

**République Algérienne Démocratique et Populaire**

**وزارة التعليم العالي و البحث العلمي**

**Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique**

**المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل**

**Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral**



**Mémoire De Fin D'études En Vue De L'obtention Du Diplôme D'ingénieur  
et De Master En Sciences De La Mer**

**Option : AQUACULTURE**

**Thème :**

**Contribution à l'étude du phytoplancton potentiellement toxique et/ ou  
nuisible au niveau d'une ferme conchylicole « CULTMARE »  
(Tipaza)**

Réalisé par :

- ❖ **Karamane Moncef**
- ❖ **Kahla Akram Abdelrahim**

Soutenu le 27 /10/2021 : Devant les membres de jurys suivants :

<b>Mr Kacher M.</b>	<b>Professeur (ENSSMAL)</b>	<b>Président</b>
<b>Mr Lourguioui H.</b>	<b>Maitre de conférences B (ENSSMAL)</b>	<b>Examineur</b>
<b>Mme Kaidi N.</b>	<b>Maitre assistante A (ENSSMAL)</b>	<b>Examinatrice</b>
<b>Mme Mokrane Z.</b>	<b>Maitre de conférences A (ENSSMAL)</b>	<b>Promotrice</b>
<b>Mr Hedjadji N.</b>	<b>Directeur technique (CULTMARE)</b>	<b>Invité</b>

**Année universitaire : 2020/ 2021**

*« N'y allons pas par quatre chemins : il est difficile de trouver sujet plus important que le plancton. Si le plancton meurt, l'océan meurt. Et si l'océan meurt, nous mourons aussi. Ce n'est pas plus compliqué. Pourtant, qui, hormis les biologistes, se soucie de ce monde fugace qui dérive au gré des courants marins ? Qui se préoccupe du plancton ?*

*» Stéphane Foucart, magazine du Monde  
19/05/16.*

## Remerciement

On remercie premièrement le Dieu tout puissant qui ne cesse de nos protéger, merci seigneur de nos accorder ta bénédiction à travers notre soutenance,

Nous tenons à exprimer tout d'abord nos remerciements et gratitude à **Monsieur Kacher M.**, Professeur à l'ENSSMAL, de nous avoir fait l'honneur de présider notre mémoire malgré ses préoccupations pédagogiques et administratives.

Nous exprimons nos plus vifs remerciements aux membres des jury, **Monsieur Lourguioui H.**, Maitre de conférences à l'ENSSMAL, et **Madame Kaidi N.**, Maitre assistante à l'ENSSMAL, qui ont accepté d'évaluer notre travail de fin d'étude, nous vous sommes très reconnaissant .

On exprime nos profondes gratitudes, respect et reconnaissances à notre encadreur **Madame Mokrane Zakia** Maitre de conférences à l'ENSSMAL pour sa bonne volonté d'accepter de nous encadrer, et pour tout le temps qu'elle nous a accordé et avoir fait preuve de patience et d'attention afin de nous donner les indications nécessaires au bon déroulement de notre projet de fin d'études ;

On remercie **Mr Nabil Hedjadji** directeur technique à CULTMARE avec **Mme Amirouche N.**, Directrice de la ferme, **et toute son équipe** pour leurs accueil, et de nous avoir donné l'opportunité d'assurer la partie pratique de notre mémoire de fin d'étude.

Nous tenons à remercier vivement, le personnel technique de l'ENSSMAL, **Mme Amina** ingénieure de laboratoire aquaculture et **Mr. Youcef**, pour leur aide, gentillesse et pertinence ;

Nous remercions tous ceux qui nous ont aidé de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire;

Finalement, nous adressons nos profonds remerciements à nos familles qui ont toujours été présentes à nos côtés au long de ce projet de fin d'étude.

## Dédicaces

je dédie ce travail à mes chères **parents** pour leurs soutiens dans tous le long de ma période d'étude, sans eux je ne pourrais rien faire ;

à mes deux petits frères **Mouad** et **Mohammed** (Kola) pour leurs encouragement et prières devant chaque examen ;

et sans oublier mes frères de l'autre mère, **Chamso**, **Hakim** (gareza), **Timou**, **Brahim**, **Islem** (selza), **madina**, **shiro**, **Wajih**, **Sami** (bourase), **Hmed** (elwierd), **Chiheb**, **Anis**, **Anouar**, **Faycel kouki** ; pour les bon moment et supports dans ma vie .

Akram.

