

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'enseignement Supérieur et de la recherche scientifique
Université A - Mira de Bejaïa



Faculté des sciences de la nature et de la vie
Département de microbiologie
Filière: Sciences biologiques
Spécialité: Microbiologie Fondamentale

Réf

Mémoire de fin de cycle
En vue de l'obtention du diplôme
MASTER

Thème

Activités biologiques des œufs d'oursin comestible:
Paracentrotus lividus

Présenté par:

AZZI Tinhinane et BOULAICHE Salima

Soutenu le : 25 Juin 2023

Devant le jury composé de :

Mme. BELHAMICHE N.	MAA	Univ. de Bejaia	Présidente
Mme. SAIT-DIB S.	MCA	Univ. de Bejaia	Promotrice
Mme. SADEDDINE-ZENNOUCHE O.	MCA	Univ. de Bejaia	Co-promotrice
Mme. YANAT B.	MCA	Univ. de Bejaia	Examinatrice

Année universitaire: 2022/ 2023

Remerciements

Nous remercions Dieu Tout Puissant de nous avoir donné le savoir, la force, la santé, la patience et la faculté de Pouvoir poursuivre nos études et de réaliser ce travail.

Nous tenons à présenter nos remerciements les plus sincères à notre promotrice Mme **SAIT-DIB Sabrina** de nous avoir proposé ce thème, et à exprimer notre reconnaissance pour votre encadrement attentif, vos conseils avisés et votre disponibilité. Votre expertise dans le domaine a grandement enrichi ce mémoire, et votre dévouement à notre égard a été une source constante de motivation

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à notre Co-promotrice Mme **SADEDDINE-ZENNOUCHE Ouardia** pour sa précieuse contribution et son soutien tout au long de l'élaboration de ce mémoire. Votre expertise, votre temps et vos commentaires éclairés ont été d'une valeur inestimable pour la réalisation de ce travail.

Aux membres du jury, Mlles **YANAT Betitra** et **BELHAMICHE Nabila** nous vous sommes reconnaissantes d'avoir accepté de consacrer votre temps et vos compétences à l'évaluation de notre travail. Vos remarques pertinentes, vos questions stimulantes et vos suggestions constructives seront d'une aide précieuse pour améliorer la qualité de ce mémoire.

On tient aussi à exprimer notre gratitude à madame **DEBBOU Karima**, pour son aide, son soutien moral, ses encouragements et ses conseils.

Nous aimerons également remercier Mme **GHAROUT Alima** pour sa gentillesse, son aide et son soutien.

Un grand merci à tous les membres du laboratoire de 3BS et plus spécialement à Mme **ADEL Khadidja**.

Enfin, merci à toute personne ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Dédicaces

Avec mes sentiments de gratitude les plus profonds, je dédie ce modeste travail :

À mes très chers parents, pour m'avoir encouragée et soutenue durant mes études. Je suis particulièrement reconnaissante envers ma mère qui prend soin de mon enfant et de moi jusqu'à ce jour.

À mon très cher mari, **Sofiane**, en signe d'amour et de gratitude pour m'avoir soutenue, compris en permanence et supportée. Ses sacrifices, encouragements, sa fidélité et sa gentillesse ont été essentiels à mon parcours. Sans lui, je n'aurais pas pu progresser et achever ce travail.

À mon petit ange, **Racime**, qui me porte tant de bonheur.

À mes beaux-parents, pour leur gentillesse et leur soutien. je les remercie énormément pour leur disponibilité à tout moment pour garder mon enfant.

À mes chers frères, **Yacine** et sa petite famille, **Boubkeur** et **Yanis**.

À mes belles-sœurs, **Souhila**, **Sihem**, **Souad**, ainsi qu'à leurs petites familles, et à mon beau-frère **Samir**.

À mon adorable binôme, **Salima**.

À ma meilleure amie d'enfance, **Hamida**.

À tous mes amis.

ET enfin à tous ceux qui m'aiment.

TINHINANE

Dédicaces

À Maman, ma source de soutien inconditionnel. Ta bienveillance, ta force et ta douceur m'ont donné le courage d'affronter les défis de la vie. Tu m'as enseigné la patience et la persévérance. Tu es une source d'inspiration et de réconfort. Je te serai toujours reconnaissant pour ton amour inébranlable.

À Papa, tu es le modèle de force, et de détermination. Ta présence rassurante et ton soutien m'ont permis de grandir et de croire en moi-même. Tu m'as appris la valeur du travail acharné, de l'intégrité et de la responsabilité. Tu as toujours été là pour moi, prêt à m'écouter, à me conseiller et à me guider dans mes décisions. Je suis fier d'être ton enfant et je t'admire profondément.

À ma sœur Mima, ma confidente et ma complice, tu as partagé chaque étape de ce voyage avec moi. Nos discussions enrichissantes, nos encouragements mutuels et nos rires ont allégé les moments les plus difficiles. Merci d'avoir été ma source de force et de soutien.

À mon petit frère Nadjib, tu as toujours été là pour moi, me motivant à donner le meilleur de moi-même. Merci d'avoir cru en moi et de m'avoir encouragé à poursuivre mes rêves.

À ma chère Nana, à son mari Karim et mes adorables nièce Alae et Nelya, cette dédicace est une manière pour moi de vous exprimer tout l'amour, la gratitude et l'admiration que j'ai pour vous. Vous êtes ma famille, ma source de joie, vous avez illuminé ma vie de bonheur, de rires et de souvenirs précieux.

À toi, mon cher mari, tu as été mon docteur, mon meilleur ami et mon compagnon de vie. Merci pour ta patience, ton amour inconditionnel et ton soutien indéfectible. Tu as toujours été là pour m'écouter, me comprendre et me soutenir dans toutes mes décisions.

À ma chère belle famille, je tiens à vous adresser une petite dédicace emplie de gratitude et d'affection. Depuis que j'ai rejoint votre famille, vous m'avez accueilli à bras ouverts et m'avez fait sentir comme un membre à part entière. Votre amour, votre soutien et votre générosité ont touché mon cœur de la plus belle façon.

À mes amis les plus proches sissa, tita et sosso, merci d'avoir été à mes côtés tout au long de cette aventure. Votre soutien moral, vos encouragements et vos précieux conseils ont été essentiels pour maintenir ma motivation et ma détermination.

A ma chère binôme et amie avec qui j'ai partagé des moments inoubliables, plein de fou rire et de joie. Je te souhaite une vie pleine de bonheur et de réussite.

Avec tout mon amour

SALIMA

Liste des abréviations

Abs	Absorbance
ABTS	Acide 2,2'-azino-bis (3-éthylbenzothiazoline-6-sulphonique)
ATCC	American Type Culture Collection
CA-SFM	Comité de l'Antibiogramme – Société Française de Microbiologie
CFT	Composés flavonoïdes totaux
CMI	Concentration minimale inhibitrice
D	Diamètre
DMSO	Diméthyle Sulfoxyde.
DO	Densité optique
DPPH	2,2'-diphényl-1-picrylhydrazyl
EAG	Equivalent en Acide Gallique
EOA	Espèces oxygénées activées
EQ	Equivalent en Quercétine
ERO	Espèces Réactives de l'Oxygène
EUCAST	European committee on antimicrobial susceptibility testing
EβC	équivalent β -carotène
IC50	Inhibitory concentration 50%
MH	Muller Hinton
MS	Matière sèche
R	Résistant
ROS	Reactive oxygen species
SARM	<i>Staphylococcus aureus</i> Résistant à la Méthicilline
SM	Solution mère
SOD	Superoxyde dismutase
TPC	Total phenolic content
UFC	Unité formant colonie
UV	Ultraviolet

Liste des figures

Fig. n°1 : Morphologie externe de l'oursin régulier <i>P. Lividus</i> . A : face orale B : face aborale..	4
Fig. n°2 : Anatomie interne de l'oursin <i>Paracentrotus lividus</i>	5
Fig. n° 3 : Distribution géographique de l'oursin livide <i>P. lividus</i>	6
Fig. n°4 : Représentation Schématique du cycle de reproduction de <i>P. Lividus</i>	7
Fig. n°5 : Les facteurs endogènes et exogènes qui favorisent la production des radicaux libre Menant à l'apparition de stress oxydatif.....	14
Fig. n°6 : Localisation de la station d'échantillonnage « Aiguades ».....	17
Fig. n°7 : Image représentent le transport des oursins.	18
Fig. n°8 : Oursins <i>Paracentrotus lividus</i> collecté.....	18
Fig. n°9 : Photographie des gonades femelle de l'oursin <i>Paracentrotus lividus</i>	19
Fig. n° 10 : Protocole du dosage des polyphénols.....	20
Fig. n° 11 : Protocole du dosage des flavonoïdes.....	21
Fig. n° 12 : Pouvoir antiradicalaire DPPH de l'extrait de gonade de <i>P. lividus</i>	29
Fig. n° 13 : Pouvoir antiradicalaire ABTS de l'extrait de gonade de <i>P. lividus</i>	31
Fig. n° 14 : Photographie des zones d'inhibitions obtenues par l'extrait contre les souches à Gram négatif.....	35
Fig. n° 15 : Photographie des zones d'inhibitions obtenues par l'extrait contre les souches à Gram positif	37

Liste des tableaux

Tableau I. Classification de l'oursin <i>Paracentrotus lividus</i>	3
Tableau II. Classification des principaux composés phénoliques	11
Tableau III. Tableau représentatif des différentes souches bactériennes testées	23
Tableau IV. Composition phytochimique des gonades de l'oursin <i>P.lividus</i>	26
Tableau V. Résultats du test d'activité antioxydante par méthode DPPH	30
Tableau VI. Résultats du test d'activité antioxydante par méthode ABTS	31
Tableau VII. Test de sensibilité des souches contre l'extrait des gonades de l'oursin.....	33

Tables des matières

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction 1

Chapitre I: Généralités sur *Paracentrotus lividus*

I. Généralités sur *Paracentrotus lividus* 3

I.1. Présentation de l'oursin (*Paracentrotus lividus*) 3

I.2. Classification 3

I.3. Caractères morphologiques 3

I.3.1. Morphologie externe 3

I.3.2 Anatomie interne 4

I.4. Répartition géographique et habitat 5

I.5. Régime alimentaire 6

I.6. Reproduction 7

I.7. Intérêt économique 8

I.8. Intérêt scientifique du modèle 8

Chapitre II: Activités biologiques

II.1. Antioxydants 10

II.1.1. Antioxydants enzymatiques 10

II.1.1.1 Superoxyde dismutase 10

II.1.1.2 Catalase 10

II.1.1.3. Glutathion peroxydase 10

II.1.2. Antioxydants non enzymatiques 11

II.1.2.1. Composés phénoliques 11

II.1.2.2. Acide ascorbique 13

II.1.2.3. Tocophérols 13

II.1.2.4. Alcaloïdes 13

II.1.2.5. Hétérosides 13

II.1.3. Radicaux libres 14

II.1.4. Stress oxydatif 14

II.1.5. Activité antioxydante.....	15
II.2. Activité antibactérienne	15
II.3. Activité anticancéreuse.....	16

Chapitre III: Matériel et méthodes

III.1. Zone d'étude « Les Aiguades »	17
III.2. Récolte du matériel biologique	17
III.3. Préparation des extraits	18
III.4. Rendement d'extraction	19
III.5. Milieux de culture.....	19
III.6. Dosage des antioxydants.....	20
III.6.1. Dosages des polyphénols	20
III.6.2. Dosage des flavonoïdes.....	20
III.6.3. Dosage des β -carotènes	21
III.7. Evaluation de l'activité antioxydante	21
III.7.1. Activité scavenger du radical DPPH	21
III.7.2. Activité scavenger du radical ABTS	22
III.8. Activité antibactérienne.....	23
III.8.1. Souches cibles.....	23
III.8.2. Standardisation	23
III.8.3. Évaluation du pouvoir antibactérien.....	24

Chapitre IV: Résultats et discussion

IV.1. Rendement d'extraction	25
IV.2. Estimation des composés phytochimiques.....	26
IV.2.1. Dosage des polyphénols totaux (TPC).....	26
IV.2.2. Dosage des flavonoïdes totaux (CFT).....	27
IV.2.3. Dosage des caroténoïdes	27
IV.3. Activités antioxydantes	28
IV.3.1. Activité scavenger du radical 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle (DPPH).....	29
IV.3.2. Activité scavenger du radical ABTS	30

IV.4. Activité antibactérienne	32
IV.4.1. Activité antibactérienne à l'égard des Gram négatif.....	33
IV.4.2. Activité antibactérienne à l'égard des Gram positif.....	36
Conclusion et perspectives	40

Références bibliographiques

Annexes

Résumé

INTRODUCTION

Introduction

L'oursin *Paracentrotus lividus* est un échinoïde comestible retrouvé en grande abondance sur les côtes méditerranéennes (Tejada *et al.*, 2013). Les gonades d'oursins sont un produit très apprécié et à haute valeur commerciale dans le monde, ainsi dès l'Antiquité, au IV^{ème} siècle avant J. -C, Aristote soulignait l'importance des oursins dans l'alimentation des européens (Allain, 1972). Les gonades femelles de ce fruit de mer sont connues pour leur saveur délicate et légèrement salée, riche et de couleur orange (Fabbrocini *et al.*, 2014), ces dernières sont très appréciées dans divers pays du monde (Powell *et al.*, 2014). Actuellement, le Chili est considéré comme le principal producteur d'œufs d'oursins. Le Japon quand à lui est considéré comme le pays le plus consommateur, avec environ 80 à 90% de l'offre mondiale. Bien que le marché européen ne soit pas très significatif (Stefánsson *et al.*, 2017), la France reste l'un des principaux consommateurs d'oursins dont le prix varie entre 130 € et 170 € par kilo de gonade (France et RNM, 2018).

En Algérie, la consommation des oursins est peu importante et reste très locale et traditionnelle (Soualili *et al.*, 2008).

Le caractère très sensible de l'oursin livide aux changements des conditions environnementales est bien établi (Boudouresque et Verlaque, 2020). Au fil des années, il est devenu un organisme modèle de plus en plus important dans les programmes de biosurveillance des écosystèmes marins, car il est considéré comme un bioindicateur de la pollution dans ce milieu en raison de sa nature sédentaire et de sa sensibilité avérée aux polluants (Soualili *et al.*, 2008; Ternengo *et al.*, 2018).

Les antibiotiques ont joué un rôle crucial dans la lutte contre de nombreuses maladies au cours des dernières décennies, mais leur utilisation souvent inappropriée a conduit à l'apparition de bactéries résistantes aux antibiotiques ce qui a bouleversé le traitement des maladies infectieuses. Il est en effet très crucial de trouver de nouvelles alternatives aux antibiotiques (Soussy, 2007).

Récemment, les oursins ont fait l'objet d'une attention particulière pour leur potentiel pharmacologique. Plusieurs études scientifiques ont montré que les gonades en particulier, sont de riches sources d'acides gras polyinsaturés et de polysaccharides actifs, et elles peuvent être utilisées comme aliment fonctionnel contre les maladies

inflammatoires (Pozharitskaya *et al.*, 2015). De même, ils possèdent un effet antibactérien et antioxydant (Urakova *et al.*, 2012; Li *et al.*, 2015; Marimuthu *et al.*, 2015; Chamika *et al.*, 2021).

Toutes ces données de littérature et toute cette attention portée à l'oursin commun *Paracentrotus lividus* nous ont conduits à le choisir pour réaliser une analyse phytochimique de ses gonades et l'évaluation de leurs activités biologiques à savoir l'effet antibactérien contre 10 souches de référence testées, par la méthode de diffusion en milieu gélosé ainsi que leur activité antioxydante. A notre connaissance, cette étude est la première dans son genre en Algérie.

Notre manuscrit est structuré en quatre chapitres:

- Le premier chapitre consiste en une revue bibliographique qui rassemble des généralités sur l'oursin *Paracentrotus lividus*.
- Le second chapitre illustre théoriquement d'une part l'activité antioxydante et d'autre part l'activité antibactérienne.
- Le troisième chapitre présente une partie expérimentale consacré aux matériel et méthodes, où sont détaillée la zone d'étude, l'extraction des gonades, les dosages des métabolites secondaires et des caroténoïdes, ainsi que l'évaluation de l'activité antioxydante et antibactérienne.
- Le quatrième chapitre décrit l'ensemble des résultats obtenus ainsi que la discussion relative a cette étude.
- En fin une conclusion générale jointe par quelques perspectives, suivi par une liste globale de toutes les références consultées.

CHAPITRE I
Généralités sur
Paracentrotus lividus

I. Généralités sur *Paracentrotus lividus*

I.1. Présentation de l'oursin (*Paracentrotus lividus*)

L'oursin violet, ou *Paracentrotus lividus*, est une espèce de la Méditerranée et du Nord-Est de l'Atlantique. Il est particulièrement commun dans la zone intertidale à des profondeurs de 10 à 20 m et dans les bassins de marée, principalement sur des pierres solides, des rochers et des herbes marines. La densité varie généralement de quelques spécimens à dix individus par mètre carré (**Boudouresque et verlaque, 2013**). La croissance de cette espèce est rapide pendant les quatre premières années jusqu'à une taille de 5 cm, puis elle devient très lente et la taille maximale de 5-6 cm n'est atteinte qu'au bout d'une dizaine d'années. Des études en Ecosse indiquent que cette espèce a une saison de ponte annuelle en juin et juillet ou juillet et août, selon l'environnement thermique (**Le Mao et al., 2020**). D'après **Boudouresque et verlaque (2020)**, *P. lividus* est très résistant au réchauffement climatique et à l'acidification des océans.

I.2. Classification

La position systématique de l'oursin *Paracentrotus lividus* est la suivante :

Tableau I. Classification de l'oursin *Paracentrotus lividus*.(Anonyme 1)

Embranchement	Echinodermata
Sous-embranchement	Echinozoa
Classe	Echinoidea
Sous-classe	Euechinoidea
Super ordre	Echinacea
Ordre	Camarodonta
Famille	Parechinidae
Genre	<i>Paracentrotus</i>
Espèce	<i>Paracentrotus lividus</i>

I.3. Caractères morphologiques

I.3.1. Morphologie externe

La structure du corps de *P.lividus* est composée de cinq plaques calcaires à symétrie pentaradiée et de l'épiderme (**Fig.n°1**). La forme de cet animal est aplatie sur les deux pôles. Le test possède un squelette calcaire continu formé de plaques soudées et d'un diamètre

maximal d'environ 7 centimètres (Grosjean, 2001). Il est recouvert d'épines mobiles et de podia. Les épines sont fixées à la coquille par des muscles. A la surface inférieure est située la lanterne d'Aristote qui est l'appareil masticateur, elle est composée de cinq plaques triangulaires avec des dents à l'extrémité. La bouche est reliée au test par une membrane péristomiale (Zuber, 2016).

