au poids sec. Étant donné que les feuilles de tomate ont une composition élevée en eau, l'utilisation du poids frais comme base pour exprimer les résultats de composition était considérée comme moins précise car elle était significativement affectée par la déshydratation et les étapes de réhydratation ultérieures de cette expérience. Le temps de croissance a sensiblement augmenté la teneur totale en chlorophylle des feuilles de tomate traitées par les extraits des algues. Cependant, les plantes non traitées bien arrosées présentaient des niveaux significativement plus élevés que ceux observés dans les plantes anti-sécheresse après 7 jours sans arrosage. Outre l'effet de stress hydrique, la teneur totale en chlorophylle des feuilles de tomate a également augmenté en raison de l'application de certains extraits d'*Ascophyllum nodosum* à la fin de la période de sécheresse.

Il est généralement admis que le jaunissement des feuilles est le premier symptôme visuel de la sénescence des feuilles induites par la sécheresse chez différentes espèces végétales. Le

jaunissement des feuilles est le résultat de la dégradation de la chlorophylle dans les feuilles sénescences (**Oscar Goñi et al., 2018**).

L'effet du stress hydrique sur le métabolisme de la chlorophylle a fait l'objet de controverses et des résultats contradictoires ont été rapportés en fonction du matériel végétal et des procédures expérimentales utilisées pour les enquêtes (**Cornic et Massacci, 1996**).

Il a déjà été démontré que les biostimulants induisent des systèmes de défense photoprotecteurs pendant de courtes périodes de sécheresse sévère (**Santaniello et al., 2017**) ou améliorent la teneur en chlorophylle des feuilles de plantes issues de différentes cultures économiques (**Blunden et al., 1996**).

La teneur en chlorophylle des plants de blé traités avec des oligosaccharides d'alginate à chaîne courte, l'un des principaux glucides observés dans les extraits des algues brunes, a également augmenté de manière significative pendant une période de déficit hydrique. (**Liu et al., 2013**).

De nombreuses études indiquent que le caractère «Staygreen» (teneur plus élevée en chlorophylle) est associé à une amélioration du rendement et de l'efficacité de la transpiration dans des conditions limitées en eau dans le sorgho et le blé (**Borrell et al., 2000; Verma et al., 2004**). L'augmentation des niveaux de chlorophylle après tout déficit hydrique peut être positive pour le rétablissement des capacités photosynthétiques des feuilles et, en combinaison avec d'autres processus métaboliques, entraîner la reprise de la croissance (**Oscar Goñi et al., 2018**).

Dans une autre étude sur *Arabidopsis thaliana*, **Shawna et al., 2009** ont constaté que les dommages causés par la congélation à la chlorophylle étaient significativement plus faibles dans les plantes traitées par les extraits d'*Ascophyllum nodosum* par rapport aux témoins d'eau. La teneur totale en chlorophylle des plantes traitées après exposition au stress dû au gel était de 0,91 mg. g⁻¹ poids frais, alors qu'il était de 0,36 mg.g⁻¹ poids frais de tissu foliaire chez les plantes témoins. Les résultats ont indiqué que les plantes traitées possèdent une triple plus grande capacité de protection de la chlorophylle contre les dommages.

IV. Résistances au stress.

L'un des produits le plus commercial est dérivé de macroalgues brunes (ex *Ascophyllum nodosum*, *Durvillaea potatorum*) (**Khan et al., 2009**).

Le rôle des extraits des algues et de la tolérance au froid est en train d'émerger. Des travaux très récents se sont concentrés sur les extraits algaux et leurs capacités à améliorer la tolérance au

stress paralysant. Lorsque plusieurs extraits ont été testés pour leur capacité à améliorer la tolérance au froid du maïs, seuls les extraits riches en Zn et Mn ont pu améliorer la tolérance grâce à des réponses ERO (espèces réactives de l'oxygène) améliorées. Dans ce cas, les effets protecteurs proviennent probablement de l'approvisionnement des plantes en micronutriments qui jouent un rôle de cofacteurs dans les enzymes anti-oxydantes (**Bradáčová et al., 2016**). Ces résultats indiquent que le stress de carence en nutriments induit par le froid peut être surmonté en fournissant des extraits riches en micronutriments pour améliorer la tolérance au stress oxydatif.

Des études antérieures avec des semis de maïs soumis à un stress de refroidissement des racines additionnées de micronutriments ont démontré l'utilité de l'amorçage nutritif des semences (**Imran et al., 2013**).