## Dédicaces

La présentation de ce modeste travail m'offre l'occasion d'exprimer ma profonde gratitude,

A mes chers **parents**, pour tous leurs sacrifices, leur amour, leurs tendresses, leurs soutiens et leurs prières tout au long de mes études ;

A mes chers frères **Abderrahmane** et **Abderraouf**, pour leurs appuis et leurs encouragements ;

A toute ma famille pour leur soutien surtout à **Tata Leila**, ma cousine **Mona**, et mon oncle **Fateh** ;

A mes amis d'enfance, **Allae**, **Abdelkader**, **Bilal**, **Halim** ;

A mon frère, ami et camarade **Islem** (Chalaga) ; A mes amis **Hocine**, **Chiheb**, **Sami**, **Mounir** ; A mes sœurs de l'ENSSMAL **Mahi Chaima**, **Hafidi Djihane**, pour leurs aides et supports dans les moments difficiles.

Karamane Moncef.

## SOMMAIRE

<b>INTRODUCTION GENERALE.....</b>	<b>1</b>
<b>I. Chapitre 1 : Généralité.....</b>	<b>1</b>
<b>I.1 Aperçu sur le monde phytoplanctonique .....</b>	<b>1</b>
I.1.1 Définition .....	1
I.1.2 Aperçu historique .....	1
I.1.3 Organisation .....	1
I.1.4 La répartition spatiale du phytoplancton.....	7
<b>I.2 Bloom phytoplanctonique (Efflorescence algale ou HAB) .....</b>	<b>8</b>
I.2.1 Aperçu de la dynamique du cycle de vie des espèces d'efflorescences algales nuisibles.....	10
I.2.2 Les causes des efflorescences algales nuisibles .....	11
I.2.3 Les causes spécifiques des EAN .....	12
I.2.4 Impact du phytoplancton toxique et /ou nuisible .....	13
I.2.5 L'évolution des HAB en Méditerranée.....	17
<b>I.3 Aperçue sur La conchyliculture.....</b>	<b>20</b>
I.3.1 Présentation des espèces élevées.....	20
I.3.2 <i>Mytilus galloprovincialis</i> .....	20
I.3.3 <i>Crassostrea gigas</i> .....	21
<b>II. Chapitre 2 : Matériel et méthode .....</b>	<b>23</b>
<b>II.1 Présentation de la zone d'étude : Ferme conchylicole « CULTMARE».....</b>	<b>23</b>
II.1.1 Présentation de la commune de Tipaza : .....	23
II.1.2 Situation géographique de la zone d'étude : .....	24
II.1.3 Structures d'élevage existantes .....	24
<b>II.2 Stratégie d'échantillonnage .....</b>	<b>26</b>
II.2.1 Fréquence d'échantillonnage.....	27
II.2.2 Mesures <i>In-situ</i> des paramètres physico-chimiques.....	27
<b>II.3 Échantillonnage du phytoplancton .....</b>	<b>28</b>
II.3.1 Échantillonnage qualitatif.....	28
II.3.2 Échantillonnage quantitatif.....	29

II.3.3	Conservation des échantillons .....	30
II.3.4	Stockage de l'échantillon .....	30
<b>II.4</b>	<b>Analyse du phytoplancton .....</b>	<b>31</b>
II.4.1	Etude qualitatif du phytoplancton .....	31
II.4.2	Etude de l'eau inter-valvaire des moules et des huîtres.....	31
II.4.3	Etude quantitative du phytoplancton.....	32
II.4.4	Principe de la méthode de sédimentation d'Utermöhl (1958) pour le comptage des cellules.....	32
<b>II.5</b>	<b>Application du mode opératoire .....</b>	<b>32</b>
II.5.1	Nettoyage du matériel .....	32
II.5.2	Atteinte de l'équilibre thermique .....	32
II.5.3	Homogénéisation de l'échantillon.....	32
II.5.4	Sédimentation des sous-échantillons.....	33
<b>II.6</b>	<b>Observation et identification des espèces .....</b>	<b>34</b>
II.6.1	Comptage des cellules phytoplanctoniques.....	34
<b>II.7</b>	<b>Analyse physico-chimique .....</b>	<b>35</b>
II.7.1	Paramètres physiques .....	35
<b>II.8</b>	<b>Analyse des sels nutritifs.....</b>	<b>35</b>
II.8.1	Principe de dosage des sels nutritifs.....	35
<b>II.9</b>	<b>Analyse numérique des résultats .....</b>	<b>37</b>
II.9.1	Méthodes univariées.....	37
<b>III.</b>	<b>Chapitre 3 : Résultats et discussion.....</b>	<b>41</b>
<b>III.1</b>	<b>Variation des paramètres physico-chimique .....</b>	<b>41</b>
III.1.1	La température T (°C) .....	41
III.1.2	La salinité .....	42
III.1.3	L'oxygène dissous.....	42
III.1.4	Potentiel hydrique (ph).....	43
<b>III.2</b>	<b>Sels minéraux dissous.....</b>	<b>44</b>
III.2.1	Nitrate (NO <sub>3</sub> ) .....	44
III.2.2	Nitrite (NO <sub>2</sub> ).....	44
III.2.3	Phosphate (PO <sub>4</sub> ).....	45