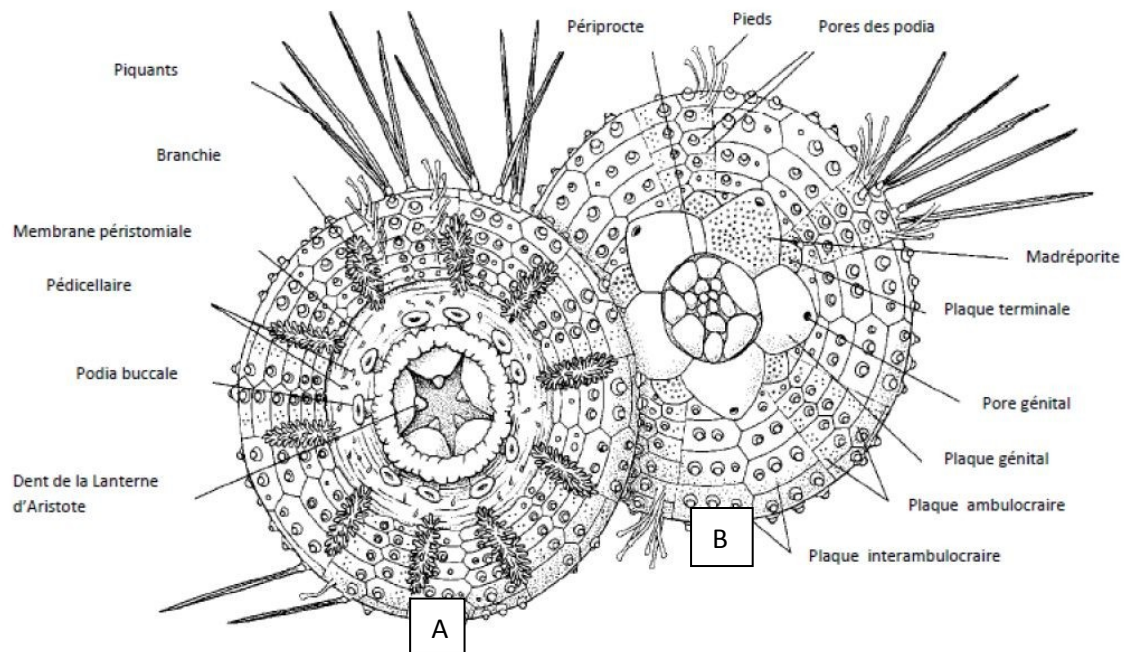


Fig. n°1: Morphologie externe de l'oursin régulier *P. lividus*.

A : face orale B : face aborale (Grosjean, 2001).

I.3.2. Anatomie interne

La lanterne d'Aristote dite la bouche est un système complexe composé de 5 pyramides se terminant chacune par une dent, par où part le pharynx suivi du tube digestif (Ouréns *et al.*, 2011).

Le tube digestif forme deux tours complets autour de la face interne de la paroi du test, l'un dans un sens et l'autre dans l'autre sens, laissant beaucoup d'espace dans la cavité interne pour les gonades (Fig.n°2) (Sugni *et al.*, 2013). Il est attaché par des lames mésentériques à la paroi du corps. Dans tout son parcours, il n'offre pas la même consistance en vue du rôle physiologique que jouent ses différentes parties (Harmelin *et al.*, 1981). Dans une des moitiés s'effectue la digestion, le tube digestif y possède une épaisseur plus grande que dans la seconde moitié où a lieu la respiration. Il existe un canal de communication qui

relie la partie antérieure du tube digestif à la partie postérieure appelé siphon (**Roule *et al.*, 1889**).

Les gonades sont constituées de deux types de cellules : les cellules germinales dont la fonction est la production des gamètes, les phagocytes nutritifs quant à eux fournissent les nutriments et l'énergie nécessaires aux gamètes en développement (**Walker *et al.*, 2007**; **Boudouresque et verlaque, 2013**; **Zuber, 2016**).

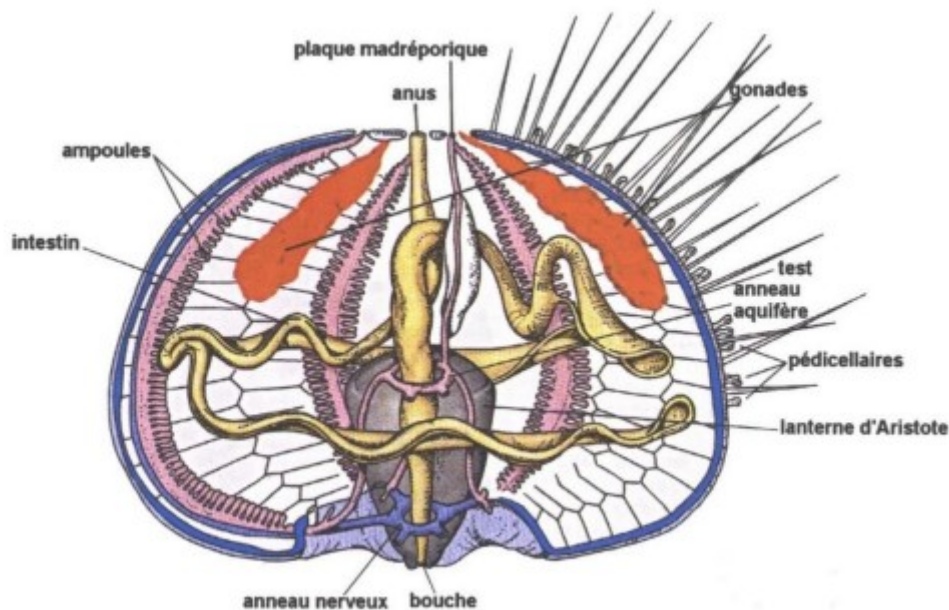


Fig. n°2: Anatomie interne de l'oursin *Paracentrotus lividus*. (**Anonyme 2**)

I.4. Répartition géographique et habitat

L'oursin comestible *Paracentrotus lividus* (**Lamarck, 1816**), espèce des mers qui occupe surtout l'étage infralittoral (**Grass *et al.*, 1970**), dont la distribution géographique est connue dans l'Atlantique depuis l'Irlande au nord jusqu'aux côtes du Maroc, aux Açores et aux Canaries, ainsi que dans toute la Méditerranée (**Fig. n°3**). Les oursins vivent sur des fonds rocheux, des posidonies ou des herbiers, parfois sur des fonds sableux ou coralliens jusqu'à 80 m de profondeur. Les densités les plus élevées sont observées entre 0 et 10 m (**Lecchini *et al.*, 2002**; **Lawrence, 2013**). Il vit généralement dans des cavités creusées à l'aide de ses piquants et de ses dents (**Jamila *et al.*, 2018**), où il s'ancre solidement, ce qui lui permet de résister aux vagues et de dissuader les prédateurs potentiels.

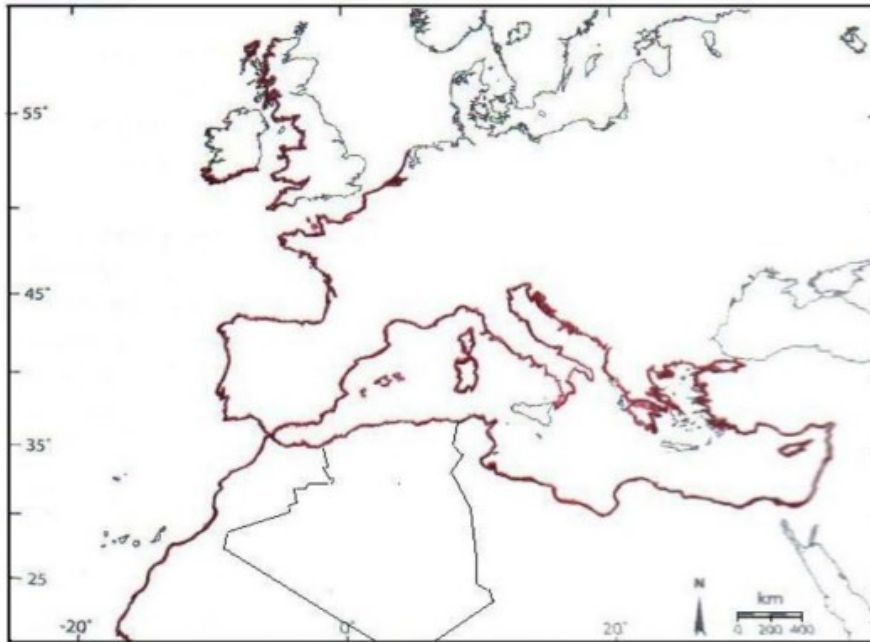


Fig. n° 3 : Distribution géographique de l'oursin livide *P.lividus* (Soualili *et al.*, 2008).

Il est particulièrement commun dans les régions tempérées où les conditions thermiques océaniques fluctuent entre 10 et 15°C en hiver et 18 et 25°C en été (Jacinto *et al.*, 2013).

À mesure que l'on se rapproche de la source de pollution domestique la densité moyenne des individus augmente (Delmas et Regis, 1985).

I.5. Régime alimentaire

Le régime alimentaire de l'oursin *Paracentrotus lividus* se révèle être très variable suivant la région occupée. Ils sont principalement herbivores et peuvent influencer la composition et l'abondance des assemblages d'algues (Yeruham *et al.*, 2015).

Paracentrotus lividus se nourrit principalement des algues photophiles du genre *Cystoseira buliarica* et *Podia pavonica* (Regis, 1978). Il montre une certaine sélectivité dans les herbiers de *Posidonia*. Cette sélectivité alimentaire varie avec leur taille (Verlaque, 1987).

Chez *P.lividus*, on observe une alternance de phase de nutrition et de phase de repos alimentaire (Verlaque et Nedelec, 1983), ces dernières ont été observées chez la même espèce des côtes algériennes par (Semroud et Kada, 1987). Aussi, la capacité d'absorption

à travers le test et les piquants de la matière organique dissoute et particulaire chez l'oursin a été démontré par Régis (1986) et Verlaque (1987).

I.6. Reproduction

L'oursin est une espèce gonochorique, et ne présente pas de dimorphisme sexuel. La fécondation se fait directement dans l'eau après l'émission de gamètes qui aboutit à une larve pélagique à symétrie bilatérale, à partir de laquelle se formera l'oursin (Fig.n°4) (Calderón *et al.*, 2012; Limatola *et al.*, 2020).

Le cycle de reproduction chez l'oursin *P.lividus* est annuel, en Méditerranée, ils présentent 1 ou 2 pics saisonniers de croissance des gonades qui, cependant, peuvent différer de manière significative entre des lieux proches (Sellem et Guillou 2007).

Les données sur la variabilité du cycle de reproduction de *P. lividus* sont diverses et souvent contradictoires. En effet, l'espèce suit des schémas différents en fonction de l'emplacement géographique et de nombreux facteurs environnementaux tels que la qualité et la disponibilité des nutriments, la profondeur, la température, la photopériode et la périodicité lunaire (Lawrence et Lane, 1982).

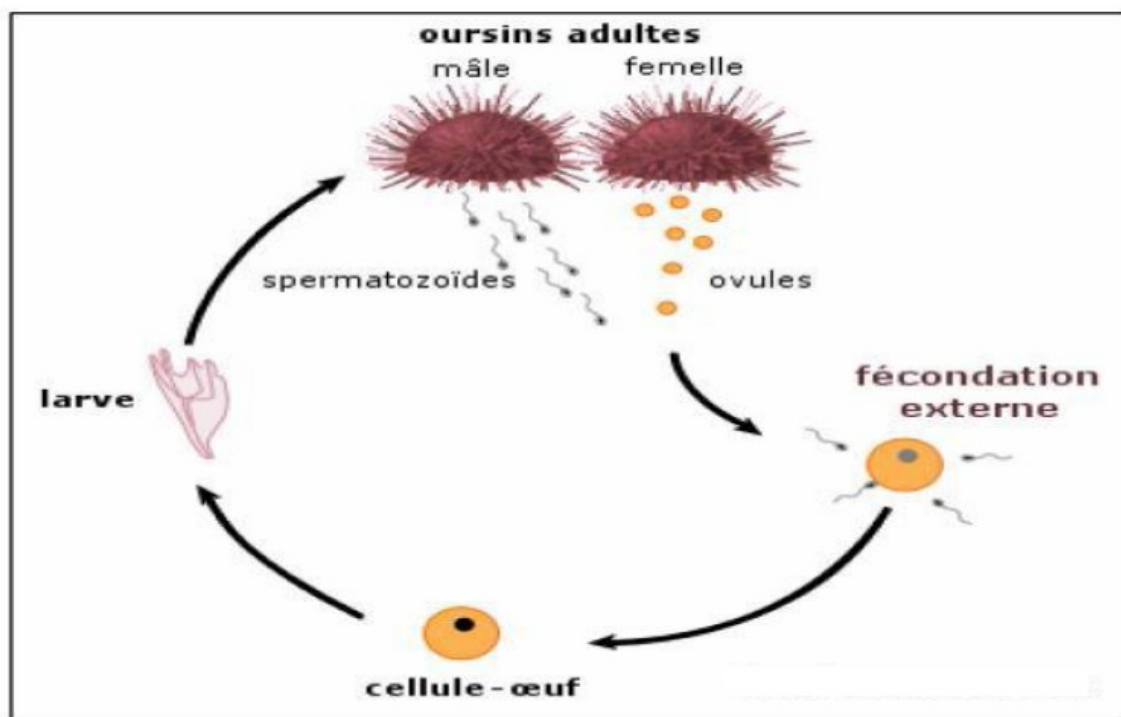


Fig. n°4 : Représentation Schématique du cycle de reproduction de *P. Lividus*. (Anonyme 3)

I.7. Intérêt économique

Très prisé pour la qualité de sa chair, l'oursin est devenu une espèce surpêchée et braconnée dans de nombreux pays du monde au cours du XXème siècle. Voici quelques aspects de son intérêt économique :

1. Industrie alimentaire: *P.lividus* est une ressource extrêmement précieuse à grand profit économiques, il est consommé dans de nombreuses cultures et est particulièrement appréciés dans la cuisine japonaise et méditerranéenne. Les œufs d'oursin, sont appréciés pour leur texture crémeuse et leur saveur riche, ils sont utilisés dans une variété de plats, tels que les sushis, les pâtes et les sauces. La pêche et la vente d'oursins destinés à la consommation humaine peuvent donc représenter une source de revenus significative pour les pêcheurs locaux et l'industrie de la transformation des aliments (**Machado et al., 2019; Le Mao et al., 2020; Santos et al., 2020; Lourenço et al., 2021**).

2. Produits dérivés: De plus, des recherches sont en cours pour étudier les propriétés médicinales potentielles des composés trouvés dans les oursins, tels que les anti-inflammatoires et les antioxydants (**Zhang et al., 2002; Soleimani et al., 2017**).

I.8. Intérêt scientifique du modèle

L'oursin *P.lividus* (**Lamarck, 1816**) est considéré comme une espèce modèle pour la recherche dans différents domaines (**Paredes et Bellas, 2009**), notamment dans :

- La mise en œuvre rapide comme bio essai.
- L'oursin représente un modèle expérimental de choix en biologie du développement.
- Situé à la base des deutérostomes, leur génome n'a pas subi de duplication, facilitant les analyses fonctionnelles des gènes du fait de la quasi absence de leur redondance.
- L'évaluation de l'impact de la présence de métaux lourds, du pH (**Mos et al., 2020**), et de contaminants (**Ruocco et al., 2020**).
- Utilisation pour l'évaluation des risques de toxicologie.
- Il représente aussi un modèle puissant pour les études du cycle cellulaire.
- Permet la compréhension des mécanismes de prolifération des tumeurs chez l'humain par l'étude des modes de reproduction (**Bellé et al., 2007; Chassé et al., 2016**).

- L'espèce *Paracentrotus lividus* a été retenue comme modèle au niveau européen à cause du nombre important d'outils génomiques qui ont été développés au sein du programme « Marine Genomics ». (Anonyme 4)

Chapitre II
Activités biologiques

II.1. Antioxydants

Les antioxydants sont des molécules qui peuvent inhiber la production, limiter l'accumulation ou détruire les substances réactives de l'oxygène, et ainsi prévenir les dommages dus aux radicaux libres. Ils peuvent être produits dans l'organisme, fournis par de nombreux aliments ou issus par une synthèse chimique (**Berger, 2006; Kalander et al., 2012**). De nombreux antioxydants interviennent, il s'agit principalement des systèmes enzymatiques et non enzymatiques (**Yoo et al., 2008; Salim, 2016**).

II.1.1. Antioxydants enzymatiques

Le corps humain possède un système enzymatique par lequel il neutralise les radicaux libres, cette ligne de défense met en œuvre trois enzymes la glutathion peroxydase, la superoxyde dismutase et la catalase afin de former un système antioxydant enzymatique qui réduit les espèces réactives de l'oxygène (ROS) et limite leur toxicité (**Pei et al., 2023**).

II.1.1.1 Superoxyde dismutase

Le superoxyde dismutase (SOD), est une métallo-enzyme qui catalyse l'anion superoxyde par une réaction de dismutation, elle produit une molécule d'O₂ et du peroxyde d'hydrogène (**Jacques et André, 2004**).

II.1.1.2. Catalase

La catalase est une enzyme intracellulaire qui catalyse la réaction de détoxification du H₂O₂ (**Ignea et al., 2013**). Elle évite l'accumulation du peroxyde d'hydrogène qui a subi une réaction de Fenton, en transformant deux molécules de peroxyde d'hydrogène en O₂ et en H₂O qui sont des composés plus stables (**Jacques et André, 2004**).

II.1.1.3. Glutathion peroxydase

La glutathion peroxydase est une enzyme capable de détoxifier le peroxyde d'hydrogène, mais aussi d'autres hydroperoxydes résultant de l'oxydation des acides gras ou du cholestérol. L'enzyme existe dans le cytoplasme et dans les mitochondries, elle nécessite la présence de deux cofacteurs: le glutathion réduit et le sélénium. En présence de deux molécules de glutathion réduit, la glutathion peroxydase catalyse la transformation de peroxyde d'hydrogène en deux molécules d'eau (**Pei et al., 2023**).

II.1.2. Antioxydants non enzymatiques

Ce sont des antioxydants naturels issus de notre alimentation capables de prévenir les dommages oxydatifs et éviter les effets néfastes des radicaux libres. Soit par les interventions directes sur les molécules prooxydantes piègent les radicaux libres ou de façons indirectes, en chélatant les métaux de transition. Leurs avantages sont dus à leurs petites tailles, qui facilitent la pénétration au cœur des cellules et la localisation à proximité des cibles biologiques. Ces antioxydants regroupent des substances hydrophiles ou lipophiles (**Marc et al., 2004; Rolland, 2004; Zama et al., 2007**). Notons à titre d'exemples, les plus importants :

II.1.2.1. Composés phénoliques

Les composés phénoliques sont des métabolites secondaire caractérisés par la présence d'un groupement phénoliques c'est-à-dire d'un ou plusieurs cycle aromatique à six carbones (benzénique) lui-même liés à un ou plusieurs groupements hydroxyles libres (-OH) ou attachés à d'autres fonctions (**Muand, 2010**). Ces composés sont synthétisés durant le développement normal et également en réponse aux conditions du stress telles que les infections, les blessures et les rayonnements UV (**Roman et al., 2013**). D'après **Menea et al. (2014)** les polyphénols protègent contre le stress photo-oxydatif cutané causé par le soleil, ce qui les rend utiles pour la protection de la peau et le traitement du vieillissement cellulaire. En plus d'être utilisé dans la thérapeutique comme inhibiteurs enzymatiques, antioxydants, antimicrobiens, vasoconstricteurs, et anti-inflammatoires (**Bahorun, 1997; Cetkovic et al., 2008; Pernin 2018; Ożarowski et al., 2022**). Environ la moitié de notre apport en polyphénols (Tableau II) proviennent des fruits et légumes (**Bouzabata, 2015**).

Tableau II. Classification des principaux composés phénoliques.

Classe	Définition	Origine
- Acide phénolique *Hydroxybenzonates *Hydroxycinammates	Composé organique qui possède au moins une fonction carboxylique et un hydroxyle phénolique. Ils ont une origine commune qui est l'acide aminé aromatique, la phénylalanine .Les acides phénoliques sont subdivisés en deux groupes (Bravo, 1998; Balasundram et al., 2006).	Epices, fraise, saumon.