Certains travaux ont été réalisés dans des systèmes modèles dans le but de déterminer les réponses physiologiques et moléculaires induites par les extraits algales. Afin de mieux comprendre les composants actifs chez *Ascophyllum nodosum*, **Rayirath et al., 2009** ont séparé les sous-fractions organiques d'extraits et les ont testées avec *Arabidopsis thaliana* et des expériences de congélation. Les plantes cultivées in vitro avec des sous-fractions ajoutées au substrat ou dans des «tests de congélation de pastilles de tourbe» irriguées avec des sous-fractions ont été testées pour la tolérance à la congélation. Les auteurs ont constaté que la fraction extraite à l'acétate d'éthyle, riche en acides gras et en stérols, améliorait la tolérance à la congélation de l'eau traitée (témoins) à des températures de -2,5 à -5,5 °C. Les plantes traitées ont maintenu des taux de récupération plus rapide, une plus grande intégrité de la membrane et ont eu 70% moins de dommages de chlorophylle lors de la récupération de congélation ainsi qu'une expression accrue des gènes clés de tolérance à la congélation telle que RD29A, COR15A et CBF3 (**Rayirath et al., 2009**).

L'amorçage des gènes clés de tolérance avant l'exposition au stress augmente considérablement la tolérance dans de nombreux cas. Les composants lipophiles se sont avérés riches en acides gras tels que l'acide butyrique, l'acide palmitique, l'acide oléique, l'acide linoléique et le stérol fucostérol. Ces extraits ont augmenté la teneur en proline et les sucres solubles totaux, contribuant à la tolérance à la congélation (**Nair et al., 2012**).

Des extraits d'*Ascophyllum nodosum* ont même été utilisés pour réduire la sensibilité au stress au froid chez *Kappaphycus alvarezii*. *Kappaphycus alvarezii* est une algue rouge et la source la

plus importante de carraghénanes; qui sont des colloïdes hydrophiles largement utilisés dans les aliments et les produits laitiers (Loureiro RR et al., 2014; Guiseley K et al., 1980).

Des extraits d'algues ont également été utilisés sur le pâturin du Kentucky (*Poa pratensis* L. cv. Plush) pour atténuer le stress salin causé par l'arrosage salin dans les expériences sur le gazon (Nabati et al., 1994).

De même, des cytokinines à base des algues ont été utilisées sur la courbine rampante (*Agrostis stolonifera* L.) pour améliorer la tolérance au stress thermique (Zhang et al., 2008).

Les extraits ont également été utilisés pour des plantes ornementales, telles que *Spiraea nipponica* «Snowmound» et *Pittosporum eugenioides* «Variegatum», pour améliorer la tolérance à la sécheresse. Les plantes traitées ont montré une teneur plus élevée en phénols, en prolines et en flavonoïdes tout en démontrant une physiologie améliorée dans des conditions de stress de sécheresse modérée (Elansary et al., 2016).

Dans les cultures horticoles et les arbres, les extraits d'algues ont été largement utilisés à des fins similaires. L'extrait d'*Ascophyllum nodosum* a augmenté le poids frais par rapport au poids sec chez les plants d'épinards (*Spinacia oleracea* L.) soumis à un stress de sécheresse avec quelques effets néfastes sur la valeur nutritionnelle par une capacité de chélation des ions ferreux réduite (Xu et al., 2015).

V. Substances élicitrices (stimulateurs des défenses des plantes)

La résistance à l'infection par un agent pathogène peut être induite chez les plantes par une large gamme d'agents biotiques et abiotiques (Walters et al., 2013). L'application externe des substances élicitrices sur une plante, contribue à stimuler ses mécanismes de défense (Walters et Fountaine, 2009 ; Wu et Baldwin, 2010). Certains éliciteurs agissent comme le vaccin qui stimule le système immunitaire chez les humains ou les animaux. Ces éliciteurs ont essentiellement une action préventive. Pour certaines maladies, l'intérêt de l'élicitation juste après le début de l'infection peut être efficace pour protéger les plantes contre les attaques d'agents pathogènes. Les algues ont longtemps été étudiées pour leurs diverses applications agricoles, comme fertilisants des sols ou comme améliorateurs de germination et de rendement (Demir et al., 2006). En raison de leurs fortes teneurs en polysaccharides, les algues marines agissent en tant qu'éliciteurs des réponses de défense chez les plantes, conduisant ainsi à la résistance aux pathogènes microbiens. Elles sont également impliquées dans les processus de

signalisation précoce tels que l'activation des voies métaboliques secondaires et la mobilisation des molécules du signal (Paulert *et al.*, 2009, Sharma *et al.*, 2013).

Les travaux réalisés par Lakhdar, 2018 sur plantes inoculées par *Dickeya dadantii* et prétraitées par les extraits aqueux d'algues brunes ont montré une réduction considérable de la gravité de la maladie représentée par les différents symptômes. Le pourcentage de protection vis-à-vis de la pourriture molle était d'environ 90 % par rapport aux plantes inoculées et traitées par un pesticide de référence. Cette réduction était considérablement supérieure chez les plantes de pomme de terre prétraitées par une faible concentration des différents extraits aqueux. Les extraits aqueux d'algues brunes offrent une protection contre la pourriture molle qui atteint 87 % chez les plantes prétraitées par les extraits aqueux de *Bifurcaria bifurcata*, alors qu'elle est seulement de 57 % chez les plantes prétraitées par les extraits aqueux de *Laminaria digitata*.