III.2.4 Silicate (SiO <sub>2</sub> ).....	46
<b>III.3 Analyse qualitative et quantitative du phytoplancton .....</b>	<b>47</b>
III.3.1 Etude qualitative.....	47
III.3.2 Richesse spécifique (S) .....	53
III.3.3 Etude quantitative.....	54
III.3.4 Abondance relative (%).....	55
III.3.5 Densité cellulaire :.....	58
III.3.6 La matrice de corrélation entre les différents paramètres hydrobiologiques .....	60
III.3.7 Indice de diversité .....	62
<b>III.4 Composition et abondance des peuplements de phytoplancton potentiellement nuisibles .....</b>	<b>63</b>
III.4.1 Densité cellulaire des espèce toxiques dans chaque station.....	65
III.4.2 Densité des agents producteurs de phycotoxines dans les stations de prélèvement	69
<b>III.5 Examen du liquide inter-valvaire chez les moules et des huîtres.....</b>	<b>71</b>
III.5.1 Les huîtres .....	71
III.5.2 Les moules.....	72
<b>III.6 Discussion .....</b>	<b>73</b>
<b>IV. Conclusion .....</b>	<b>78</b>
<b>V. REFERENCE BIBLIOGRAPHIE.....</b>	<b>80</b>
<b>VI. Annexes.....</b>	<b>91</b>
<b>Résumé.....</b>	<b>100</b>

## LISTE DES FIGURES

<b>Figure 1</b> : Certains des genres de Dinoflagellés les plus courants .....	3
<b>Figure 2</b> : (a) <i>Navicula lanceolata</i> avec contenu cellulaire (b) <i>Navicula lanceolata</i> sans contenu cellulaire .....	5
<b>Figure 3</b> : Frustule d' <i>Eunotia sp.</i> (Microscope électronique à balayage) .....	6
<b>Figure 4</b> : (a) Stries (b-c) Ponctuations (d) Fibules (e) Stigma (f) Épines .....	6
<b>Figure 5</b> : (a) Diatomées centriques, symétrie radiale ( <i>Cyclotella spp.</i> ). (b) Diatomées pennées, symétrie bilatérale ( <i>Gomphonema sp.</i> , <i>Navicula sp.</i> , <i>Cymbella sp.</i> ).....	7
<b>Figure 6</b> : Distributions verticales de la lumière (ombrage vert) et des nutriments (ombrage brun indiquant la chimiocline) dans l'océan supérieur. (Les flèches indiquent la direction de la nage/du flottement).....	8
<b>Figure 7</b> : Cycle de vie d'un Dinoflagellé (a) .....	11
<b>Figure 8</b> : Diagramme conceptuel des contrôles physiques, chimiques et biologiques interactifs sur la formation et la prolifération des efflorescences algales nuisibles le long du continuum eau douce - eau de mer. ....	12
<b>Figure 9</b> : Distribution mondiale des toxines PSP, DSP, NSP, ASP enregistrées en 2016 ( <a href="https://hab.who.edu/maps/regions-world-distribution/">https://hab.who.edu/maps/regions-world-distribution/</a> ).....	14
<b>Figure 10</b> : Distribution des espèces potentiellement toxiques en mer Méditerranée entre 1995 et 2019 .....	18
<b>Figure 11</b> : Exemples d'espèces toxiques de la mer Méditerranée. A) <i>Alexandrium minutum</i> coloré avec du calcofluor. B) <i>Azadinium dexteroporum</i> . C) <i>Dinophysis sacculus</i> . D) <i>Fibrocapsa japonica</i> . E) <i>Ostreopsis fattorussoi</i> coloré au calcofluor (avec l'aimable autorisation de S. Accoroni). F) <i>Prorocentrum lima</i> . G) <i>Pseudo-nitzschia multi-striata</i> . Barres d'échelle en A et B : 5 µm ; en C, D, E, F et G : 20 µm.....	19
<b>Figure 12</b> : La moule méditerranéenne <i>Mytilus galloprovincialis</i> . ....	21
<b>Figure 13</b> : huître, <i>Crassostrea gigas</i> ( <a href="https://www.wikiwand.com/fr/Magallana_gigas">https://www.wikiwand.com/fr/Magallana_gigas</a> ). ....	21
<b>Figure 14</b> : Mécanisme de filtration chez les bivalves ( <a href="http://www.glf.dfo-mpo.gc.ca">http://www.glf.dfo-mpo.gc.ca</a> ). ....	22
<b>Figure 15</b> : Présentation de la commune de Tipaza.....	23
<b>Figure 16</b> : la ferme conchylicole « CULTMARE ».....	24
<b>Figure 17</b> : Schéma de structure de filière conchylicole de CULTMARE .....	25
<b>Figure 18</b> : Aménagement du parc conchylicole en mer.....	26
<b>Figure 19</b> : Photo Satellite des stations d'échantillonnage au niveau de la ferme «CULTMARE».....	27