<p>- Flavonoïdes * Flavonoles * Flavones * Flavanones * Flavanols * Isoflavones * Anthocyanes * Aurones</p>	<p>Sont des substances pigmentaires hydrosolubles responsables de la couleur des plantes, allant du jaune pâle au rouge foncé (Sousa et al., 2013). Joue un rôle dans les processus photosynthétiques (Tapiero et al., 2002), dans la régulation de gène et dans le métabolisme de croissance (Havsteen, 2002).</p>	<p>Fruit, légumes, fleurs, thon, truite.</p>
<p>- Tanins * Tannins hydrolysables * Tannins condensés</p>	<p>Composés poly phénoliques de structures variées et non azoté, caractérisé par leur capacité à précipiter les alcaloïdes (Boutaoui, 2012), la gélatine et d'autres protéines (Vermerris et Nicholson, 2006).</p>	<p>Raisin, rouge, Kaki, algues brunes.</p>
<p>- Stilbènes</p>	<p>Composés contenant au minimum deux noyaux aromatiques reliés par une double liaison formant un système conjugué (Perret, 2001). Ce sont des phytoalexines, composés produits par les plantes en réponse à l'attaque par les microbes pathogènes fongiques, bactériens et viraux (Bais et al., 2000; Stevanovic, 2005; Crozier et al., 2006).</p>	<p>Vigne, crustacés.</p>
<p>- Lignanes</p>	<p>Les lignanes sont des composés dont la formation implique la condensation d'unités phénylpropaniques (C6-C3) (Kumar et al., 2014). Ce sont des composés mineurs non nutritifs et non caloriques, associés aux fibres alimentaires, ils se sont révélés produire des effets physiologiques importants (Ajila et al., 2016).</p>	<p>Pin.</p>
<p>- Lignines</p>	<p>La lignine est le résultat de polymérisation d'unités en C6-C3 des lignanes. Elles sont localisées dans les parois cellulaires et plus spécialement au niveau des vaisseaux conduisant la sève, contribuant à la résistance mécanique et à la rigidité des tiges lignifiées (Vermerris et Nicholson, 2006).</p>	<p>Bois, noyaux des fruits.</p>

II.1.2.2. Acide ascorbique

Est une vitamine hydrosoluble, thermolabile et sensible à l'oxygène. L'organisme humain ne peut pas la synthétiser. Donc il est nécessaire qu'il se l'approvisionne par la consommation de fruits et légumes frais. L'ascorbate est un antioxydant puissant avec la capacité de capter et neutraliser des radicaux libres oxygénés telles que les radicaux superoxydes, hydroxyles, peroxydes et l'oxygène singulet (**Oattara, 2023**). Et cela même à des concentrations faibles. Le radical ($R\cdot$) est neutralisé par le transfert d'un électron provenant de la vitamine C. Elle intervient dans la régénération de la vitamine E, et son activité réductrice peut limiter la peroxydation lipidique (**Zylinska et al., 2023**).

II.1.2.3. Tocophérols

Les tocophérols sont des antioxydants liposolubles, l'alpha-tocophérol aussi appelé Vitamine E est l'antioxydant majeur le plus abondant dans la nature (**Berset, 2006**), et le plus active biologiquement. Sa propriété liposoluble lui permet de s'insérer entre les acides gras des phospholipides constituant les membranes et les lipoprotéines et donc de les protéger contre les radicaux libres (**Gardès-Albert et al., 2003**). Il s'accumule au sein de cellules où la production des radicaux d'oxygène est plus importante et joue un rôle dans la suppression de la peroxydation lipidique en réduisant les peroxydes lipidiques en alcool.

La vitamine E peut avoir ainsi un rôle dans l'atténuation du stress oxydatif, et des symptômes des maladies liées au mode de vie (**Vidya Muthulakshmi et al., 2023**).

II.1.2.4. Alcaloïdes

Ce sont des substances azotées, alcalines et de structure complexe (noyau hétérocyclique) et possédant des propriétés physiologiques prononcées et une activité biologique forte même à faible dose (**Dontatien, 2009; Wichtl, 2009**). Ils constituent la plupart des principes actifs des plantes médicinales. Les variétés de leurs propriétés biologiques les rendent bénéfiques dans les traitements de différentes pathologies humaines. La plupart d'entre eux sont solubles dans l'eau et l'alcool, ont un goût amer, et certains peuvent être très toxiques (**Herbert et al., 1998**).

II.1.2.5. Hétérosides

Sont des polysaccharides complexes, résultant de la combinaison d'un ose avec un composé non glucidique, appelés génine ou aglycone et reliés par une liaison glycosidique.

Ce sont les éléments du métabolisme secondaire les plus anciennement connues (Guignard, 2000).

II.1.3. Radicaux libres

Un radical libre est définie comme toute molécule qui possède un ou plusieurs électrons non appariés, très instables et particulièrement toxiques au niveau cellulaire et qui a la capacité d'avoir une existence indépendante. Ces électrons offrent une très grande réactivité chimique et afin d'acquérir de la stabilité les radicaux libres réagissent rapidement avec d'autres composants, en essayant de capturer l'électron nécessaire pour se stabiliser. Les trois types de radicaux libres les plus connus sont l'anion superoxyde (O_2^-), le radical hydroxyle (HO^\cdot) et le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) (Sebbar *et al.*, 2023).

Il est important de préciser que tous les radicaux libres ne sont pas nécessairement des oxydants et vice versa. (Anderson *et al.*, 1996; Fosting, 2004; Leger, 2019).

II.1.4. Stress oxydatif

Est un déséquilibre entre la production d'espèces oxygénées activées (EOA) et les substances antioxydantes de notre organisme (Hartman, 2022). Ainsi que la capacité du corps à neutraliser et à réparer les dommages oxydatifs (Ghedira, 2005) engendrant en conséquence des dégâts qui peuvent être irréversibles pour les cellules (Aravodis, 2005). Contribuent ainsi à l'accélération du vieillissement cellulaire, et ce qui implique le risque de développer des pathologies cardiovasculaires, le cancer, l'athérosclérose, le diabète, l'Alzheimer (Fig.n°5) (Hennebelle *et al.*, 2004; Benhammou *et al.*, 2009; zhang *et al.*, 2015; Sebbar *et al.*, 2023).

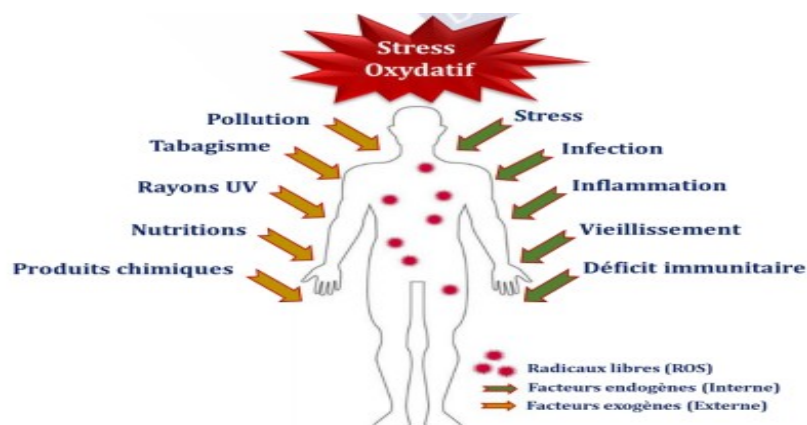


Fig. n°5: Les facteurs endogènes et exogènes qui favorisent la production des radicaux libres Menant à l'apparition de stress oxydatif.

II.1.5. Activité antioxydante

Actuellement, il n'existe pas de méthode de conversion générale, unique et fiable pour la mesure de la capacité antioxydante. En effet, pour juger l'effet antioxydant global des extraits, plusieurs tests d'activité doivent être utilisés (**Rezaire, 2012**).

L'action antioxydante de ces composés s'exerce non seulement par l'inhibition des radicaux libres, mais aussi par la neutralisation d'enzymes oxydantes et par la chélation d'ions métalliques responsables de la production des espèces réactives de l'oxygène (**Cotelle, 2001; Bammou et al., 2020; Xiao et al., 2020; Boudaha et al., 2022**).

II.2. Activité antibactérienne

L'activité antibactérienne se distingue sous deux sortes d'effets (**Hammer, 1999**): la capacité d'une substance à tuer les bactéries, ou à inhiber leur croissance.

Activité Inhibitrice (bactériostatique): est la mesure de l'efficacité d'une substance à ralentir ou arrêter temporairement la croissance d'une population bactérienne.

Activité létale (bactéricide): est la propriété d'un agent antibactérien à détruire les cellules bactériennes dans des conditions définies.

Les composés bioactifs possèdent plusieurs modes d'action sur les souches bactériennes. Les phénols sont des précurseurs des polymères structurels, qui peuvent agir comme agents antimicrobiens à différents niveaux (**Hammerschmidt, 2005**).

- Action sur la membrane cellulaire : soit en attaquant la paroi bactérienne, provoquant une augmentation de la perméabilité membranaire puis la fuite des constituants cellulaires. Ou en pénétrant dans la cellule bactérienne et en coagulant leur contenu (**Ullah et Khan, 2008**).
- Action sur les enzymes et privation de substrat : Par l'inhibition des enzymes via l'interaction des composés phénoliques avec les protéines enzymatiques en se liant à leur site actif. Ou également en se liant à des molécules substrats les rendant moins accessibles aux enzymes (**Calsamiglia et al., 2007**).
- Acidification de l'intérieur de la cellule: en fonction de leurs propriétés physico-chimiques, certains polyphénols provoquent l'acidification du cytoplasme bloquant ainsi la synthèse des composants de structure (**Pernin, 2018**).

II.3. Activité anticancéreuse

L'une des applications potentielles reconnues de plusieurs produits naturels marins est liée à la prévention et au traitement du cancer. Des études réalisées sur des composés extraits d'éponges, de mollusques, de coraux mous et de tuniciers ont démontré leurs propriétés cytotoxiques et antitumorales contre différentes lignées de cellules cancéreuses humaines in vitro (**Lazzara et al., 2019 ; Luparello 2021**).

Les oursins ont été signalés comme une source potentielle de métabolites ayant une activité anticancéreuse. Plusieurs composés ont été identifiés avec succès : la bonellinine, les sulfolipides, la scopolétine, la pluméricine, l'acide ursolique et le sitostérol. Le polysaccharide de la gonade de *S. nudus* aurait une activité anticancéreuse contre le carcinome hépatocellulaire. D'autres études ont fait état d'un polysaccharide hydrosoluble provenant de l'intestin de l'oursin et présentant une activité anticancéreuse contre les cellules tumorales gastriques humaines (SGC-7901) et les cellules d'hépatome (Bel-7402). Un sulfoquinovosyl monoacylglycérol isolé de l'intestin de l'oursin a efficacement inhibé la croissance de tumeurs solides. Divers composés isolés de l'oursin et ayant une activité anticancéreuse sont le 3'-Sulfoquinovosyl-1'-monoacylglycérol, le 3'-Azido3'-désoxythymidine, le polysaccharide sulfaté XB-1, polysaccharide, sulfolipides, stéroïdes, lipides, peuvent être trouvés dans l'oursin de mer signalé comme agent anti-tumoral potentiel l'activité anticancéreuse (**Wulandari et al., 2022**).

Chapitre III

Matériel et Méthodes

III.1. Zone d'étude « Les Aiguades »

Afin d'évaluer l'activité antibactérienne et antioxydante des œufs d'oursin *Paracentrotus lividus*, nous avons effectué des échantillonnages dans la zone côtière de la région de Bejaïa au niveau d'une station jugée propre « les Aiguades ».

Les Aiguades représentent une petite baie située au centre du parc national de Gouraya (36° 45' 54.3321" N, 5° 6' 10.8931" E) (**Fig n°.6**). D'après la définition donnée par le Centre National de Ressources Textuelles et Lexicales (<https://www.cnrtl.fr>), elle est éloignée de toute activité industrielle et aménagement urbaine ce qui la caractérise de non polluée. Les Aiguades sont définies comme une zone rocheuse où on peut rencontrer plusieurs espèces végétales. Ainsi qu'une faune marine diversifiée dont l'espèce *Paracentrus lividus* est fréquemment abondante approximativement à une profondeur qui varie de 0.5m allant aux grandes profondeurs.

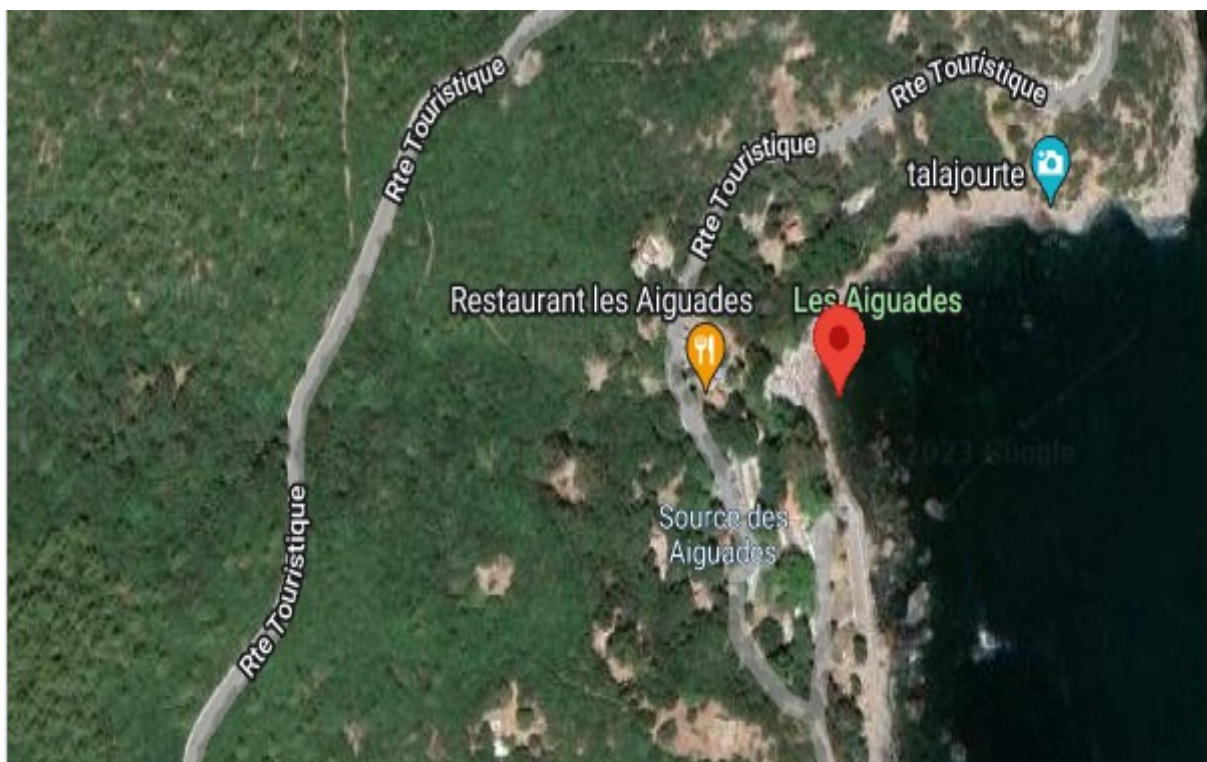


Fig. n°6 : Localisation de la station d'échantillonnage « Aiguades » (Google Maps).

III.2. Récolte du matériel biologique

La collecte de *P. lividus* a été réalisée au niveau des Aiguades, le 12 avril 2023 entre 8h et 10 h du matin. Plus d'une centaine d'oursins ont été récoltés et mis dans des glacières

remplies d'eau de mer (**Fig.n°7**) et transporté au laboratoire (**Fig.n°8**) où ils ont été disséqués et nettoyés le jour même afin d'extraire les gonades.



Fig n°7: Image représentent le transport des oursins.



Fig. n°8 : Oursins *Paracentrotus lividus* collectés.

III.3. Préparation des extraits

Pour réaliser notre étude un extrait aqueux a été préparé selon la méthode rapportée par **Bragadeeswaran et al.(2013)**, dont les étapes sont:

- Une macération des gonades (100g) faite avec l'ajout de 128 ml d'eau distillé, suivie d'une agitation pendant plus 12 heures sur plaque agitatrice sans chauffage

- Une Filtration de l'extrait sur un papier filtre Whatman®No.1.
- L'extrait obtenu a été évaporé à l'étuve à 40 °C jusqu'à obtention d'une masse constante.
- Puis reconstituée, à une concentration de 100 mg/ml, dans le DMSO à 30% et conservée dans des flacons fumés à 4°C. En vue d'analyse.



Fig. n°9 : Photographie des gonades femelles de l'oursin *Paracentrotus lividus*.

III.4. Rendement d'extraction

Le rendement d'extraction est le rapport entre la masse de l'extrait obtenue après évaporation du solvant, et la masse initiale de la matière soumise à l'extraction. Il est exprimé en pourcentage (%) est calculé selon la formule suivante:

$$\text{Rendement d'extraction (\%)} = [(P1 - P0) / E] \times 100$$

P0 : poids du cristalliseur vide (g);

P1 : poids du cristalliseur contenant l'extrait après l'évaporation (g);

E : poids de l'extrait (g).

III.5. Milieux de culture

En se basant sur les méthodes mises en œuvre et les souches analysées, nous avons utilisé deux milieux : la gélose nutritive et la gélose Muller Hinton. Dont la composition est indiquée en annexe I.

III.6. Dosage des antioxydants

III.6.1. Dosages des polyphénols

Le dosage des polyphénols totaux a été réalisé en utilisant la méthode du Folin-Ciocalteu décrite par **Singleton *et al.* (1999)**. Basée sur la réduction en milieu alcalin du mélange d'acide phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($H_3PMo_{12}O_{40}$), conduisant à la formation de produit de réduction de couleur bleue de tungstène (W_8O_{23}) et de molybdène (Mo_8O_{23}) (**Enneb *et al.*, 2015**). Le dosage des polyphénols totaux a été évalué en référence à (**Georgé *et al.*, 2005**).

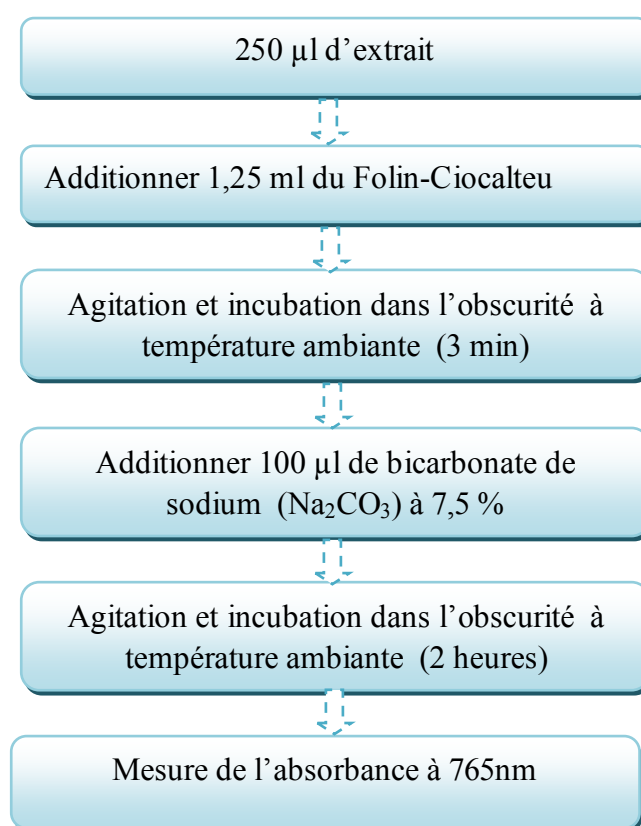


Fig. n° 10 : Protocole du dosage des polyphénols (**Georgé *et al.*, 2005**).