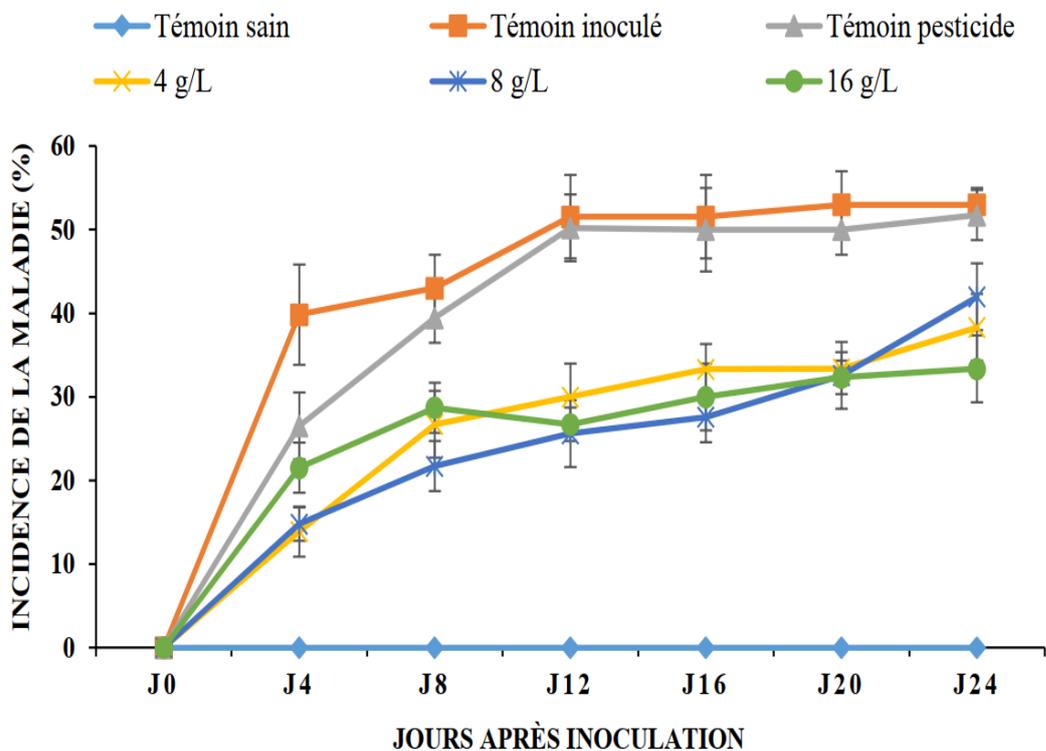


Figure 6 : Effet de l'extrait aqueux de *Laminaria digitata* à différentes concentrations sur le flétrissement des branches chez les plantes de pomme de terre (Lakhdar, 2018).

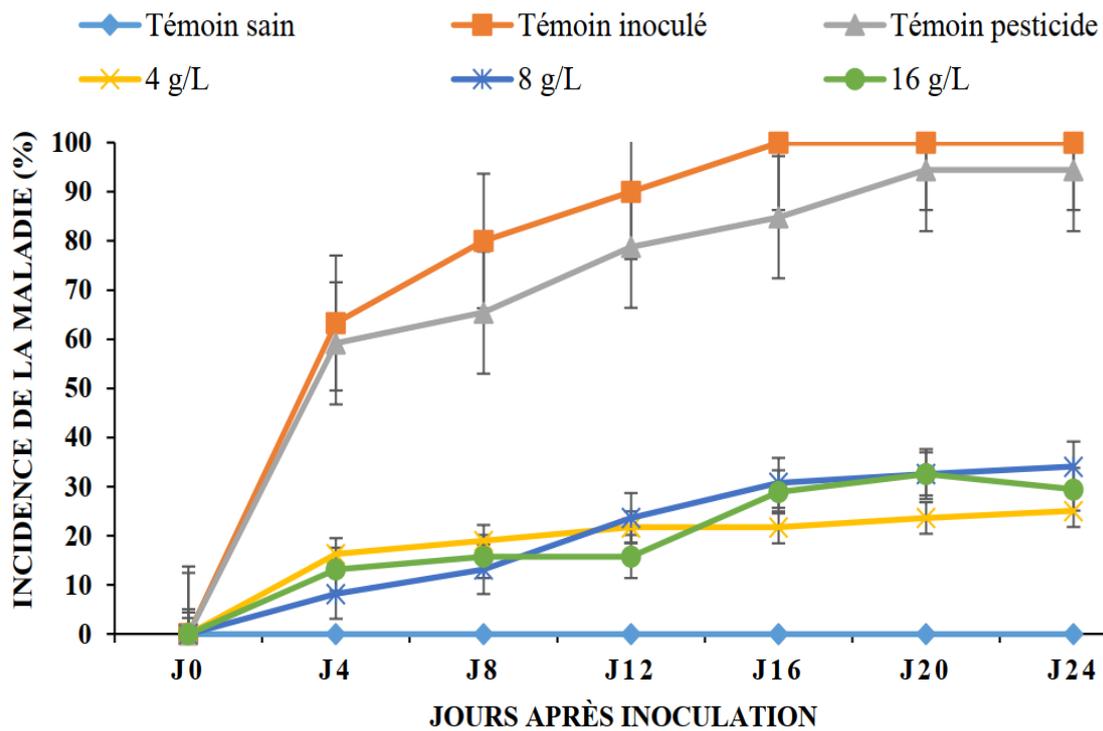


Figure 7 : Effet de l'extrait aqueux de *Bifurcaria bifurcata* à différentes concentrations sur le flétrissement des branches chez les plantes de pomme de terre (Lakhdar, 2018).