Les concentrations en composés phénoliques des extraits sont déterminées en se référant à une courbe d'étalonnage, obtenue avec l'acide gallique (annexe II). Les résultats sont exprimés en mg équivalents d'acide gallique par g de matière sèche (mg EAG/g MS).

III.6.2. Dosage des flavonoïdes

La concentration en flavonoïdes dans l'extrait a été mesurée selon la méthode adoptée par (**Quettier-Deleu *et al.*, 2000**). Dont les étapes sont comme suit:

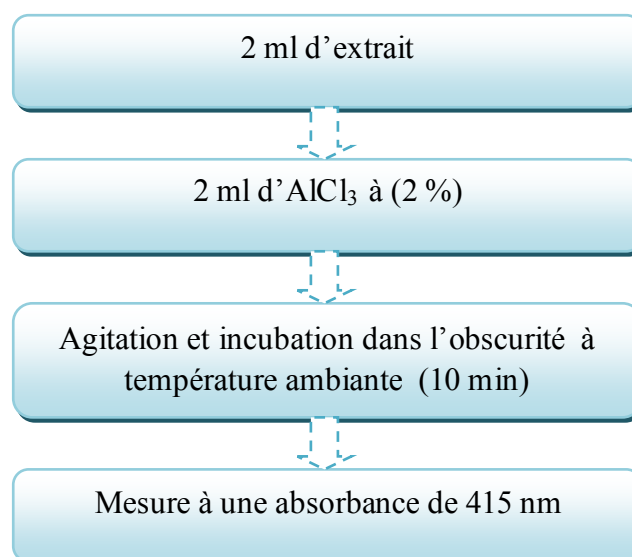


Fig. n° 11 : Protocole du dosage des flavonoïdes (Quettier-Deleu *et al.*, 2000)

Les concentrations en flavonoïdes sont déterminées en se référant à une courbe d'étalonnage réalisée avec la quercétine (Annexe II). Les résultats sont exprimés en mg équivalents quercétine par g de matière sèche (mg EQ/g MS).

III.6.3. Dosage des β -carotènes

L'extraction a été réalisée selon la méthode décrite par (Sass-Kiss *et al.*, 2005). La poudre de l'extrait (1g) a été additionnée de 10ml du mélange hexane/acétone/éthanol (2/1/1). Après 30min d'agitation et séparation des deux phases, la phase supérieure, de couleur jaunâtre renfermant les caroténoïdes est récupérée. Le dosage des caroténoïdes totaux a été réalisé par spectrophotométrie à 420nm. Les teneurs en caroténoïdes ont été exprimées en mg équivalent β -carotène/100g de matière sèche (MS). Une courbe d'étalonnage a été préparée avec du β -carotène (mg/ml) (Annexe II).

III.7. Evaluation de l'activité antioxydante

III.7.1. Activité scavenger du radical DPPH

Afin d'étudier l'activité antiradicalaire de l'extrait de l'oursin, nous avons utilisé la méthode du DPPH (2,2-Diphényl-1-picrylhydrazyl) qui est un radical relativement stable, dans ce test, les antioxydants réduisent le diphénylpicrylhydrazyl ayant une couleur violette en un composé jaune, le diphénylpicryl hydrazine, dont la couleur est inversement proportionnelle à la capacité des antioxydants présents dans le milieu à donner des protons (Sanchez-Moreno, 2002).

- Mise dans des tubes à hémolyse 50 µl des dilutions de l'extrait.
- Additionner 2 ml de la solution diluée de DPPH (Absorbance de $0,8 \pm 0,02$);
- Incubation du mélange de 30 min et à l'obscurité.
- La variation de l'absorbance est déterminée à 517 nm.
- Un contrôle contenant du DMSO (30%) et du DPPH a été préparé dans les mêmes conditions.

Le pourcentage d'inhibition du radical DPPH est calculé en utilisant l'équation suivante :

$$\% \text{ Inhibition DPPH} = [(\text{Abs contrôle} - \text{Abs échantillon}) / \text{Abs contrôle}] \times 100$$

La concentration inhibitrice à 50% (IC50) est définie comme la quantité d'antioxydants nécessaires pour diminuer la concentration du radical DPPH initial de 50% (**Ismail et Hong, 2002**). Les valeurs de l'IC50 sont déterminées à partir du tracé graphique de l'activité par rapport à une gamme de concentration d'extraits.

III.7.2. Activité scavenger du radical ABTS

Ce test est basé sur la capacité d'un antioxydant à stabiliser un radical cationique ABTS de coloration bleu-verte en le transformant en ABTS incolore. Par piégeage d'un proton par l'antioxydant suivant la méthode de (**Katalinic et al., 2006**). Le protocole suivi est celui décrit par (**Re et al., 1999**).

- Une série de dilutions a été préparée avec du DMSO (30 %).
- Mise dans des tubes à hémolyse 20 µl des dilutions de l'extrait, puis chacune est additionnée par 2ml d'ABTS.
- Un contrôle contenant du DMSO (30%) et de l'ABTS a été préparé dans les mêmes conditions.
- Le tout a été agité et incubé pendant six minutes, à température ambiante et à l'obscurité.
- Les absorbances ont été mesurées au spectromètre à 734 nm.

Le pourcentage d'inhibition est calculé selon l'équation ci-dessous :

$$\% \text{ Inhibition ABTS} = [(\text{Abs contrôle} - \text{Abs échantillon}) / \text{Abs contrôle}] \times 100$$

Les valeurs de l'IC50 sont déterminées à partir du tracé graphique de l'activité par rapport à une gamme de concentration d'extraits.

III.8. Activité antibactérienne

III.8.1. Souches cibles

Les microorganismes utilisés pour évaluer l'activité antibactérienne de l'extrait de *P. lividus* sont des souches de référence ATCC (American Type Culture Collection) et des souches de laboratoire. Le tableau III représente les souches bactériennes testées.

Tableau III. Tableau représentatif des différentes souches bactériennes testées.

Souches bactériennes		
Souche	Référence	Gram
<i>SARM</i>	ATCC 43300	Positif
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	*E47	Négatif
<i>Salmonella sp</i>	Souches de laboratoire	Négatif
<i>Bacillus cereus</i>	Souches de laboratoire	Positif
<i>Escherichia coli</i>	ATCC 25922	Négatif
<i>Staphylococcus aureus</i> clinique	ATCC 25923	Positif
<i>Staphylococcus aureus</i> Alimentaire	ATCC 6538	Positif
<i>Enterobacter faecalis</i>	ATCC 29212	Négatif
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	ATCC 27853	Négatif
<i>Acinetobacter baumannii</i>	ATCC 610	Négatif

***SARM**: *Staphylococcus aureus* Résistant à la Méthicilline. *Résistant aux quinolones.

Les souches à tester ont été ensemencées dans une gélose nutritive par la méthode des stries et incubées à 37 °C pendant 24 h.

III.8.2. Standardisation

L'activité des agents antibactériens est dépendante de la densité de l'inoculum de la souche cible utilisée, elles constituent donc un élément essentiel afin de garantir la qualité

des résultats de l'antibiogramme, d'où l'importance de standardiser la suspension bactérienne.

L'inoculum bactérien a été préparé, à partir d'une culture pure de 18 h à 24 h dans de l'eau physiologique à 0.9% de Na Cl, pour chaque souche bactérienne.

Préparation de la suspension bactérienne initiale par homogénéisation de cette dernière et l'ajuster à une DO de 0.08 à 0.13 lue à 625nm contentent environ 10^8 UFC/ml. Dont l'opacité est équivalente à une absorbance de 0,5 Mc Ferland.

III.8.3. Évaluation du pouvoir antibactérien

L'activité antibactérienne des extraits de *Paracentrotus lividus* est évaluée en utilisant la méthode de diffusion sur milieu gélosé " méthode de l'antibiogramme".

Dans notre présente étude, le protocole suivi pour réaliser cet antibiogramme, est rapporté par CA-SFM / EUCAST (2019) suivant ces étapes :

🚩 Méthode de diffusion par disque

- Couler des boites de Pétri avec le milieu gélosé Mueller Hinton à une épaisseur de 4 mm.
- Ensemencer les géloses MH, par écouvillonnage, à partir de suspensions de souches tests de 10^8 UFC/ml.
- Déposer des disques de papier stériles de 9 mm de diamètres dans les boites de Pétri ensemencées, puis imprégner avec un volume de 20 μ l de l'extrait à différents concentrations (SM, $1/2$, $1/4$, $1/8$, $1/16$).
- Mise des boites de Pétri au réfrigérateur à 4°C pendant deux heures pour une prédiffusion de l'extrait.
- Incubation des boites de Pétri dans une étuve à 37°C/ 24h.
- Mesure des diamètres de zones d'inhibition autour des disques en millimètres après incubation.
- Le solvant d'extraction "DMSO30%" est utilisé comme témoin négatif.

Chapitre IV

Résultats et discussion

Récemment, une grande attention a été portée sur le potentiel thérapeutique des polyphénols et d'autres micronutriments d'origine marin en raison de leurs multiples bienfaits pour la santé. Les polyphénols, des composés naturels présents dans divers organismes marins, possèdent des propriétés antioxydantes, antibactériennes et anti-inflammatoires. Les sources marines renferment également d'autres micronutriments tels que les acides gras oméga-3, les vitamines et les minéraux, qui ont tous été associés à divers avantages pour la santé (**Khalil et al., 2022**).

IV.1. Rendement d'extraction

Le taux d'extraction ainsi que la nature des composés extraits sont influencés par les conditions de l'extraction, à savoir le type de solvant, la taille des particules, l'état du matériel végétal et les conditions thermiques de l'extraction (**Naczk et Shahidi, 2006; Lim et Murtijaya, 2007**). Le temps de macération et le volume du solvant sont aussi des paramètres qui affectent le taux d'extraction (**Hayouni et al., 2007**). Il est important de souligner que la méthode utilisée (le choix des solvants), ainsi que les conditions dans lesquelles l'extraction est effectuée (à chaud ou à froid), affectent tous le contenu total en métabolites secondaires, et par conséquent affecte les activités biologiques méditées par ces métabolites (**Lee et al., 2003**).

Dans notre travail, nous avons opté pour l'eau comme solvant d'extraction, car les solvants polaires donnent de meilleurs taux d'extraction et sont hautement sélectifs pour les polyphénols (**Spigno et al., 2007**).

Nos résultats montrent que l'extrait aqueux a un rendement d'ordre 13,32 %.

Toutefois, il est difficile de comparer ces résultats avec ceux de la bibliographie, car le rendement n'est que relative et semble être lié aux propriétés génétiques des gonades ainsi qu'à l'origine géographique, aux conditions et à la durée de stockage de la récolte et aussi aux méthodes d'extraction appliquées.

En plus de ces aspects quantitatives, quelque soit la méthode d'extraction appliquée elle doit tenir compte de la qualité d'extrait, autrement dit de la bio-activité de ces principes actifs. Dans la présente étude, la méthode de macération sous agitation permet d'accélérer le processus d'extraction et de minimiser le temps de contact du solvant avec l'extrait tout en préservant la bio-activité de ses constituants.

IV.2. Estimation des composés phytochimiques

Le dosage des composés phénoliques dans les gonades de l'oursin revêt une importance scientifique car il permet de mieux comprendre la composition chimique et les propriétés bioactives de ces tissus. Ces informations peuvent être utiles pour évaluer le potentiel nutritionnel, médicinal ou fonctionnel des oursins, ainsi que pour étudier les interactions écologiques et les rôles biologiques des polyphénols dans ces organismes marins.

Les caroténoïdes sont connus pour leur rôle dans la protection contre le stress oxydatif, ainsi que pour leurs effets bénéfiques sur la santé humaine. Les caroténoïdes sont des composés organiques naturels qui jouent un rôle crucial dans la coloration des organismes marins, y compris les oursins.

La détermination de la teneur en polyphénols totaux, en flavonoïdes et en caroténoïdes a été estimée par le dosage spectrophotométrique. Le tableau IV indique le profil des métabolites secondaires ainsi que leurs concentrations.

Tableau IV. Composition phytochimique des gonades de l'oursin *P. lividus*.

Composés	Concentration (mg/g de matière sèche MS)
Polyphénols	5,77 mg EAG/g MS
Flavonoïdes	1,896 mg EQ/g MS
Caroténoïdes	1.46 mg EβC/g MS

*EAG: Equivalent d'Acide Gallique ; *EQ: Equivalent Quercetine ; *EβC : Equivalent Beta-Carotène

IV.2.1. Dosage des polyphénols totaux (TPC).

Le dosage des polyphénols totaux a été réalisé en utilisant la méthode du Folin-Ciocalteu décrite par (Singleton *et al.*, 1999). L'acide gallique a été utilisé comme standard et l'absorbance a été enregistrée à 765 nm.

Le taux de phénols totaux est déterminé à partir de l'équation de régression linéaire de la gamme d'étalonnage d'acide gallique : $y = -0,011x - 0,063$ sachant que le coefficient de détermination est $R^2 = 0,991$ (Annexe II).

Le résultat est exprimé en milligramme équivalent d'acide gallique par gramme de matière sèche (mgEAG/gMS) (Tableau IV).

Le résultat de notre étude montre que les gonades d'oursin *Paracentrotus lividus* ont une teneur en polyphénols totaux d'environ (5,77mg /g). Paradoxalement, l'étude menée par **Chamika et al., (2021)** qui ont utilisé l'extraction à l'eau subcritique à une température de 230°C, un taux plus élevé de polyphénols totaux ($22,68 \pm 0,05$ mg GAE/g MS) a été observé chez l'espèce *Stomopneustes variolari*. Cependant, il convient de noter que la teneur en polyphénols peut varier en fonction de divers facteurs tels que l'âge, l'alimentation et l'environnement de l'organisme étudié ainsi que les méthodes d'extraction et de dosage utilisées par chaque étude.

IV.2.2. Dosage des flavonoïdes totaux (CFT)

Le dosage des flavonoïdes totaux (CFT) a été réalisé selon la méthode au trichlorure d'aluminium ($AlCl_3$) décrite par **(Quettier-Deleu et al., 2000)**. La Quercétine a été utilisée comme standard. L'absorbance a été lue à une longueur d'onde de 415 nm.

Le taux des flavonoïdes est déterminé à partir de l'équation de régression linéaire de la gamme d'étalonnage de la Quercétine (Annexe II), ayant l'équation: $y = 0,034x + 0,023$ avec un coefficient de détermination de $R^2 = 0,991$. Le résultat est rapporté en milligramme d'équivalent de la Quercétine par gramme d'extrait sec (mg ER/g d'extrait sec).

La teneur en flavonoïdes de l'ordre de 1.896 mg/g de l'extrait sec (Tableau IV), estimée dans l'extrait des gonades d'oursin *P.lividus* s'est avérée très faible, comparativement à celle rapportée par **(Chamika et al., 2021)** qui a enregistré une teneur de ($27,11 \pm 0,10$ mg RE/g) dans les gonades de l'espèce *Stomopneustes variolaris* en utilisant la méthode d'extraction à l'eau subcritique à une température de 230°C. En revanche, la teneur en flavonoïdes totaux extraits par l'acétate d'éthyle des gonades de l'oursin violet *E. Mathaei*, estimée à $3,9 \pm 0,41$ mg BHT/g MS par rapporté par **Soleimani et al., (2016)**, semble plus élevée que la nôtre.

IV.2.3. Dosage des caroténoïdes

Il est à noter, que la β -carotène a été isolée pour la première fois des gonades de l'espèce de *Paracentrotus lividus* par **Lederer** en 1935 et elle a été nommée échinénone par **Goodwin et Taha (1950)**.

La quantification des caroténoïdes exprimée en milligrammes équivalent β -carotène par gramme de matière sèche (mg E β C/g MS) est illustrée dans le (Tableau IV).

Le résultat indique que les gonades de l'oursin *Paracentrotus lividus* contiennent une teneur de 1,46mg/g de caroténoïdes qui est pauvre par rapport à celle (2.60 ± 0.26 mg/100g) détectée par (**Pozharitskaya et al., 2015**) dans les gonades d'oursins *Strongylocentrotus droebachiensis*. Ce résultat coïncide avec celui de (**Tsushima et al., 1995**), qui ont trouvé que l'échinénone et le β -carotène étaient les caroténoïdes majeurs dans les gonades de 19 des 20 espèces d'oursins examinées. Une étude menée par (**Suckling et al.2020**) qui a duré 12 mois, a montré que les niveaux totaux de caroténoïdes dans l'intestin sont six fois plus élevés que ceux de la gonade et ceux dans les gonades ont diminué après (juin-juillet) et ont atteint leur maximum en octobre. Ces mêmes auteurs ont noté que le paramètre couleur est lié à la teneur en caroténoïdes en raison de leur constatation qui porte sur: les gonades de couleur plus foncée (brune/grise) contiennent des niveaux plus élevés de caroténoïdes totaux que les gonades de couleur plus claire (jaune pâle et orange terne).

L'écart entre nos résultats et ceux rapportés par la littérature en termes de composition phytochimique, peut être dû à la capacité de détection du test phytochimique (**Artini et al., 2013**), aux conditions environnementales différentes et à l'âge des oursins (**Sidiqi et al., 2019**). L'espèce ainsi que sa couleur, la maturité de la gonade et la texture peuvent influencer la teneur en protéines, en lipides, en glucides et en métabolites secondaires, notamment les caroténoïdes (**Laviola, 2023**), ainsi que la méthode d'extraction (le choix des solvants), ainsi que les conditions dans lesquelles l'extraction est effectuée (à chaud ou à froid) et les facteurs à savoir ; abiotiques, nutritionnels et qualité de l'eau (**Suckling et al., 2020**).

IV.3. Activités antioxydantes

Les activités antioxydantes des gonades d'oursin sont étroitement liées à la présence de molécules telles que les polyphénols, les flavonoïdes, les caroténoïdes et d'autres antioxydants naturels.

Les activités antioxydantes des gonades d'oursin sont principalement liées à leur capacité à neutraliser les radicaux libres et à réduire les dommages oxydatifs dans l'organisme. Les antioxydants contenus dans les gonades d'oursin peuvent protéger les cellules et les tissus contre les effets néfastes des radicaux libres, qui sont associés à diverses maladies et au vieillissement prématuré.

IV.3.1. Activité scavenger du radical 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle (DPPH)

Cette méthode est basée sur l'utilisation d'un radical libre synthétique le 2,2 diphényl 1 picryl hydrazyl (DPPH•) qui est de couleur violette, vire au jaune, en présence de capteurs de radical libres et se réduit en 2,2 diphényl 1 picryl hydrazine (DPPH-H), avec un maximum d'absorbance à 517 nm (**Maisuthiakul *et al.*, 2007**).

Le tableau V et Figure 12 présentés ci-dessous, illustrent l'activité antioxydante de l'extrait de gonade d'oursin *Paracentrus lividus*. La valeur d'IC₅₀ correspond à la concentration des polyphénols nécessaire pour inhiber ou réduire 50% de la concentration initiale du DPPH• plus cette valeur est faible plus l'activité antioxydante de la substance testée est importante (**Sabilu et Jafriati, 2022**). Cette valeur est calculée à partir de l'équation de régression linéaire dans le graphe, d'où IC₅₀= 1,95mg/ml.

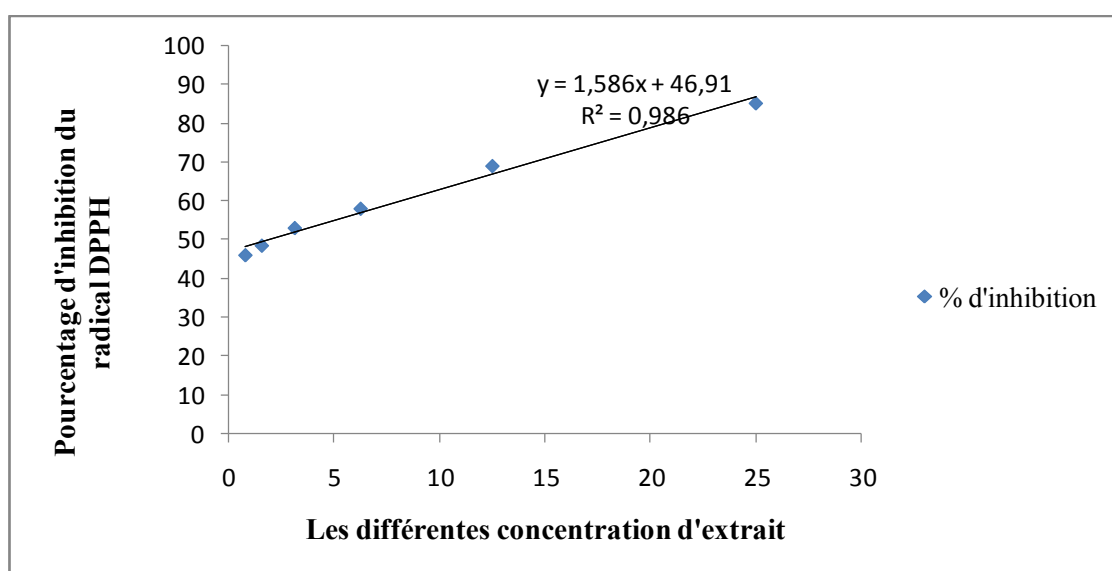


Fig. n° 12: Pouvoir antiradicalaire DPPH de l'extrait de gonade de *P. lividus*.

D'après la valeur d'IC₅₀ on conclue que l'extrait de gonade de *P. lividus* présente une capacité élevée de piégeage du radical DPPH avec un pourcentage d'inhibition de 97,47%. On constate que l'effet scavenger du radical DPPH augmente au fur et à mesure que les concentrations en extrait augmentent.

Tableau V. Résultats du test d'activité antioxydante par méthode DPPH.

Concentration (mg/ml)	Pourcentage d'inhibition (%)	Valeur IC ₅₀ (mg/ml)
100	97,47	1,95
50	96,91	
25	85,15	
12,5	71,98	
6,25	57,98	
3,125	56	
1,562	48,46	
0,781	46	

Une étude menée par **Archana et Babu (2016)** a rapporté que l'extrait méthanoïque des gonades de *stomopneustes variolaris* (oursin noir) avait une IC₅₀=57.81 µg ml⁻¹ qui est inférieure à celle de l'extrait de l'oursin obtenu dans notre étude.

Une autre étude présentée par **Francis et Chakraborty (2020)** à partir des gonades de *Salmacis bicolor* possède une activité antioxydante lorsqu'il est testé à l'aide des essais de piégeage DPPH a une valeur IC₅₀ = 1,24 mM . Les résultats obtenus dans notre étude sont meilleurs à ceux obtenus par Sabilu et Jafriati, (2022) qui a montré que la valeur d'IC₅₀ est de 4460,1505 µg/ml de l'extrait de gonades de *Diadema setosum*, conclut que l'extrait n'a pas de potentiel antioxydant car il a une valeur IC₅₀ élevée.

IV.3.2. Activité scavenger du radical ABTS

Le test ABTS est un paramètre déterminant de l'activité antioxydante des composés donneur d'hydrogène (**Marc et al., 2004**).

Pour se renseigner sur le pouvoir de réduction du radical et la puissance de l'extrait étudié, nous avons testé une gamme de concentrations de l'extrait. Les résultats du pouvoir antiradicalaire exprimés en pourcentage d'inhibition du radical ABTS sont illustrés dans la Figure 13.

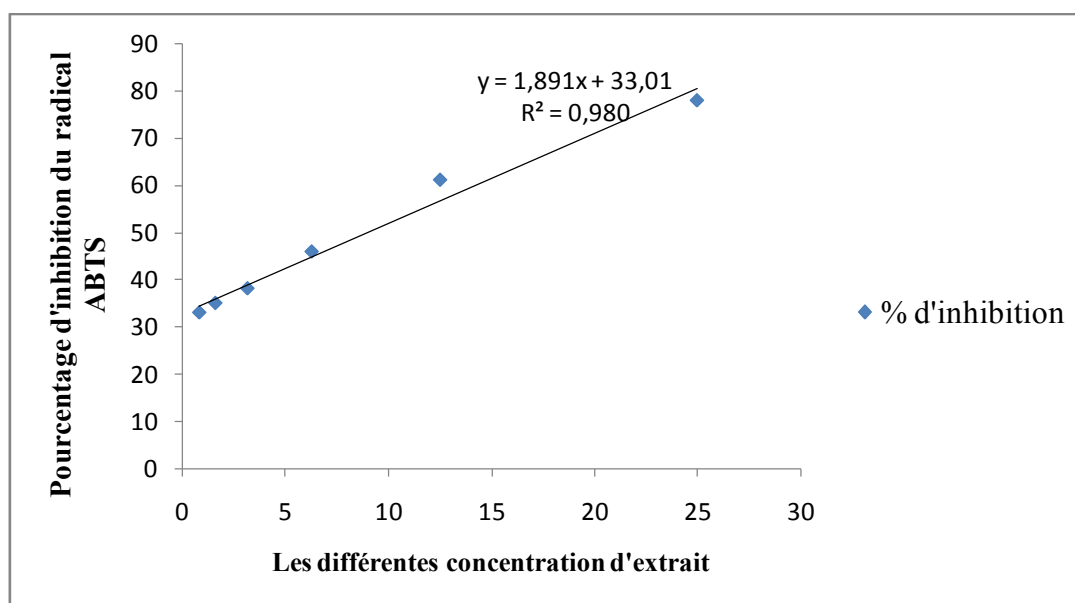


Fig. n° 13: Pouvoir antiradicalaire ABTS de l'extrait de gonade de *P.lividus*.

Selon les résultats obtenus, la plus part concentrations testés ont présenté un pouvoir antiradicalaire supérieur à 50% à une concentration de 20mg/ml. La concentration 100mg/ml a présenté le pouvoir antiradicalaire du radical ABTS avec un pourcentage d'inhibition de 70,82 % montrant ainsi une forte activité antioxydante.

La valeur d'IC50 exprimée mg/ml est représentée dans le tableau VI. Le résultat obtenu montre que l'extrait d'oursin présente une capacité élevée de piégeage de ABTS•, avec une valeur IC₅₀= 8,98 mg/ml.

Tableau VI. Résultats du test d'activité antioxydante par méthode ABTS.

Concentration (mg/ml)	Pourcentage d'inhibition (%)	Valeur IC ₅₀ (mg/ml)
100	70,82	8,98
50	63,2	
25	59,48	
12,5	53,64	
6,25	43,92	
3,125	39	
1,562	35	
0,781	33	

Par contre en comparant aux résultats obtenus par **Chamika et al. (2021)** portant sur l'extraction des gonades à l'eau subcritique à des températures de 110°C, 150°C, 190°C, 230°C, leur a permis d'avoir des pourcentages d'inhibition allant de 80% à 91% présentant une activité antioxydante plus élevée que celle de nos résultats.

Le Salmachroman est un composé isolé à partir des gonades de l'oursin *Salmacis bicolor* et qui s'est avéré avoir une activité antioxydante lors des tests de piégeage ABTS avec une valeur de IC 50 de 1.19 mM (**Francis et Chakraborty, 2020**).

L'étude de (**Wulandari et al., 2022**) a rapporté que plusieurs espèces d'oursin pouvant avoir un potentiel antioxydant.

IV.4. Activité antibactérienne

La résistance aux antibiotiques est un problème majeur de santé publique et les micro-organismes marins peuvent y remédier, nous avons étudié *in vitro* l'activité antibactérienne de l'extrait des gonades de l'oursin *Paracentrotus lividus* par la méthode de diffusion en milieu gélosé en mesurant le diamètre de la zone d'inhibition au tour des disques, la présence ou l'absence d'une zone d'inhibition expliquerait la sensibilité ou la résistance des germes vis-à-vis de l'extrait des gonades de l'oursin *Paracentrotus lividus* étudié. La présence de l'activité antibactérienne est considérée comme un indicateur de la capacité de des gonades de l'oursin de synthétiser des métabolites secondaires bioactifs (**Pozharitskaya et al., 2015**).

Cette partie est consacrée aux résultats de l'activité antibactérienne de l'extrait des gonades de l'oursin *Paracentrotus lividus* sur 10 souches bactériennes. Ces souches sont responsables de diverses pathologies chez l'homme et sont aussi des agents d'intoxication alimentaire.

Les résultats sont exprimés selon trois niveaux d'activité : Résistant : $D < 9\text{mm}$, intermédiaire : $15\text{ mm} \geq D \geq 9\text{ mm}$ et sensible : $D > 15\text{ mm}$ (**Bansemir et al., 2006**).

L'activité antibactérienne de l'extrait des gonades de l'oursin étudié est illustrée dans le tableau VI.

Tableau VII. Test de sensibilité des souches contre l'extrait des gonades de l'oursin.

	Diamètre des zones d'inhibition (mm)				
	SM (100mg/ml)	1/2	1/4	1/8	1/16
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	0	0	11±0,01	18±0,01	11±0,02
<i>E.coli</i>	0	0	0	0	0
<i>Enterobacter faecalis</i>	0	10±0,02	0	14±0,01	10,5±0,03
<i>Acinetobacter baumannii</i>	0	11±0,01	14±0,03	11±0,02	10±0,01
<i>Klebsiella Pneumoniae</i>	0	0	13±0,01	12±0,03	0
<i>Salmonella sp</i>	0	0	12±0,02	12±0,01	10±0,02
<i>Staphylococcus aureus Ali- mentaire</i>	0	11,5±0,01	11±0,01	13±0,01	12±0,02
<i>Staphylococcus aureus Cli- nique</i>	17±0,01	20±0,02	0	0	17±0,01
<i>SARM</i>	0	0	0	12,5±0,02	0
<i>Bacillus cereus</i>	13±0,03	14±0,01	16±0,03	0	0

Les résultats obtenus dans le tableau VI indiquent que les bactéries à Gram négatif se sont avérées les moins sensibles alors que les bactéries à Gram positif sont les plus sensibles. Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés dans plusieurs publications concernant les extraits de plantes médicinales ou les bactéries à Gram négatif dévoilent une forte résistance aux extraits de plantes par rapport aux bactéries à Gram positif (Perry *et al.*, 2004; Murray *et al.*, 2009; Athamina *et al.*, 2010).

IV.4.1. Activité antibactérienne à l'égard des bactéries à Gram négatif

Pour les bactéries à Gram négatif, on remarque que la souche *Acinetobacter baumannii* est la plus sensible aux différentes dilutions avec des diamètres compris entre 10 mm et 14 mm.

Salmonella sp est résistante à des dilutions plus concentré (SM et 1/2) et sensible aux restes dilutions avec des diamètres de 10mm et 12 mm.

Enterobacter faecalis a marqué une sensibilité de 10mm, 14mm et 10,5mm aux dilutions 1/2, 1/8 et 1/16 respectivement. Et aucune sensibilités pour le reste des dilutions.

Pseudomonas aeruginosa n'a présenté aucune zone d'inhibitions aux dilutions SM et 1/2 et marque une sensibilité pour les extraits moins concentré avec des diamètres allant de 11mm à 18mm.

Klebsiella Pneumoniae a marqué une sensibilité de 13mm et 12mm aux dilutions 1/4 et 1/8 et aucunes sensibilités pour le reste des dilutions.

Pour *E.coli* elle ne présente aucune sensibilité pour l'extrait aux différentes concentrations.

Shushizadeh et al., (2019) ont rapporté que tous les extraits de l'intestin, des gonades, des tests, de la coquille et des épines d'*Echinometra mathaei* ont montré une activité bactérienne contre les bactéries Gram négatif (*E.coli* et *Pseudomonas aeruginosa*). Par contre l'étude de **(Zuber, 2016)** n'a révélé aucune activité contre l'espèce bactérienne *E.coli*.

Alors que des études antérieures ont confirmé que les extraits d'échinochrome A et de spinochrome C de diverses espèces d'oursins tropicaux étaient efficaces pour détruire la souche de *Pseudomonas*, et de *E.coli* (**Soleimani et al., 2022**).

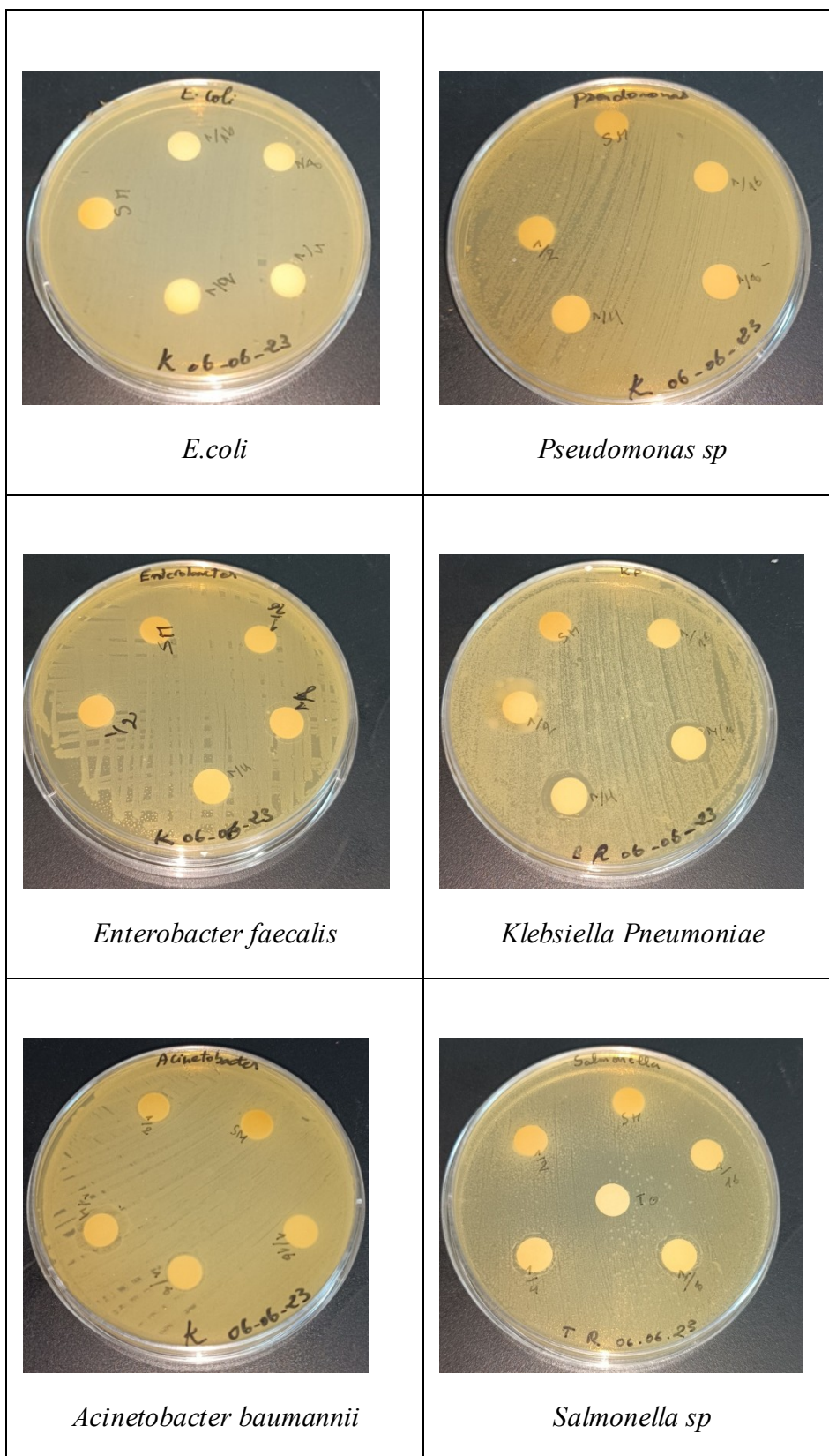


Fig. n° 14: Photographie des zones d'inhibitions obtenues par l'extrait contre les souches à Gram négatif

IV.4.2. Activité antibactérienne à l'égard des bactéries à Gram positif

Pour les bactéries G⁺, on remarque que *Staphylococcus aureus* Alimentaire est la souche la plus sensible aux différentes dilutions avec des diamètres compris entre 11 mm et 13 mm.

Les résultats ont également montré que *Staphylococcus aureus* Clinique est aussi très sensible au contact avec l'extrait, avec des zones d'inhibition allant de 17mm à 20mm tandis que l'extrait ne représente aucune activité aux dilutions 1/4 et 1/8

Pour les souches *SARM* aucune zone d'inhibition n'a été retrouvée aux dilutions SM, 1/2, 1/4 et 1/16. Par contre la souche est sensible à la dilution 1/8 avec un diamètre de 12,5mm.

Une activité contre *Bacillus cereus* est remarquée avec les extraits aux dilutions SM, 1/2 et 1/4 avec des diamètres de 13, 14 et 16 respectivement. En revanche l'extrait à 1/8 et 1/16 n'a marqué aucune zone d'inhibition.

l'étude de (Zuber, 2016) n'a révélé aucune activité contre *Kocuria rhizophila* hors que, l'étude de (Soleimani *et al.*, 2022) a révélé des zones d'inhibitions contre *B. subtilis*.

Une étude sur *D. setosum* (L'oursin-diadème) à montré une activité contre *S. aureus* (Rompas *et al.*, 2022) par contre l'étude de Sidiqi *et al.*, (2019) à enregistré qu'aucune zone d'inhibition ne s'est formée dans l'extrait méthanolique de gonade de *D. setosum*.