Il est rapporté que les polysaccharides ainsi que les oligosaccharides purifiés à partir d'algues ont la capacité de déclencher des réponses de défense chez les plantes (Bi et al., 2011). Bien que le mode d'action des extraits d'algues ne soit pas entièrement compris, les effets observés suite à l'application de ces produits proviennent essentiellement de phytohormones et de polysaccharides. Les phytohormones présentes en petites quantités (principalement les cytokinines) agiraient sur le développement des organes, tandis que les polysaccharides sont impliqués dans la stimulation des réactions de la défense naturelle des plantes : éliciteurs (Jolivet et al., 1991; Du Jardin, 2015). La structure et la composition des polysaccharides d'algues comme les laminarines ont fortement contribué à l'activation des voies de signalisation et à l'amélioration des mécanismes de défense chez diverses espèces végétales (Klarzynski et al., 2000; Mercier et al., 2001; El Modafar et al., 2012; Abouraïcha et al., 2015; de Freitas et al., 2015).

Conclusion

Les biostimulateurs continuent de prouver leur efficacité pour la stimulation de croissance et la protection des plantes, comme le montrent les biostimulants extraits d'algues brunes.

Quelle que soit la méthode d'extraction ou le matériel végétal utilisé, leur effet comprend plusieurs aspects tels que la croissance de différentes parties de la plante, l'augmentation de la biomasse, le maintien du niveau requis de lipides et de pigments de manière excellente, la résistance à divers types de stress et la stimulation de la défense de la plante par des substances électriques.

Comme l'utilité de ces matériaux étant devenue évidente, le passage au stade de l'application de ces études dans le terrain est devenu nécessaire, notamment en Algérie, avec son abondance de flore algale qui constitue une ceinture presque continue sur plus de 1300 km de la côte et une grande diversité biologique et végétale,

C'est pourquoi les différentes agences de protection des végétaux et de l'environnement doivent activer des mécanismes d'utilisation appropriés, surtout que les engrais chimiques sont devenus une menace pour la santé de l'homme et l'environnement.

De telles études futures devraient être prises en compte, afin d'expliquer certains résultats insatisfaisants ou contradictoires et de travailler à leur amélioration, ce qui clarifierait davantage l'image locale de ces produits afin que le manque d'information ne gêne pas le bénéfice de la biodiversité qui caractérise l'Algérie.

Références bibliographiques

1. **Abbas, S. M., and Akladios, S. A. (2013).** Application of carrot root extract induced salinity tolerance in cowpea (*Vigna sinensis* L.) seedlings. *Pak. J. Bot.* 45, 795–806.
2. **Abdalla, M. M. (2013).** The potential of *Moringa oleifera* extract as a biostimulant in enhancing the growth, biochemical and hormonal contents in rocket (*Eruca vesicaria* subsp. *sativa*) plants. *Int. J. Plant Physiol. Biochem.* 5, 42–49.
3. **Aitken JB , Senn TL , 1965.** Seaweed Products as a Fertilizer and Soil Conditioner for Horticultural Crops. *Botanica Marina.* Volume 8 : Issue 1.
4. **Abouraïcha, E., El Alaoui-Talibi Z., El Boutachfai R., Petit E., Courtois B., Courtois J., El Modafar C., 2015.** Induction of natural defense and protection against *Penicillium expansum* and *Botrytis cinerea* in apple fruit in response to bioelicitors isolated from green algae. *Sci. Hort.* 181 : 121-128.
5. **Barclay W.R & Lewin R A.,(1985).** Microalgal polysaccharide production for the conditioning of agricultural soils. *Plant and Soil* volume 88, pages159–169.
6. **Brown, P., and Saa, S. (2015).** Biostimulants in agriculture. *Front. Plant Sci.* 6:671. doi: 10.3389/fpls.2015.00671.
7. **Bulgari, R., Cocetta, G., Trivellini, A., Vernieri, P., and Ferrante, A. (2015).** Biostimulants and crop responses: a review. *Biol. Agric. Hortic.* 31, 1–17. doi: 10.1080/01448765.2014.964649.
8. **Blunden, G., Jenkins, T., Liu, Y.W., (1996).** Enhanced leaf chlorophyll levels in plants treated with seaweed extract. *J. Appl. Phycol.* 8 (6), 535–543. <http://dx.doi.org/10.1007/BF02186333>.
9. **Borrell, A.K., Hammer, G.L., Henzell, R.G., (2000).** Does maintaining green leaf area in sorghum improve yield under drought? II. Dry matter production and yield. *Crop Sci.* 40 (4), 1037–1048. <http://dx.doi.org/10.2135/cropsci2000.4041037x>.
10. **Bradáčová Klara, Nino F. Weber, Narges Morad-Talab, Mahmood Asim1, Muhammad Imran, Markus Weinmann and Guenter Neumann (2016).** Micronutrients (Zn/Mn), seaweed extracts, and plant growth-promoting bacteria as cold-stress protectants in maize.
11. **Bi, F., Iqbal, S., Arman, M., Ali, A., Hassan, M., (2011).** Carrageenan as an elicitor of induced secondary metabolites and its effects on various growth characters of chickpea and maize plants. *J. Saudi Chem. Soc.* 15(3) : 269-273.
12. **Crouch, I.J. and Van Staden, J. (1993).** Evidence for the presence of plant-growth regulators in commercial seaweed products. *Plant Growth Regul.*, 13: 21–9.
13. **Cambri, D. (2008).** “Amino acids: the scientific basis of the biostimulation,” in *Book of Abstracts – Biostimulators in Modern Agriculture*, Arysta Life Science Poland, Warsaw, 14.

14. **Cornic, G., Massacci, A., (1996).** In: Baker, N.R. (Ed.), *Advances in Photosynthesis, V.5, Photosynthesis and the Environment.* Kluwer Academic Publishers, Dordrecht/Boston/London, pp. 347–366.
15. **Dania Andrea Di Filippo-Herrera, Gustavo Hernández-Carmona, Mauricio Muñoz-Ochoa, Dora Luz Arvizu-Higuera and Yoloxochitl Elizabeth Rodríguez-Montesinos Monthly, (2018),** variation in the chemical composition and biological activity of *Sargassum horridum*, *Journal of Applied Phycology* , 31, 2025–2037.
16. **De Freitas, M. B., Ferreira, L. G., Hawerth, C., Duarte, M. E. R., Nosedá, M. D., Stadnik, M. J., 2015.** Ulvans induce resistance against plant pathogenic fungi independently of their sulfation degree. *Carbohydr. Polym.* 133 : 384-390.
17. **DEMIR, N., BERRIN, D., KEVSER, Y., (2006).** Effect of seaweed suspensions on seed germination of tomato, pepper and aubergine. *J. Biol. Sci.* 6 : 1130-1133.
18. **Dop, A. J. (1979).** *Porterinema fluviatile* (Porter) Waern (Phaeophyceae) in the Netherlands. *Acta Botanica Neerlandica* 28:449–458.
19. **DU JARDIN, P., 2015.** Plant biostimulants : Definition, concept, main categories and regulation. *Sci. Hortic.* 196(30) : 3-14.
20. **El Modafar, C., Elgadda, M., El Boutachfaiti, R., Abouraicha, E., Zehhar, N., Petit, E., El Alaoui-Talibi, Z., Courtois, B., Courtois, J., (2012).** Induction of natural defence accompanied by salicylic acid-dependant systemic acquired resistance in tomato seedlings in response to bioelicitors isolated from green algae. *Sci. Hortic.* 138 : 55-63.
21. **Elansary, H.O., Skalicka-Woźniak, K., King, I.W., (2016).** Enhancing stress growth traits as well as phytochemical and antioxidant contents of *Spiraea* and *Pittosporum* under seaweed extract treatments. *Plant Physiol. Biochem.* 105, 310–320. <http://dx.doi.org/10.1016/j.plaphy.2016.05.024>.
22. **Elansary, H.O., Yessoufou, K., Abdel-Hamid, A.M., El-Esawi, M.A., Ali, H.M., Elshikh, M.S., 2017.** Seaweed extracts enhance Salam turfgrass performance during prolonged irrigation intervals and saline shock. *Front. Plant Sci.* 8, 830. <http://dx.doi.org/10.3389/fpls.2017.00830>.
23. **Elizabeth Wozniak, Adam Blaszcak, Pawel Wiatrak, Michael Canady., (2020).** Biostimulant Mode of Action Impact of Biostimulant on Cellular Level.
24. **Ertani, A., Schiavon, M., Altissimo, A., Franceschi, C., and Nardi, S. (2011).** Phenolcontaining organic substances stimulate phenylpropanoid metabolism in *Zea mays*. *J. Plant Nutr. Soil Sci.* 174, 496–503. doi: 10.1002/jpln.201000075
25. **Faessel Ludovic, Gomy Catherine, Nassr Najat, Tostivint Clément, Hipper Clémence, Dechanteloup Agnès., (2014).** Produits de stimulation en agriculture visant à améliorer les

fonctionnalités biologiques des sols et des plantes – Étude des connaissances disponibles et recommandations stratégiques