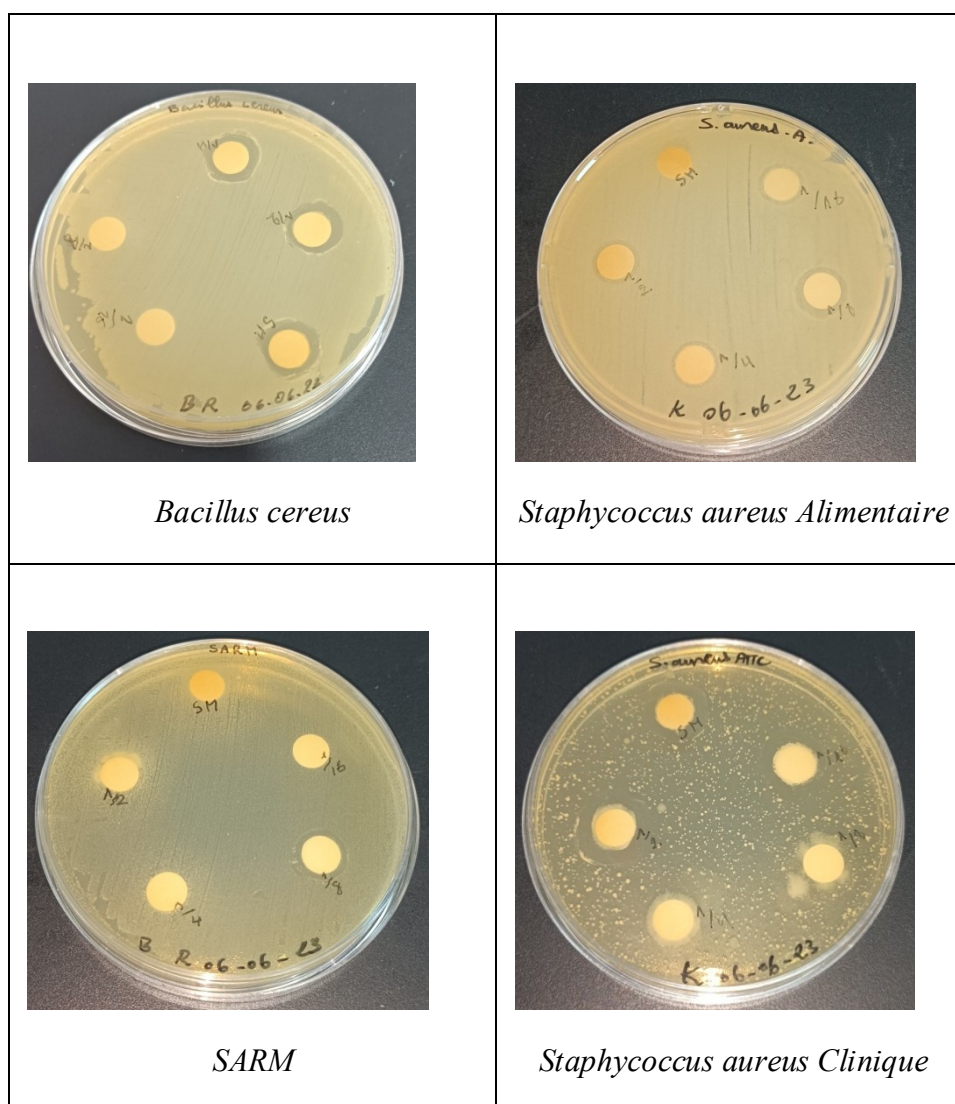


Fig. n° 15: Photographie des zones d'inhibitions obtenues par l'extrait contre les souches à Gram positif

Les résultats ont clairement montré une activité antibactérienne des gonades d'extrait d'oursins *Paracentrotus lividus* contre les bactéries à gram positif et négatif testées. Nos résultats sont en accord avec (Shushizadeh *et al.*, 2019), qui ont clairement montré la forte activité antimicrobienne du test et des épines des extraits d'oursins du golfe Persique contre diverses bactéries Gram-positives et Gram-négatives. Des résultats similaires on été observé dans l'étude de (Bragadeeswaran *et al.*, 2013).

Les bactéries à Gram négatif se sont avérées les plus résistantes contrairement aux bactéries à Gram positif qui sont sensibles. Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés dans plusieurs publications concernant les extraits de plantes médicinales et de fruits de mer

(Perry *et al.*, 2004; Murray *et al.*, 2009; Athamina *et al.*, 2010; Zuber, 2016; Shushizadeh *et al.*, 2019).

Cette différence peut être due aux différences morphologiques entre les bactéries à Gram négatif et les bactéries à Gram positif. Outre la couche peptidoglycane; la paroi des bactéries à Gram négatif présente trois structures polymériques externes ou liées au peptidoglycane: des lipoprotéines, une membrane externe et lipopolysaccharides qui sont attachés à la membrane externe. Ces éléments rendent la paroi cellulaire imperméable au passage des solutés liposolubles. Quant aux porines situées au niveau de la membrane externe, elles permettent le passage uniquement de petites molécules hydrophiles (600 dalton) (Perry *et al.*, 2004; Athamina *et al.*, 2010). De plus, selon Shan *et al.*(2007), la membrane des bactéries à Gram négatives se trouve associée à des enzymes dans l'espace périplasmique qui sont capables de détruire les molécules intruses (à travers les porines). Les bactéries à Gram positif sont plus sensibles aux agents antibactériens car elles possèdent uniquement le peptidoglycane qui ne constitue pas une véritable barrière sélective à ces composés (Arias *et al.*, 2004).

Certains résultats obtenus ne sont pas forcément identique par rapport au autres recherches, plusieurs raisons peuvent expliquer cette différence, notamment le processus de séchage de l'extrait (Tee *et al.*, 2017), la taille et le sexe des gonades extraites (Darsono,1986), la résistance bactérienne (Pfaller, 2012) et la concentration des molécules bioactives trop faibles (Ariyanti *et al.*, 2012).

Plusieurs facteurs peuvent être à l'origine de la différence entre nos résultats et ceux rapportés dans des études antérieures. Parmi ces facteurs, la variabilité intraspécifique de la production de métabolites secondaires liée à des variations saisonnières (Rajasulochana *et al.*, 2009). Plusieurs auteurs ont expliqué que les différences entre les résultats sont dues aux protocoles et aux solvants d'extraction ainsi qu'à la différence des méthodes utilisées (Karabay-Yavasoglu *et al.*, 2007; Kandhasamy et Arunachalam, 2008; Abou-Elela *et al.*, 2009).

Les résultats obtenus ont montré que l'inhibition de la croissance bactérienne était dépendante de 3 facteurs, à savoir les bactéries utilisées, la nature de l'extrait testé et sa concentration. Cependant, les extraits sont des mélanges complexes de nombreux composés et leurs fractions actives peuvent être très faibles. D'autres recherches devraient se concentrer sur les tentatives de purification du composé actif pour élucider sa structure chimique (Aouissi, 2018).

Le dosage des antioxydants a révélé la présence des polyphénols et flavonoïdes dans l'extrait avec des teneurs importantes (Polyphénols et flavonoïdes). Ces composés sont connus pour leurs activités antibactériennes; ce qui pourrait expliquer le pouvoir antimicrobien d'extrait de l'oursin (**Freddy et al., 2006; Aleksic et Knezevic, 2014; Zuber, 2016; Shushizadeh et al., 2019**).

Selon (**Chen et al., 2010**), les polyphénols et les flavonoïdes présentent des activités antimicrobiens sur des pathogènes. **Havsteen, (2002)** a noté que la plupart des souches bactériennes couramment rencontrées chez l'Homme sont éliminées par les flavonoïdes. L'effet bactéricide des flavonoïdes peut bien être le résultat d'une perturbation métabolique.

Cette partie a permis de mettre en évidence les propriétés antibactériennes de l'extrait des gonades de *Paracentrotus lividus* étudié. Les résultats obtenus révèlent la présence des principes actifs antibactériens qui exercent des effets inhibiteurs.

IV.5. Intérêt de l'étude

Les oursins possèdent de nombreuses propriétés biologiques intéressantes, dont certaines sont liées à leurs activités antibactériennes et antioxydantes.

Une activité antibactérienne a été détectée dans des extraits de plusieurs tissus d'oursins (**Brasseur et al., 2017**), cette activité peut être attribuée à la présence de divers composés bioactifs dans leur organisme, tels que Les pigments quinonoïdes qui sont situés dans la coquille des oursins, et qui peuvent avoir évolué pour la protection contre les pathogènes (**Haug et al., 2002; Brasseur et al., 2017**). Offrant ainsi une certaine protection contre les infections (**Bragadeeswaran et al., 2013**).

En outre, les recherches établies par **Qin et al. (2011)** ont démontré que les gonades de l'oursin *Paracentrotus lividus* contiennent une activité antioxydante. De plus, il a été prouvé que les molécules bioactives extraites des gonades d'oursins sont de puissants antioxydants dans la peroxydation des lipides et les systèmes alimentaires (**Kuwahara et al ., 2009; Kuwahara et al ., 2010**). Les antioxydants présents dans les oursins peuvent donc contribuer à prévenir ces problèmes de santé en protégeant les cellules contre les dommages oxydatifs.

C'est pour cela que notre présente étude a été réalisée afin de rechercher les propriétés antibactériennes et antioxydantes de l'oursin violet *Paracentrotus lividus*.

Conclusion et Perspectives

Conclusion

Ce travail indique la richesse potentielle des gonades de l'oursin *Paracentrotus lividus* en molécules bioactives. La présente étude s'intéresse au dosage des antioxydants des échantillons de gonades d'oursin *P. lividus* récoltée dans les régions des Aiguades de la wilaya de Bejaia, et de leurs activité antioxydante ainsi qu'à l'évaluation de l'activité antibactérienne, vis-à-vis des souches bactériennes Gram positives et Gram négatives. L'extrait de gonades a été obtenu par macération suivie d'une évaporation à l'étuve à jusqu'à obtention d'une masse constante, un rendement de l'ordre de 13.32% a été obtenu. Le screening phytochimique de l'extrait de gonades a révélé des teneurs en polyphénols de (5,77 mg EAG/g MS), en flavonoïdes de (1,896 mg ER/g MS) et en caroténoïdes de (1.46 mg EβC/g MS). L'évaluation de l'activité antiradicalaire a confirmé les propriétés puissantes des extraits de gonades à piéger les radicaux libres DPPH et ABTS. Les résultats obtenus ont montrés une activité antioxydante avec des concentrations d'inhibition à 50% (IC50) de 1,95mg/ml pour test DPPH et de 8.98 mg/ml pour le test ABTS. L'extrait étudié a montré également une activité antibactérienne variable contre les souches bactériennes testées, certaines souches se sont révélées avoir une sensibilité envers l'extrait, tandis que *E.coli* a révélé être résistant aux différentes concentrations de l'extrait. Ce travail suggère que les gonades d'oursin pourraient être explorées plus en avant pour ses propriétés potentielles contre les agents pathogènes humains. En perspective, dans une étude plus approfondie il sera intéressant de:

- Varier les méthodes d'extraction à fin d'obtenir des meilleurs rendements.
- Doser et purifier des molécules bioactifs responsables des différentes activités biologiques.
- Evaluer l'activité antibactérienne par CMI.
- Etudier l'activité antibactérienne sur une large gamme de souches pathogènes et résistantes aux antibiotiques.
- Evaluer Activité antifongique.
- Réaliser des synergies de l'extrait avec des antibiotiques.
- Evaluer les propriétés biologiques des gonades d'oursin *in vivo*.

*Références
bibliographiques*

Références bibliographiques

A

Abou-Elela G.M., Abd-Elnaby H., Ibrahim H.A.H. et Okbah M.A. (2009). Marine natural products and their potential applications as anti-infective agents. *World Applied Sciences Journal*, 7(7): 872-880.

Ajila C.M., Brar S.K., Verma M., Tyagi R.D., Godbout S. et Valero J.R. (2016). Extraction and analysis of polyphenols: Recent trends. *Critical Reviews in Biotechnology*. 1-22.

Aleksic, V. et Knezevic, P. (2014). Antimicrobial and Antioxidative Activity of Extracts and Essential Oils of *Myrtus Communisl*. *Microbiological Research*, 169(4): 240-254.

Allain, J.-Y. (1972). Sur les populations de *Paracentrotus lividus* (Lamarck) et de *Psammechinus miliaris* (Gmelin) de Bretagne nord (Echinodermes). *Bull. Mus. Nat. Hist. Nat* 26, 305–315.

Anderson C.M., Hallberg A., et Hogberg T. (1996). Advances in the developpement of pharmaceutical antioxidant drug. *Food Chem*, 28: 65-180.

Anonyme 1 <https://doris.ffessm.fr/Especies/Paracentrotus-lividus-Oursin-violet-1437>

Anonyme 2 <http://biologie.ffessm.fr/index.php/kit-de-survie>

Anonyme 3 <http://www.maxicours.com>

Anonyme 4 https://www.embrc-france.fr/fr/our-services/supply-biological_resources/model-organisms/oursin-paracentrotus-lividus

Aouissi, M. (2018). Écologie et valorisation chimique des *macrophytes* du golfe d'Annaba, Algérie. Thèse de Doctorat en Biologie marine. Université de Badji Mokhtar. Annaba. Algérie. 188p.

Aravodis E. (2005). Antioxidant potential of African medicinal plants. *African Journal of Biotechnology*, 4 (2):128-133.

Archana, A., et Babu, K. R. (2016). Nutrient composition and antioxidant activity of gonads of sea urchin *Stomopneustes variolaris*. *Food Chemistry*, 197: 597–602.

Ariyanti, N.K., Darmayasa, I.B.G., et Sudirga, S.K., (2012). Daya hambat kulit daun lidah buaya aloe babadensis miller terhadap pertumbuhan bakteri *staphylococcus aureus* ATCC 25923 dan *echerichia coli* ATTC 25922. Journal Biologie. 16 : 1-4

Arias, M.E., Gomez J.D., Cudmani N.M., Vattuone M.A et Isla M.I. (2004). Antibacterial activity of ethanolic and aqueous extracts of Acacia aroma Gill.ex HOOK et Arn. Life Sciences, 75:191-202.

Artini, P.E.U.D., Astuti, K.W., et Warditiani, N. K. (2013). Uji fitokimia ekstrak etil asetat rimpang bangle zingiber purpureum roxb. Jurnal Farmasi Udayana, 2(4):1-7.

Athamina, S., Chalghem, I., Kassah-laouar, A., Laroui, S. et Kherbi, S. (2010). Activité antioxydante et antimicrobinne d'extraits de *cuminum cyminum* L. Libanaise Science Journal 11(1):69-81.

B

Bahorum T. (1997). Substances Naturelles actives. La flore Mauricienne .une source d'approvisionnement potentielle. Food and Agricultural Research pp 83-94.

Bais, AJ., Murphy, P.J. et Dry, I. (2000). The molecular regulation of stilbene phytoalexin biosynthesis in *Vitis vinifera* during grape berry development. Plant Physiology, 27: 425–433.

Balasundram N., Sundram K. et Samman S. (2006). Phenolic compounds in plants and agri-industrial by-products: Antioxidant activity, occurrence, and potential uses. Food Chemistry, 99: 191-203.

Bammou, M., Bouhlali, E. D. T., Sellam, K., El-Rhaffari, L., Ibijbijen, J., et amp; Nassiri, L. (2020).Évaluation des activités antioxydante et antibactérienne des extraits aqueux des feuilles et des fleurs de *Bituminaria bituminosa* (L.) Stirton. Phytothérapie..

Bansemir, A., Blume, M., Schröder, S., et Lindequist, U. (2006). Screening of cultivated seaweeds for antibacterial activity against fish pathogenic bacteria. Aquaculture, 252 (1): 79-84

Bellé, R., Le Bouffant, R., Morales, J., Cosson, B., Cormier, P., et Mulner-Lorillon, O. (2007). L'embryon d'oursin, le point de surveillance de l'ADN endommagé de la division

cellulaire et les mécanismes à l'origine de la cancérisation. Journal de la Société de Biologie, 201(3), 317-327.

Benhammou, N., Bekkara, F.A. et Panovska, T.K.(2009). Antioxydant activity methanolic extracts and some bioactive compound of Atriplex Halimus. C.R. chimie, 12:1259-1266.

Berger M.M.(2006). Manipulations nutritionnelles du stress oxydant: Etat des connaissances. Nutrition clinique et métabolisme, 20: 48-53.

Berset C.(2006). Antioxydants phénoliques-structures, propriétés, sources végétales. In" Les polyphénols en agroalimentaire". Ed: Lvoisier, pp:1-27.

Boudaha, M., Boudjemaa, M., et Ghebraoui, N. (2022). *Culture d'isolats fongiques sur les margines* (Thèse de Doctorat, Université Mouloud Mammeri).

Boudouresque, C. F., et Verlaque, M. (2013). *Paracentrotus lividus*. In Developments in aquaculture and fisheries science. Elsevier, 38: 297-327.

Boudouresque, C. F., et Verlaque, M. (2020). *Paracentrotus lividus*. In Developments in aquaculture and fisheries science. Elsevier, 43: 447-485.

Boutaoui Nassima. (2012). Recherche et détermination structure de métabolites secondaire de matricaria chamomilla (asterc étude de la phase acétate d'éthyle)

Bouzabata A.(2015) contribution a l'étude d'une plante médicinale et aromatique *Myrtus communis* (Thèse de Doctorat en Sciences pharmaceutiques. Université Badji-Mokhtar, Annaba, Algérie)

Bragadeeswaran, S., Sri Kumaran, N., Prasath Sankar, P., et Prabahar, R., (2013). Bioactive potential of sea urchin *Temnopleurus toreumaticus* from Devanampattinam, Southeast coast of India. Journal of Pharmacy and Alternative Medicine. ISSN 2222- 4807.

Brasseur, L., Hennebert, E., Fievez, L., Caulier, G., Bureau, F., Tafforeau, L., et al. (2017). The roles of spinochromes in four shallow water tropical sea urchins and their potential as bioactive pharmacological agents. Marine Drugs, 15(6), 179

Bravo L. (1998). Polyphenols: Chemistry, dietary sources, metabolism, and nutritional significance. Nutrition Reviews, 56 (11): 317-333.

C

Calderón, I., Pita, L., Brusciotti, S., Palacín, C., et Turon, X. (2012). Time and space: genetic structure of the cohorts of the common sea urchin *Paracentrotus lividus* in Western Mediterranean. *Marine Biology*, 159, 187-197.

Calsamiglia S., Busquet I.M., Cardozo P.W., Castillejos L. et Ferret A. (2007). Invited review: Essential oils as modifiers of rumen microbial fermentation. *Journal Dairy Science*, 90: 2580-2595.

CA-SFM / EUCAST (2019). Comité de l'antibiogramme de la Société Française de Microbiologie. Recommandations 2019 V.1 p 138.

Cetkovic G., Canadanovic-Brunet J., Djilas S., Savatovic S., Mandic A., et Tumbas V. (2008). Assessment of polyphenolic content and in vitro antiradical characteristics of apple pomace. *Food Chemistry*, 109:340-347

Chamika, W. A. S., Ho, T. C., Roy, V. C., Kiddane, A. T., Park, J. S., Kim, G. D., et Chun, B. S. (2021). In vitro characterization of bioactive compounds extracted from sea urchin (*Stomopneustes variolaris*) using green and conventional techniques. *Food Chemistry*, 361, 129866.

Chassé, H., Mulner-Lorillon, O., Boulben, S., Glippa, V., Morales, J., et Cormier, P. (2016). Cyclin B translation depends on mTOR activity after fertilization in sea urchin embryos. *PLoS One*, 11(3), e0150318.

Chen, C.Y., Kuo, P.L., Chen, Y.H., Huang, J.C., Ho, M.L., Lin, R.J., Chang, J.S. et Wang, H.M. (2010). Tyrosine inhibition, free radical scavenging, antimicroorganism and anticancer proliferation activities of *Sapindus mukorossi* extracts. *Journal of the Taiwann Institute of Chemical Engineers*, 41: 129-135.

Cotelle, N., 2001. Role of flavonoids in oxidative stress. *Current Topics in Medicinal Chemistry*, 1: 569-590.

Crozier A., Jaganath I.B. et Clifford M.N. (2006). Phenols, Polyphenols and Tannins: An Overview In Plant secondary metabolites occurrence, structure and role in the human diet. Ed. Ltd. Singapore, P: 1-24.

D

Da Costa, W. F., Giambiagi-deMarval, M., et Laport, M. S. (2020). Shewanella harboring antimicrobial and copper resistance genes in sea urchins (*Paracentrotus lividus*) from the Crozon peninsula (Brittany, France). *Infection, Genetics and Evolution*, 85:104-437.

Darsono, P., (1986). The gonads of sea urchins (1986). Food and Agriculture Organization in the US. 11:151-162.

Delmas, P., et Régis, M. B. (1985). Impact de la pollution domestique sur la biologie et la morphométrie de l'échinoïde *Paracentrotus lividus* (Lamarck) données préliminaires. *Comptes rendus des séances de l'Académie des sciences. Série 3, Sciences de la vie*, 300(4):143-146.