26. **Falleh H, Ksouri R, Chaib K, Karray-Bouraoui N, Trabelsi N, Boulaaba M, Abdely C, (2008).** Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs and their biological activities. C.R. Biologies. 331:372-379.
27. **Fischer W, Schneider M, Bauchot M.-L.,(1987).** Fiches Fao D'identification Des Especies Pour Les Besoins De La Peche, Mediterranee Et Mer Noire.
28. **Francis G. W., Upadhyay R. R. & Liaaen-Jensen S., (1970).** Animal carotenoids--4. The carotenoids of *Asterias rubens*. *Asterins-iure. Acta chem. Scand.* 24, 3050-3052.
29. **Frings, C. S., Dunn, R. T., (1970).** Colori- metric method for determination of total serum lipids based on the sulfo-phospho-vanillin reaction. *Amer. J. Clin. Pathol.* 53, 89-91.
30. **Gayral P, (1975).** les algues morphologie cytologie reproduction écologie, p.12.
31. **Garon-Lardiere, S., (2004).** Etude structurale des polysaccharides pariétaux de l'algue rouge *Asparagopsis armata* (Bonnemaisoniales). Université De Bretagne Occidentale.
32. **Gomez Garreta, (2001).** cycle de reproduction des cystoseires, Dagmar DAUGY <https://doris.ffessm.fr/Especies/Cystoseira-barbata-Cystoseire-doree-1533>
33. **Guiseley K, Stanley N, Whitehouse P. Carrageenan., (1980).** Handbook of watersoluble gums and resins.. pp. 5–11.
34. **Hamza, B., and Suggars, A. (2001).** Biostimulants : myths and realities. *TurfGrass Trends* 8, 6–10. Available online at: <http://archive.lib.msu.edu/tic/tgtre/2001.html#aug;> <http://archive.lib.msu.edu/tic/tgtre/article/2001aug6.pdf>
35. **(Hunt et al., 2010)**
36. **Imran M, Mahmood A, Römheld V, Neumann G., (2013).** Nutrient seed priming improves seedling development of maize exposed to low root zone temperatures during early growth. *Eur J Agron.* 49:141–8.
37. **Indergaard M, Minsaas J, (1991).** Animal and human nutrition, *in*: Guiry, M.D. *et al.* (Ed.) *Seaweed resources in Europe: uses and potential.* pp. 21-64.
38. **Janas, K. M., and Posmyk, M. M. (2013).** Melatonin, an underestimated natural substance with great potential for agricultural application. *Acta Physiol. Plant.* 35, 3285–3292. doi: 10.1007/s11738-013-1372-0
39. **JANNIN L, 2012.** Caractérisation des modifications physiologiques et métaboliques induites chez *Brassica napus* L. par l'apport d'extraits algaux ou d'acides humiques. pp, 47-48

40. **Jisha, K., Vijayakumari, K., and Puthur, J. T. (2013).** Seed priming for abiotic stress tolerance: an overview. *Acta Physiol. Plant.* 35, 1381–1396. doi: 10.1007/s11738-012-1186-5
41. **Jolivet, E., Langlais-Jeannin, I., Morot-Gaudry, J. F., 1991.** Les extraits d'algues marines : propriétés phytoactives et intérêt agronomique. *Annee. Biol.* 30 : 109-126.
42. **Joubert, J.-M., and Lefranc, G. (2008).** “Sea weed phytostimulants in agriculture: recent studies on mode of action two types of products from algae: growth and nutrition stimulants and stimulants of plant defense reactions,” in *Book of Abstracts – Biostimulators in Modern Agriculture, Arysta Life Science Poland, Warsaw*, 16.
43. **Karnok, K.J. 1993.** Promises, Promises : Can biostimulants deliver? *Golf Course Manag.*, 68: 67–71.
44. **Khan W, Rayirath UP, Subramanian S, et al. 2009.** Seaweed extracts as biostimulants of plant growth and development. *J Plant Growth Regul.* 28:386–99. doi:10.1007/s00344-009-9103-x
45. **Klarzynski, O., Plesse, B., Joubert, J. M., Yvin, J. C., Kopp, M., Kloareg, B., Fritig, B., 2000.** Linear β -1, 3 glucans are elicitors of defense responses in tobacco. *Plant. Physiol.* 124 : 1027-1038.
46. **Kołodziejczyk, I., Dzitko, K., Szewczyk, R., and Posmyk, M. M. (2016).** Exogenous melatonin improves corn (*Zea mays* L.) embryo proteome in seeds subjected to chilling stress. *J. Plant Physiol.* 193, 47–56. doi: 10.1016/j.jplph.2016. 01.012.
47. **Kołodziejczyk, I., Dzitko, K., Szewczyk, R., and Posmyk, M. M. (2016).** Exogenous melatonin improves corn (*Zea mays* L.) embryo proteome in seeds subjected to chilling stress. *J. Plant Physiol.* 193, 47–56. doi: 10.1016/j.jplph.2016. 01.012
48. **Kornprobst, Jean-Michel., 2005.** Substances Naturelles d'Origine Marine 2-7430-0721-4.
49. **Kumano, S., Hirose, H. 1959.** On the swarmers and reproductive organs of a phaeophyceous fresh-water alga of Japan, *Heribaudiella fluviatilis* (Areschoug) Svedelius. Bulletin of the Japanese Society of Phycology 7:45–51 (in Japanese).
50. **LAKHDAR F, 2018.** Contribution à l'étude des potentialités antiproliférative et antibactérienne des algues brunes et rouges de la côte d'El Jadida pour une valorisation médicale et environnementale. pp, 115-118-123.
51. **Liu, H., Zhang, Y.H., Yin, H., Wang, W.X., Zhao, X.M., Du, Y.G., (2013).** Alginate oligosaccharides enhanced *Triticum aestivum* L. tolerance to drought stress. *Plant Physiol. Biochem.* 62, 33–40. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2012.10.012>.
52. **Loureiro RR, Reis RP, Marroig RG., 2014.** Effect of the commercial extract of the brown alga *Ascophyllum nodosum* Mont. on *Kappaphycus alvarezii* (Doty) Doty ex P.C. Silva in situ submitted to lethal temperatures. *J Appl Phycol.*;26(1):629–34.

53. **Mercier, L., Lafitte, C., Borderies, G., Briand, X., Esquerre-Tugaye, M. T., Fournier, J., 2001.** The algal polysaccharide carrageenans can act as an elicitor of plant defence. *New. Phytol.* 149 : 43-51.
54. **Michael Hannon, Javier Gimpel, Miller Tran, Beth Rasala, and Stephen Mayfield., (2010).** Biofuels from algae: challenges and potential.
55. Möller M, Smith ML. The significance of the mineral component of seaweed suspensions on lettuce (*Lactuca sativa* L.) seedling growth. *J Plant Physiol.* 1998;153(5–6):658–63.
56. **Nabati DA, Schmidt RE, Parrish DJ., 1994.** Alleviation of salinity stress in Kentucky bluegrass by plant growth regulators and iron. *Crop Sci.* 34(1):198–202.
57. **Nair P, Kandasamy S, Zhang J, Ji X, Kirby C, Benkel B, et al., (2012).** Transcriptional and metabolomic analysis of *Ascophyllum nodosum* mediated freezing tolerance in *Arabidopsis thaliana*. *BMC Genom.*;13(1):643.
58. **Ohno, M. & Largo, D.B. (1998).** The seaweed resources of Japan. pp. 1-14. *In* Critchley & Ohno, 1998. q.v.
59. **Occhipinti A. (2000)** , Biotic Invasions in a Mediterranean Lagoon, *Biological Invasions* 2(2):165-176.
60. **Ould-Ahmed, N., Gómez Garreta, A., Ribera Siguan, M.A. & Bouguedoura, N., (2013).** Checklist of the benthic marine macroalgae from Algeria. I. Phaeophyceae. *Anales Jard. Bot. Madrid* 70(2): 136-143.
61. **OUCIF H, (2018).** Valorisation des algues de la côte Ouest algérienne: potentiel antioxydant et hormonal. pp, 133-134.
62. **Oscar Goñi, Patrick Quille, Shane O'Connell., (2018).** *Ascophyllum nodosum* extract biostimulants and their role in enhancing tolerance to drought stress in tomato plants.
63. **Pamela Calvo & Louise Nelson & Joseph W. Kloepper., (2014).** Agricultural uses of plant biostimulants.
64. **Paulert, R., Talamini, V., Cassolato, J., Duarte, M., Nosedá, M., Smania Jr., A., Stadnik, M., (2009).** Effects of sulfated polysaccharide and alcoholic extracts from green seaweed *Ulva fasciata* on anthracnose severity and growth of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *J. Plant. Dis. Prot.* 116 : 263-270.
65. **Pérez M, M Rosenthal, TJ Sick, PL Lutz, J Pablo, D., (1992).** Mash Downregulation of sodium channels during anoxia: A putative survival strategy of turtle brain, *Am J Physiol*, 262 , pp. R712-R715.