Dontatien Kone (2009). Enquête ethnobotanique de six plantes médicinales maliennes: extraction, identification d'alkaloïdes - caractérisation, quantification de polyphénols: étude de leur activité antioxydante. Thèse de Doctorat en chimie organique. Université de Paul Verlaine France

Enneb H., Belkadhi A., Cheour F., et Ferchichi A., (2015). Comparaison des composés phénoliques et du pouvoir antioxydant de la plante de henné (*Lawsoniainermis L.*). *Journal of New Sciences*, 20(2): 788-793.

F

Fabbrocini, A., Di Stasio, M., et D'Adamo, R., (2014). Computerized sperm motility analysis in toxicity bioassays : a new approach to pore water quality assessment. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, 73 : 1588 - 1595.

Fenaux L., George S.B., Pedrotti M.L., et Corre M.C., (1992). Différence dans la succession des stades morphologiques du développement larvaires des échinides en relation avec l'environnement trophique des adultes et les larves. In, *Scalera-Liaci L., Canicatti C.*, (eds), *Echinoderm Research*, Balkema publ., Rotterdam, pp 259-266.

Fosting S., (2004). Etude phytochimique et des activités biologiques de *Maerua angoensis* (Cappridaceae). Thèse de Doctorat université de Bamako, 149p. Mali

France A., et RNM. (2018). Le prix des produits alimentaires et des fleurs. Consulté 31 janvier 2018, à l'adresse <https://rnm.franceagrimer.fr/>

Francis, P., et Chakraborty, K. (2020). An anti-inflammatory salmachroman from the sea urchin *Salmacis bicolor* : A prospective dual inhibitor of cyclooxygenase-2 and 5-lipoxygenase. *Natural Product Research*, 1–10. <https://doi.org/10.1080/14786419.2020.1781115>. Francis, P., & Chakraborty, K. (20).

Freddy, A.R., Yoshihisa, T., Miki, S., Yousuke, K., Koichiro, T., Hirofumi, S., Tomihiko H., Tetsuo, T. et Minoru, T. (2006). Antibacterial and Antioxidant Activities of Quercetin Oxidation Products from Yellow onions (*Allium cepa*) Skin. *Journal Agricultural Food Chemistry*, 54: 3551-3557.

G

Gardès-Albert M, Bonnefont-Rousselot D, Abedinzadeh Z et Jore D (2003). Espèces réactives de l'oxygène, Comment l'oxygène peut-il devenir toxique ? *L'actualité chimique*, 91-96.

Georgé S, Brat P, Alter P, et Amiot MJ (2005) Rapid determination of polyphenols and vitamin C in plant-derived products. *J Agric Food Chem* 53:1370–1373

Ghedira K. (2005). Les flavonoïdes: Structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytothérapie*, 4: 162-169.

Goodwin, TW, et Taha, MM (1950). Les caroténoïdes des gonades des *patelles Patella vulgata* et *Patella depressa*. *Journal biochimique*, 47 (2), 244.

Grasse, P.P., Poisson, R. A., et Tuzet, O., (1970). *Zoologie I. Invertébrés*. Masson. Paris, .935p.

Grosjean, P. (2001). Growth model of the reared sea urchin *Paracentrotus lividus* (Lamarck, 1816).

H

Hammer, K. A., Carson, C. F., et Riley, T. V, (1999). Antimicrobial activity of essential oils and other plant extracts. *Journal of Applied Microbiology*, 86, 985–990.

Hammerschmidt R. (2005). Phenols and plant-pathogen interactions: The saga continues. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 66:77-78.

Harmelin, J.C., Bouchon, C., et Hong, J.S.,(1981). Impact de la pollution sur la distribution des échinodermes des substrats durs en Provence (Méditerranée Nord occidentale).Téthys, 10 : 13 – 36.

Hartman, S. (2022). Quelles sont les conséquences du stress oxydatif sur les performances de reproduction des vaches laitières?.

Haug, T., Kjuul, A.K., Styrvold, O.B., Sandsdalen, E., Olsen, M. O., et Stensvag, K.,(2002). Antibacterial activity in *Strongylocentrotus droebachiensis* (Echinoidea), *Cucumaria frondosa* (Holothuroidea) and *Asterias rubens* (Asteroidea). J. Invertebr. Pathol. 81: 94-102.

Havsteen, B.H. (2002). The biochemistry and medical significance of the flavonoids. Pharmacology and Therapeutics 96: 67-202.

Hennebelle T., Sahpaz S. et Bailleul F. (2004). Pharmacologie: polyphénols végétaux, sources, utilisations et potentiel dans la lutte contre le stress oxydatif. Phytothérapie, 1: 3-6.

Herbert, B., Harborne, J. B., et Moss, G. P. (1998). Phytochemical Dictionary: A Handbook of Bioactive Compounds from Plants,2eme edi. 976p.

Hayouni E., Abedrabba M., Bouix M. et Hamdi H. (2007). The effects of solvents and extraction method on the phenolic contents and biological activities in vitro of Tunisian *Quercus coccifera L.* and *Juniperus phoenicea L.* fruit extracts. Food Chemistry.105(3): 1126-1134.

I

Ignea, C., Dorobantu, C.M., Mintoff, C.P., Branza-Nichita, N., Lodomery, M.R., Kefalas,P. et Chedea, V.S. (2013). Modulation of the antioxidant/pro-oxidant balance, cytotoxicity and antiviral actions of grape seed extracts. Food Chemistry, 141: 3967-3976

Ismail, A. et Hong S.T. (2002). Antioxidant Activity of Selected Commercial Seaweeds. Malaysian Journal of Nutrition, 8 (2): 167-177

J

Jacinto, D., Bulleri, F., Benetti-Cecchi, L., et Cruz, T., (2013). Patterns of abundance, population size structure and microhabitat usage of *Paracentrotus lividus* Echinodermata: Echinoidea in SW Portugal and NW Italy. Mar. Biol., 160: 1135- 1146.

Jacques, B et André R. 2004. Biochimie métabolique Ed ellipses.Paris. 217-225.

Jamila, H., Hanan, O., Jamila, E. H., Hanan, O., Jamila, E. H., et Hanan, O. (2018). L'oursin comestible *Paracentrotus lividus* (Lamarck. 1816) au niveau de la baie d'Agadir: Biotopes et Biométrie. *Smetox Journal*, 1(2), 100-107.

K

Kalander, Y., Kayaa, S., Durakb, D., Uzuma, F.G., et Demira, F. (2012). Protective effects of catechin and quercetin on antioxidant status, lipid peroxidation and testis-histoarchitecture induced by chlorpyrifos in male rats. *Environmental toxicology and pharmacology*, 33:141-148.

Kandhasamy M. et Arunachalam K. D. (2008). Evaluation of *in vitro* antibacterial property Seaweeds of Southeast Coast of India. *African Journal of Biotechnology*, 7:1958-1961.

Karabay-Yavasoglu N.U., Sukatar A., Ozdemir G. et Horzum Z. (2007). Antimicrobial
KEERTHI M., LAKSHMI L.P.J., SANTHOSH A.M. et RAMA R.N. (2014). Review on polyphenols as nature's gift. *World Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences*. 3(4): 445- 455.

Katalinic, V., Milos, M., Kulisic, T., et Jukic, M. (2006). Screening of 70 medicinal plant extracts for antioxidant capacity and total phenols. *Food chemistry*, 94(4) : 550-557.

Khalil, E. A., Swelim, H., El-Tantawi, H., et Abdellatif, A. (2023). Sea urchin (*Diadema savignyi*) extract as a novel protective agent against cisplatin induced neurotoxicity in rats. *BMC Pharmacology and Toxicology*, 24(1), 11.

Khalil, E. A., Swelim, H., El-Tantawi, H., Bakr, A. F., et Abdellatif, A. (2022). Characterization, cytotoxicity and antioxidant activity of sea urchins (*Diadema savignyi*) and jellyfish (*Aurelia aurita*) extracts. *The Egyptian Journal of Aquatic Research*, 48(4), 343-348.

Kumar H., Choudhary N., Varsha. Kumar N, Suma N. et Seth R. (2014). Phenolic compounds and their health benefits: A review. *Journal of Food Research and Technology*. 2(2): 46-59.

Kuwahara, R. ; Hatate, H.; Chikami, A.; Murata, H., et Kijidani, Y. (2010) Séparation quantitative des pigments antioxydants dans les coquilles d'oursins violets à l'aide d'une chromatographie liquide à haute performance en phase inversée. *LWT—Food Sci. Technol.* 43 : 1185–1190.

Kuwahara, R. ; Hatate, H.; Yuki, T.; Murata, H.; Tanaka, R., et Hama, Y. (2009) Propriété antioxydante des pigments de naphthoquinone polyhydroxylés provenant de coquilles d'oursin violet *Anthocardis Crassispira*. *LWT—Food Sci. Technol.* 42 : 1296–1300.

L

Laviola, R. (2023). formulazione di mangimi sperimentali per l'acquacoltura del riccio di mare *paracentrotus lividus* (Lamarck, 1816) in un'ottica di economia circolare.

Lawrence J.M. (2013). Sea Urchins : Biology and Ecology. 3rd edition, Developments and Fisheries Science, 38: pp297-319

Lawrence, J.M., et Lane, J.M., (1982). The utilisation of nutrients by postmetamorphic echinoderms. In : Jangous, M., Lawrence, J.M., (Eds.). Echinoderm nutrition. Balkema CRC Press. Rotterdam. 331 - 371.

Lazzara, V.; Arizza, V.; Luparello, C.; Mauro, M.; et Vazzana, M.(2019) Bright Spots in The Darkness of Cancer: A Review of Starfishes Derived Compounds and Their Anti-Tumor Action. *Mar. Drugs* , 17, 617.

Lecchini, D., Lenfant, P., et Planes, S. (2002). Variation in abundance and population dynamics of the sea-urchin *Paracentrotus lividus* on the Catalan coast (north-western Mediterranean Sea) in relation to habitat and marine reserve. *Vie et Milieu/Life & Environment*, 111-119.

Lee, K. W., Kim, Y. J., Joo, L. H., et amp; Lee, C. Y. (2003). Cocoa has more phenolic phytochemicals and a higher antioxidant capacity than teas and red wine. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51: 7292–7295.

Lederer, E. (1935). Echinenone and pentaxanthin; two new carotenoids in the sea urchin (*Echinus esculentus*). *Compt Rend*, 201, 300-302.

Leger, T. (2019). Influence de l'acide eicosapentaénoïque sur l'activité cardiaque et sa modulation par le stress oxydant-Perspectives pour l'obésité et l'endocardite aigüe humaines (Doctoral dissertation, Université Clermont Auvergne [2017-2020]).

Le Mao, P., Godet, L., Fournier, J., Desroy, N., Gentil, F., Eric, T., ... et Chambers, P. (2020). Atlas de la faune marine invertébrée du golfe Normano-Breton-Volume 6/7-Espèces d'intérêt particulier. Éditions de la Station biologique de Roscoff.

Li, C., Blencke, H.M., Haug, T., et Stensvåg, K., (2015). Antimicrobial peptides in echinoderm host defense. *Dev Comp Immunol* 49:190–197.

Limatola, N., Chun, J. T., et Santella, L. (2020). Effects of salinity and pH of seawater on the reproduction of the sea urchin *Paracentrotus lividus*. *The Biological Bulletin*, 239(1), 13-23.

Lourenço, S., Cunha, B., Raposo, A., Neves, M., Santos, P. M., Gomes, A. S., ... et Pombo, A. (2021). Somatic growth and gonadal development of *Paracentrotus lividus* (Lamarck, 1816) fed with diets of different ingredient sources. *Aquaculture*, 539, 736589.

Luis, O., Delgado, F., et Gago, J. (2005). Year-round captive spawning performance of the sea urchin *Paracentrotus lividus*: relevance for the use of its larvae as live feed. *Aquatic Living Resources*, 18(1), 45-54.

Lim Y.Y. et Murtijaya J. (2007). Antioxidant properties of *Phyllanthus amarus* extracts affected by different drying methods. *LWT*, 40: 1664-1669.

Luparello, C. (2021) Marine Animal-Derived Compounds and Autophagy Modulation in Breast Cancer Cells. *Foundations* , 1, 3–20.

M

Machado, I., Moura, P., Pereira, F., Vasconcelos, P., et Gaspar, M. B. (2019). Reproductive cycle of the commercially harvested sea urchin (*Paracentrotus lividus*) along the western coast of Portugal. *Invertebrate Biology*, 138(1), 40-54

Maisuthiakul, P., Suttajit, M. et Pongsawatmanit, R. 2007. Assessment of phenolics content and free radical scavenging capacity of some Thai indigenous plants. *Food Chemistry*, 100:1409-1418.

Marc, F., Deglène-Benbrahim, L., Ferrand, C. et Baccaunaud, M. (2004). Méthodes d'évaluation du potentiel antioxydant dans les aliments. *Médecine/Science*, 20:458-463

Marimuthu, K. P., Gunaselvam, Rahman, A., Xavier, R., Arockiaraj, J., Subramanian. S., Yousoff FM IOP et Arshad, A., (2015). *European Review for Medical and Pharmacological Sciences* 19: 1895-1899.

Mena, F., Menna, A., Tréton, J. (2014). Polyphenols against skin aging in polyphenols in human health and disease, 1, 819-830.

Mos, B., Byrne, M., et Dworjanyn, S. A. (2020). Effects of low and high pH on sea urchin settlement, implications for the use of alkali to counter the impacts of acidification. *Aquaculture*, 528: 735618.

Muand Francois Nsemi (2010): identification de polyphénols, évaluation de leur activité antioxydante et étude de leurs propriétés biologiques. Thèse de doctorat en Chimie organique. Université Paul Verlaine-Metz, France

Murray, P.R, Rosnathal, K.S, et Pfaller, M.A, (2009). *Medical Microbiology*, sixth ed Mosby Elsevier, Philadelphia, 960 p.

N

Naczki, M. et Shahidi, F. (2006). Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 41: 1523-1542.

O

Oattara, M. (2023). Analyse de trois plantes médicinales utilisées dans le traitement traditionnel de la rétention urinaire vésicale dans le cercle de Bougouni (Mali) (Doctorat, USTTB).

Ouréns, R., Fernández, L., et Freire, J. (2011). Geographic, population, and seasonal patterns in the reproductive parameters of the sea urchin *Paracentrotus lividus*. *Marine Biology*, 158:793-804.

P

Paredes, E., et Bellas, J. (2009) Oxidation Products from Yellow onions (*Allium cepa*) Skin. *Journal Agricultural Food*. Cryopreservation of sea urchin embryos (*Paracentrotus lividus*) applied to marine ecotoxicological studies. *Cryobiology*, 59(3), 344-350.

Pei, J., Pan, X., Wei, G. et Hua, Y. (2023). Progrès de la recherche de la famille des glutathion peroxydases (GPX) dans la redoxydation. *Frontières en pharmacologie*, 14.

Pereira, L., et Cotas, J. (2023). Therapeutic Potential of Polyphenols and Other Micronutrients of Marine Origin. *Marine Drugs*, 21(6), 323.

Pernin, A., (2018). « Action antioxydante et antimicrobienne de composés phénoliques dans des milieux modèles et des émulsions riches en lipides insaturés ». Phdthesis, Université Paris Saclay (COMUE)

Perret, C., (2001). Analyses de tannins inhibiteurs de stilbène oxydase produite par *Btrytis cinerea* Pers.:FR. Thèse de Doctorat. Université de Neuchâtel. 173p.

Perry, J. J., Staley, J., et Lory, S., (2004). Microbiologie. Ed. Dunod, Paris. 891p.

Pfaller, M.A., (2012). The American Journal of Medicine. 125 : 3-13.

Powell, C., Hughes, A.D., Kelly, M.S., Conner, S., et McDougall, G.J., (2014). Extraction and identification of antioxidant poly hydroxynaphthoquinone pigments from the sea urchin, *Psammechinus miliaris*. LWT- Food Sci. Technol., 59: 455 - 460.

Pozharitskaya, O.N., Shikov, A.N., Makarova, M.N., Makarenko, I.E., et Selezneva, A.I., (2015). Effects of the standard extract from green sea urchin gonads on metabolic syndrome model. Eksp Klin Farmakol 78:13–18.

Pozharitskaya, ON, Shikov, AN, Laakso, I., Seppänen-Laakso, T., Makarenko, IE, Faustova, NM, ... et Makarov, VG (2015). Bioactivité et caractérisation chimique des gonades de l'oursin vert *Strongylocentrotus droebachiensis* de la mer de Barents. Journal des aliments fonctionnels , 17 , 227-234.

Q

Qin, L., Zhu, B., Zhou, D., Wu, H., Tan, H., Yang, J., Li, D., Dong, X., et Murata, Y., (2011). Preparation and antioxidant activity of enzymatic hydrolysates from purple sea urchin (*Strongylocentrotus nudus*) gonad. Food Sci. Technol. 44: 1113–1118.

Quarta, S., Scoditti, E., Zonno, V., Siculella, L., Damiano, F., Carluccio, M. A., et Pagliara, P. (2023). In Vitro Anti-Inflammatory and Vasculoprotective Effects of Red Cell Extract from the Black Sea Urchin *Arbacia lixula*. Nutrients, 15(7), 1672.

Quettier-Deleu C, Gressier B, Vasseur J, DineT Brunet C, Luyckx M et al (2000) Phenolic compounds and antioxidant activities of buckwheat

R

Rajasulochana, P., Dhamotharan, R., Krishnamoorthy, P. et Murugesan, S. (2009). Antibacterial activity of the extracts of marine red and brown algae. Journal of American Science, 5(3): 20-25.

Re R , Pellegrini N , Proteggente A , Pannala A , Yang M , et RiceEvans C (1999) Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. Free Radic Biol Med 26 : 1231–1237

Régis, M. B. (1978). Croissance de deux échinoïdes du golfe de Marseille (*Paracentrotus lividus* (Lmk) et *Arbacia lixula* L.). Aspects écologiques de la microstructure du squelette et de l'évolution des indices physiologiques. Thèse de doctorat d'état. Faculté des sciences et techniques Saint-Jérôme, Marseille, France.

Régis, M. B. (1986). Microstructure adaptative des radioles de *Paracentrotus lividus* (Echinodermata: Echinoidea) en milieu eutrophisé par des eaux usées. *Marine Biology*, 90, 271-277.

Rezaire, A. (2012). Activité anti-oxydante, et caractérisation phénolique du fruit de palmier amazonien *Oenocarpus bataua* (patawa) (thèse Doctorat, Antilles-Guyane).

Rolland, Y. (2004). Antioxydants naturels végétaux. *Oilseeds and fats Crops and Lipids*, 11(06):1-4.

Roman, M.C., Hildreth, J. et Bannister, S. (2013). Determination of Catechins and Caffeine in *Camillia Sinensis* Raw Materials, Extracts, and Dietary Supplements by HPLCUV: Single-Laboratory Validation, *Journal Association of Official Analytical Chemists International*. 96: 933–41

Rompas, G., Lintang, R. A., Sumilat, D. A., Rumengan, I. F., Ginting, E. L., et Pangkey, H. D. (2022). Antibacterial Activity and Zoochemical Analysis of Sea Urchin *Diadema setosum* (Leske, 1778) Extract From Aertembaga Waters, Bitung City. *Jurnal Ilmiah PLATAX*, 10(2), 372-379.

Roule, L., Suis, M.A., et Moquin-Tandon, M.G., (1889). Cours de zoologie médicale. Edition Privat. France. p.662.

Rumrill, S. S. (1990). Natural mortality of marine invertebrate larvae. *Ophelia*, 32(1-2), 163-198.

Ruocco, N., Bertocci, I., Munari, M., Musco, L., Caramiello, D., Danovaro, R., ... et Costantini, M. (2020). Morphological and molecular responses of the sea urchin *Paracentrotus lividus* to highly contaminated marine sediments: The case study of BagnoliCoroglio brownfield (Mediterranean Sea). *Marine environmental research*, 154, 104865.

S

Sabilu, Y., et Jafriati, R. M. (2022). Test of bioactivity and antioxidant activity of sea urchin (*diadema setosum*) gonads as medicinal ingredients based on marine biodiversity. Journal of Southwest Jiaotong University, 57(1).

Salim, S. (2016).oxydative stress and the central Nervous System. The Journal of Pharmacologie and Experimental Therapeutique, 360 (1): 201–205.

Sánchez-Moreno, C. (2002). Methods used to evaluate the free radical scavenging activity in foods and biological systems. Food science and technology international, 8(3): 121-137.

Santos, P. M., Albano, P., Raposo, A., Ferreira, S. M., Costa, J. L., et Pombo, A. (2020). The effect of temperature on somatic and gonadal development of the sea urchin *Paracentrotus lividus* (Lamarck, 1816). Aquaculture, 528, 735487.

Sass-Kiss, A., Kiss, J., Milotay, P., Kerek, M.M. et Toth-Markus, M., (2005). Differences in anthocyanin and carotenoid content of fruits and vegetables. Food Research International 38:1023-1029.

Sebbar, E. H., Naji, I., El Mezgueldi, I., et Choukri, M. (2023). Le stress oxydatif, une agression cellulaire. Actualités Pharmaceutiques, 62(626), 36-37.

Sellem, F., et Guillou, M. (2007). Reproductive biology of *Paracentrotus lividus* (Echinodermata: Echinoidea) in two contrasting habitats of northern Tunisia (south-east Mediterranean). Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom, 87(3), 763-767.

Semroud, R., et Kada, H. (1987). Contribution à l'étude de l'oursin *Paracentrotus lividus* (Lamarck) dans la région d'Alger (Algérie): indice de réplétion et indice gonadique. In Colloque international sur *Paracentrotus lividus* et les oursins comestibles (pp. 117-124). Marseille: GIS Posidonie Publications.

Shan, B., Cai, Y. Z., Brooks, J. D. et Corke, H. (2007). The *in vitro* antibacterial activity of dietary spice and medicinal herb extracts. International journal of Food Microbiology, 117: 112-119

Shushizadeh, M. R., Nasiri, M. B., Ameri, A. G., Ghatrami, E. R., et Tavakoli, S. (2019). Preparation of the Persian Gulf Echinometra mathaei Organic Extracts and Investigation of Their Antibacterial Activity. Journal of Natural Pharmaceutical Products, 14(4).

Sidiqi, F. M., Pringgenies, D., et Setyati, W. A. (2019). Antibacterial activity of gonad methanol extract of the sea urchin *Diadema setosum* against methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and *Escherichia coli*. In *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science* (Vol. 246, No. 1, p. 012040). IOP Publishing.

Singleton, Vernon L., Rudolf Orthofer, et Rosa M. Lamuela-Raventós. (1999). « [14] Analysis of Total Phenols and Other Oxidation Substrates and Antioxidants by Means of Folin-Ciocalteu Reagent ». In *Methods in Enzymology*, 299:152-78.

Soleimani, S., Mashjoor, S., Yousefzadi, M., et Kumar, M. (2022). Multi-target bioactivity of summer quinones production in the Persian Gulf burrowing black-type sea urchin. *Heliyon*, 8(3), e09044.

Soleimani, S., Moenn, S., Yousefzadi, M., et AmrolahiBioki, N., (2017). Determination of In Vitro Antioxidant properties, Anti-inflammatory effects and A –Amylase Inhibition of Purple Sea urchin extract of *Echinometra mathaei* from the Persian Gulf, Jundishapur. *J. Nat. Pharm. Prod.* 33, 1122–36547.

Soleimani, S., Yousefzadi, M., Moein, S., Rezadoost, H., et Bioki, N. A. (2016). Identification and antioxidant of polyhydroxylated naphthoquinone pigments from sea urchin pigments of *Echinometra mathaei*. *Medicinal Chemistry Research*, 25(7), 1476–1483.

Soualili, D., Dubois, P., Gosselin, P., Pernet, P., et Guillou, M. (2008). Assessment of seawater pollution by heavy metals in the neighbourhood of Algiers: use of the sea urchin, *Paracentrotus lividus*, as a bioindicator. *ICES Journal of Marine Science*, 65(2), 132-139.

Sousa M.C., Braga R.C., Cintra B.A.S. et Andrade V.O.C.H. (2013). In silico metabolism studies of dietary flavonoids by CYP1A2 and CYP2C9. *Food Research International*. 50: 102-110.

Soussy, C.J., 2007. Résistance bactérienne aux antibiotiques. *Monographies en urologie*. p. 21-46.

Stefánsson, G., H. Kristinsson, N. Ziemer, C. Hannon, et P. James. (2017). Markets for sea urchins: a review of global supply and markets. *Matís report*, Reykjavik, Iceland.

Stevanovic, T. A. (2005). *Chimie du bois*. CHM-22170. Université Laval. Québec. Canada, p 6.6-6.20.

Suckling, C. C., Kelly, M. S., et Symonds, R. C. (2020). Carotenoids in sea urchins. In *Developments in Aquaculture and Fisheries Science*, 43:209-217.

Sugni, M., Barbaglio, A., Bonasoro, F., Gioria, M., Fasano, P., et Pasini, M. E. (2013). The role of models in science: a multicomprehensive experience with the sea urchin *Paracentrotus lividus*. *Procedia-Social and Behavioral Sciences*, 93, 1404-1408.

Spigno, G., Tarmelli, L. et De Faveri, D. M. (2007). Effect of extraction time, temperature and solvent on concentration and antioxidant activity of grape marc phenolics. *Journal of Food Engineering*, 81(1): 200-208.

T

Tapiero, H., Tew, K.D., Nguyen, B.G., et Mathé, G. (2002). Polyphenol do they play a role in the prevention, of the human pathologies? *Biomedicine pharmacotherapy*. 56: 200- 207.

Tee, L.K., Daneshwar, P., et Vishwakalyan, B., (2017). Antibacterial Activity of Gonad Methanol Extract of the Sea Urchin *Diadema Setosum* Against Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* and *Escherichia coli*. *Journal of Applied Biology Biotechnology*. 5: 9-13.

Tejada, S., Deudero, S., Box, A., et Sureda, A., (2013). Physiological response of the sea urchin *Paracentrotus lividus* fed with the sea grass *Posidonia oceanica* and the alien algae *Caulerpa racemosa* and *Lophocladia lallemantii*. *Mar. Environ. Res.*, 83 : 48 - 53.

Ternengo, S., Marengo, M., El Idrissi, O., Yepka, J., Pasqualini, V., et Gobert, S. (2018). Spatial variations in trace element concentrations of the sea urchin, *Paracentrotus lividus*, a first reference study in the Mediterranean Sea. *Marine pollution bulletin*, 129(1), 293-298.

Tsushima, M., Byrne, M., Amemiya, S., et Matsuno, T. (1995). Comparative biochemical studies of carotenoids in sea urchins – III. Relationship between developmental mode and carotenoids in the Australian echinoids *Heliocidaris erythrogramma* and *H. tuberculata*

U

Ullah M.F. et Khan M.W. (2008). Food as medicine: Potential therapeutic tendencies of plant derived polyphenolic Compounds. *Asian Pacific Journal of Cancer Prevention*, 9: 187-196.

Urakova, I. N., Pozharitskaya, O. N., et Makarov, V. G. (2012). Scavenging effects of hydrolysates obtained from the sea urchins coelomic fluid. *Обзоры по клинической фармакологии и лекарственной терапии*, 10(2), 111-112.

V

Verlaque, M. (1987). Contributions à l'étude du phytobenthos d'un écosystème photophile thermophile marin en Méditerranée occidentale: étude structurale et dynamique du phytobenthos et analyse des relations faune-flore (thèse Doctorat, Aix-Marseille 2).

Verlaque, M., et Nédelec, H. (1983). Biologie de *Paracentrotus lividus* (Lamarck) sur substrat rocheux en Corse (Méditerranée, France) : alimentation des adultes *Biology of Paracentrotus lividus* (Lamarck) on rocky bottoms in Corsica (Mediterranean, France) : Diet of adults. *Vie et Milieu/Life & Environment*, 33, 191-201.

Vermerris W. et Nicholson R. (2006). Phenolic compound biochemistry. Ed. Springer. USA, P: 267.

Vidya Muthulakshmi, M., Srinivasan, A. et Srivastava, S. (2023). Usines vertes antioxydantes : vers une production durable de vitamine E dans les cultures végétales in vitro. *ACS Oméga* .

W

Walker, C. W., Unuma, T., et Lesser, M. P. (2007). Gametogenesis and reproduction of sea urchins. In *Developments in aquaculture and fisheries science* (Vol. 37, pp. 11-33). Elsevier.

Wichtl M. et Anton R. (2009). Plantes thérapeutiques tradition, pratique officinale, science et thérapeutique. Éd Lavoisier, Paris: 38, 41p.

Wulandari, D. A., et Warsito, M. F. (2022). Nutritional Value and Health Benefit of Sea Urchin *Omni-Akuatika*, 18(S1), 101-111.

X

Xiao, F., Xu, T., Lu, B. et Liu, R. (2020). Lignes directrices pour les dosages d'antioxydants pour les composants alimentaires. *Frontières alimentaires* , 1 (1), 60-69.

Y

Yeruham, E., Rilov, G., Shpigel, M., et Abelson, A. (2015). Collapse of the echinoid *Paracentrotus lividus* populations in the Eastern Mediterranean—result of climate change?. *Scientific reports*, 5(1), 13479.

Yoo K-M., Lee C-H., Lee H., Moon B-K., et Lee C-Y. (2008). Relative antioxidant and cytoprotective activities of common herbs. *Food chemistry*, 106:929-936.

Z

Zhang, J., Li, Y., Chen, S.S., Zhang, L., Wang, J., Yang, Y., Zhang, S., Pan, Y., Wang, Y., et Yang, L. (2015). Systems pharmacology dissection of the antiinflammatory mechanism for the medicinal herb *Folium Eriobotryae*. *International journal of molecular sciences*, 16: 2913-2941

Zhang, Z.L., Liu, Y.M., Han, J.X., Zhang, C., Huang, H.N., et Du, J.Y., (2002). Study on the antitumor effect of the extractive from sea urchin intestine. *Cancer Res. Clin* 14, 302–304.

Zuber, B. (2016). Isolation and characterization of sea urchin *P. lividus* microbiota from coelomic fluid: bachelor's thesis: diploma 2016 (these Doctorat, Haute Ecole d'Ingénierie).

Zylinska, L., Lisek, M., Guo, F. et Boczek, T. (2023). Modes d'action de la vitamine C dans la signalisation impliquant du calcium dans le cerveau. *Antioxydants*, 12 (2), 231.

Annexes

Annexe I

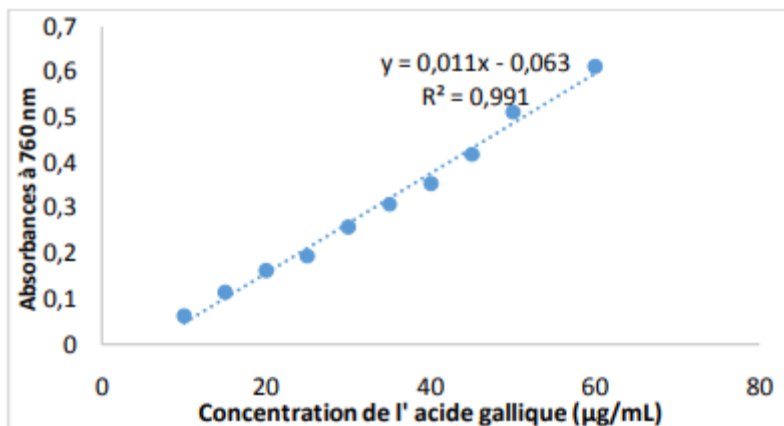
Tableau : Composition des milieux de culture

Milieu	Compositions
Gélose nutritive	Extrait de viande1g Extrait de levure2,5g Peptone5g Chlorure de sodium5g Agar Agar15g Eau distillé1000ml pH = 7
Gélose Muller Hinton	Infusion de viande de bœuf (déshydratée)300g Hydrolysate de caséine17,5g Amidon1,50g Agar Agar17g Eau distillé.....1000ml pH = 7.5

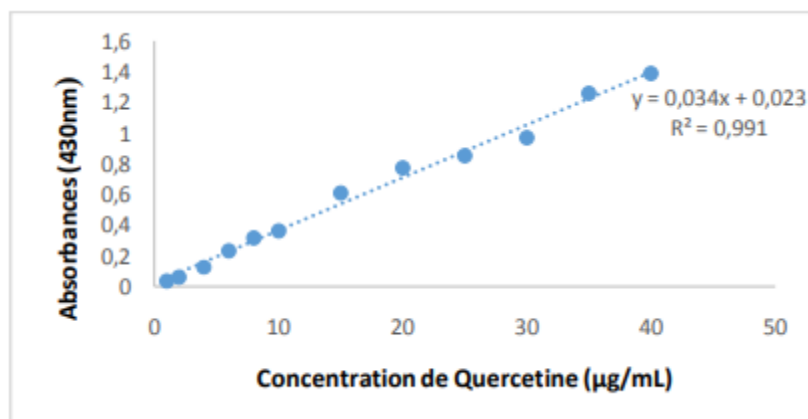
Annexe II

Les courbes d'étalonnages

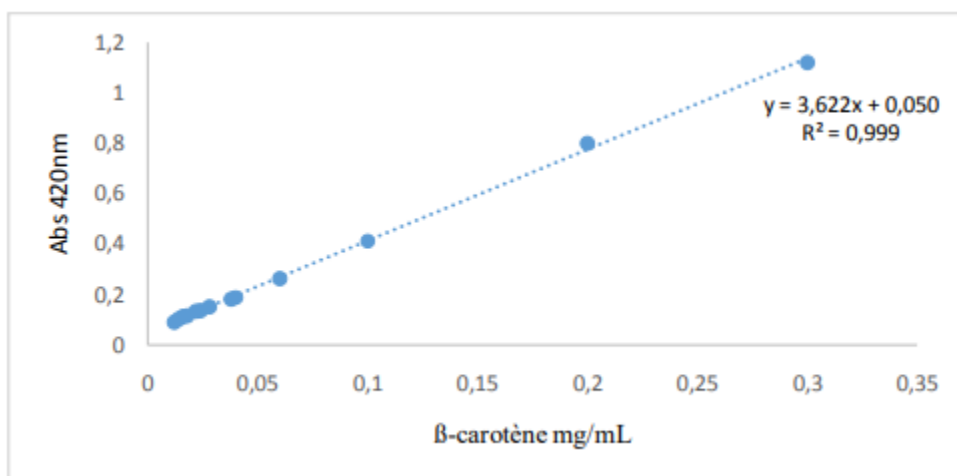
1. Courbe d'étalonnage pour le dosage des polyphénols totaux



2. Courbe d'étalonnage pour le dosage des flavonoïdes



3. Courbe d'étalonnage pour le dosage des caroténoïdes



Résumé

L'oursin *Paracentrotus lividus* est un échinoïde comestible retrouvé en grande abondance sur les côtes méditerranéennes. Le but de notre étude est d'évaluer l'activité antioxydante et antibactérienne de l'extrait des gonades de l'oursin *Paracentrotus lividus* vis-à-vis de 10 souches de référence. L'extrait a été obtenu par macération avec un rendement de 13.32%. Une analyse phytochimique par le dosage spectrophotométrique a permis de mettre en évidence la présence de polyphénols (5,77 mg EAG/g MS), de flavonoïdes (1,896 mg ER/g MS), et de caroténoïdes (1.46 mg EβC/g MS). L'activité antioxydante a été estimée par les tests antiradicalaires : DPPH et ABTS, dont la concentration inhibitrice à 50% (IC50) du test DPPH est notée à une valeur de l'ordre de IC50= 1,95mg/ml et IC50 du test ABTS à (8.98 mg/ml). L'effet antibactérien a été évalué par la méthode de diffusion sur milieu gélosé, l'extrait a montré une activité antibactérienne sur toutes les souches excepté pour la souche *E.coli* ATCC 25922. Les résultats ont clairement montré une forte activité antibactérienne des gonades d'extrait d'oursins *Paracentrotus lividus* contre les bactéries à gram positif et négatif testées.

Mots clés: *Paracentrotus lividus*, substances bioactives, activité antibactérienne, activité antioxydante.

Abstract

The sea urchin *Paracentrotus lividus* is an edible echinoid found in great abundance on Mediterranean coasts. The aim of our study was to evaluate the antioxidant and antibacterial activity of sea urchin *Paracentrotus lividus* gonad extract against 10 reference strains. The extract was obtained by maceration, with a yield of around 13.32%. Phytochemical analysis by spectrophotometric assay revealed the presence of polyphenols (5.77 mg EAG/g MS), flavonoids (1.896 mg ER/g MS), and carotenoids (1.46 mg EβC/g MS). Antioxidant activity was assessed by the DPPH and ABTS free radical scavenging assays, with the 50% inhibitory concentration (IC50) of the DPPH assay noted at a value of the order of IC50= 1.95mg/ml and IC50 of the ABTS assay at (8.98 mg/ml). The antibacterial effect was assessed by the agar diffusion method. The extract showed antibacterial activity against all strains except *E.coli* ATCC 25922. The results clearly demonstrated the high antibacterial activity of *Paracentrotus lividus* sea urchin gonads against the gram-positive and gram-negative bacteria tested.

Key words: *Paracentrotus lividus*, bioactive substances, antibacterial activity, antioxidant activity.

ملخص

قنفذ البحر *Paracentrotus lividus* هو قنفذ صالح للأكل يوجد بوفرة كبيرة على سواحل البحر الأبيض المتوسط. الغرض من دراستنا هو تقييم النشاط المضاد للأكسدة والبكتيريا لمستخلص الغدد التناسلية في قنفذ البحر *Paracentrotus lividus* مقابل 10 سلالات مرجعية. تم الحصول على المستخلص عن طريق النقع، تم الحصول على محصول حوالي 13.32%. كشف التحليل الكيميائي النباتي عن طريق الفحص الطيفي عن وجود البوليفينول (5.77 ملغ EAG/g MS)، الفلافونويد (1.896 ملغ ER/g MS)، والكاروتينات (1.46 ملغ E β C/g MS). تم تقدير النشاط المضاد للأكسدة من خلال الاختبارات المضادة للأشعة DPPH و ABTS، اللذان لوحظ تركيزهما المثبط بنسبة 50% (IC50) من اختبار DPPH بقيمة IC50 = 1.95 ملغ/مل و IC50 من اختبار ABTS عند (8.98 ملغ/مل). تم تقييم التأثير المضاد للبكتيريا من خلال طريقة الانتشار على وسط أغار المستخلص أظهر نشاطاً مضاداً للبكتيريا على جميع السلالات باستثناء سلالة *E.coli* ATCC 25922. أظهرت النتائج بوضوح نشاطاً قوياً مضاداً للبكتيريا لمستخلص قنفذ باراسينتروتوس ليفيدوس ضد البكتيريا الإيجابية والسلبية التي تم اختبارها.

الكلمات الرئيسية: *Paracentrotus lividus*، المواد النشطة، نشاط مضاد للبكتيريا، الأنشطة المضادة للأكسدة.