66. **Pérez R. ; Barbraux O., (1997).** Ces algues qui nous entourent : conception actuelle, rôle dans la biosphère, utilisations, culture. Ed.IFREMER, Plouzané, France, 124p.
67. **Perret Boudouresque, M. & Seridi, H. (1989).** Inventaire des algues marines benthiques d'Algérie. GIS Posidonie publ., Marseille. 1-117.
68. **Posmyk, M. M., and Janas, K. M. (2007).** Effect of seed hydropriming in presence of exogenous proline on chilling injury limitation in *Vigna radiata* L. seedlings. *Acta Physiol. Plant.* 29, 509–517. doi: 10.1007/s11738-007-0061-2.
69. **Posmyk, M. M., Kontek, R., and Janas, K. M. (2009b).** Exogenous applied red cabbage anthocyanin extract alleviates copper-induced cytological disturbances in plant tissue and human lymphocytes. *Biometals* 22, 479–490. doi: 10.1007/s10534-009-9205-8.
70. **Posmyk, M. M., Kuran, H., Marciniak, K., and Janas, K. M. (2008).** Pre-sowing seed treatment with melatonin protects red cabbage seedlings against toxic copper ion concentrations. *J. Pineal Res.* 45, 24–31. doi: 10.1111/j.1600 079X.2007.00552.x.
71. **Posmyk MM and Szafranska K., (2016).** Biostimulators: A New Trend towards Solving an Old Problem. p, 3.
72. **Radmer RJ, Parker BC. (1994).** Commercial opportunities of algae: opportunities and constraints. *Journal of Applied Phycology* 6: 93-98.
73. **Ramade, A., (2009).** *Eléments d'écologie appliquée*, 4ème édition, Edition Dunod, 689 p.
74. **Rayirath P, Benkel B, Mark Hodges D, Allan-Wojtas P, MacKinnon S, Critchley AT, et al., (2009).** Lipophilic components of the brown seaweed, *Ascophyllum nodosum*, enhance freezing tolerance in *Arabidopsis thaliana*. *Planta.* 230(1):135–47.
75. **Roeck-Holtzhauer De, Y. ; Quere, I. ; Claire, C., (1991).** Vitamin analysis of five planktonic microalgae and one macroalga. *J. Appl. Phycol.* 3 (3): 259–264.
76. **Santaniello, A., Scartazza, A., Gresta, F., Loreti, E., Biasone, A., Di Tommaso, D., Piaggese, A., Perata, P., (2017).** *Ascophyllum nodosum* seaweed extract alleviates drought stress in *Arabidopsis* by affecting photosynthetic performance and related gene expression. *Front. Plant Sci.* 8, 1362. <http://dx.doi.org/10.3389/fpls.2017.01362>.
77. **Sharma, H.S., Fleming, C., Selby, C., Rao, J., Martin, T., (2013).** Plant biostimulants: a review on the processing of macroalgae and use of extracts for crop management to reduce abiotic and biotic stresses. *J. Appl. Phycol.* 26(1) : 465-490.
78. **Shetty, K. (2004).** Role of proline-linked pentose phosphate pathway in biosynthesis of plant phenolics for functional food and environmental applications: a review. *Proc. Biochem.* 39, 789–803. doi: 10.1016/S0032 9592(03)00088-8.

79. **Spann, T.M., Little, H.A., 2011.** Applications of a commercial extract of the brown seaweed *Ascophyllum nodosum* increases drought tolerance in container-grown ‘Hamlin’ sweet orange nursery trees. *Hortscience* 46 (4), 577–582.
80. **Serpil Savci, (2012).** An Agricultural Pollutant: Chemical Fertilizer *International Journal of Environmental Science and Development* 3 (1).
81. **Stephenson, J. L., R. P. Tewarson and R. Mejia (1974).** Quantitative analysis of mass and energy balance in non-ideal models of the renal counterflow system, *Prcc. Nat. Acad. of SC. U.S.A.*, 11, 1618-1622.
82. **Traon D, Amat L, Ferdinand, du Jardin ZP., (2014).** A Legal Framework for Plant Biostimulants and Agronomic Fertiliser Additives in the EU.
83. **Turker, A.U., Camper, N.D., 2002.** Biological activity of common mullein, a medicinal plant. *J. Ethnopharmacol.* 82, 117-125.
84. **Verma, V., Foulkes, M.J., Worland, A.J., Sylvester-Bradley, R., Caligari, P.D.S., Snape, J.W., (2004).** Mapping quantitative trait loci for flag leaf senescence as a yield determinant in winter wheat under optimal and drought stressed environments. *Euphytica* 135 (3), 255–263. <http://dx.doi.org/10.1023/B:EUPH.0000013255.31618.14>.
85. **Vuorela S., (2005).** Analysis, isolation and bioactivities of rapessed phenolics. Helsinki, Academic dissertation. 75 pages
86. **Wehr John Robert Sheath J. Patrick Kociolek,(2015).** *Freshwater Algae of North America*. 2nd Edition. Ecology and Classification. University of Colorado, Boulder, USA. 1066 page.
87. **WALTERS, D. R., FOUNTAINE, J. M., (2009).** Practical application of induced resistance to plant diseases: an appraisal of effectiveness under field conditions. *J. Agr. Sc.* 147(5) : 523-535
88. **WALTERS, D. R., RATSEP, J., HAVIS, N. D., (2013).** Controlling crop diseases using induced resistance: challenges for the future. *J. Exp. Bot.* 64(5) : 1263-1280.
89. **Xu C, Leskovar DI., (2015).** Effects of *A. nodosum* seaweed extracts on spinach growth, physiology and nutrition value under drought stress. *Sci Hortic.*;12(183):39–47.
90. **ZITOUNI H, (2015).** Valorisation nutritionnelle d’algues marines du littoral Algérien chez le ruminant via des méthodes chimiques, biologiques et moléculaires, Thèse doctorat LMD Université des Frères Mentouri Constantine.
91. **Zhang X, Ervin EH., (2008).** Impact of seaweed extract-based cytokinins and zeatin riboside on creeping bentgrass heat tolerance. *Crop Sci* ; 48(1):364–70.