<b>Figure 20</b> : Mesure in-situ des paramètres physico-chimiques.....	28
<b>Figure 21</b> : Prélèvements des échantillons avec le filet à plancton.....	28
<b>Figure 22</b> : Prélèvement des échantillons collecter par les plongeurs de la ferme « CULTMAR ».....	29
<b>Figure 23</b> : Récupération d'eau intervallaire des moules et huîtres.....	29
<b>Figure 24</b> : Préservation des échantillons par du Lugol.....	30
<b>Figure 25</b> : Microscope othoplanphotonique type OPTIKA.....	31
<b>Figure 26</b> : Homogénéisation de l'échantillon.....	33
<b>Figure 27</b> : Remplissage de la chambre de sédimentation.....	33
<b>Figure 28</b> : Microscope inversé de type MOTIC AE3.....	34
<b>Figure 29</b> : Auto-analyzer SKALAR SAN <sup>plus</sup> .....	36
<b>Figure 30</b> :Variations temporelle de la température d'eau de mer dans la ferme aquacole « CULTMARE ».....	41
<b>Figure 31</b> :Variations temporelle de la salinité d'eau de mer dans la ferme aquacole « CULTMARE ».....	42
<b>Figure 32</b> : Variations spatio-temporelle des teneurs en oxygène d'eau de mer dans la ferme aquacole « CULTMARE ».....	43
<b>Figure 33</b> : Variations spatio-temporelle de potentiel hydrique (pH) d'eau de mer dans la ferme aquacole « CULTMARE ».....	43
<b>Figure 34</b> : Variation spatio-temporelle des teneurs en Nitrate d'eau de mer dans la ferme aquacole « CULTMARE ».....	44
<b>Figure 35</b> : Variation spatio-temporelle des teneurs en Nitrite d'eau de mer dans la ferme aquacole « CULTMAR ».....	45
<b>Figure 36</b> : Variation spatio-temporelle des teneurs en Phosphate d'eau de mer dans la ferme aquacole « CULTMAR ».....	45
<b>Figure 37</b> : Variation spatio-temporelle des teneurs en Silicate d'eau de mer dans la ferme aquacole « CULTMAR ».....	46
<b>Figure 38</b> : Les proportions de la richesse spécifique des trois groupes (Diatomées, Dinoflagellés et Divers) de la population de phytoplancton de la ferme aquacole « CULTMAR ».....	47
<b>Figure 39</b> : Variation spatio-temporelle de la richesse spécifique « S » du phytoplancton au niveau de la ferme aquacole « CULTMARE ».....	53
<b>Figure 40</b> : Graphe représentant les fréquences d'occurrences (%) des espèces de Dinoflagellés pour tous les échantillons.....	54

<b>Figure 41</b> : Graphe représentant les fréquences d'occurrences (%) des Diatomées pour tous les échantillons.....	55
<b>Figure 42</b> : Classes dominantes de phytoplancton observées dans la ferme conchylicole « CULTMARE ».....	56
<b>Figure 43</b> : Graphe représentant les abondances relatives (%) des Dinoflagellés dans la ferme conchylicole « CULTMARE ».....	56
<b>Figure 44</b> : Graphe représentant les abondances relatives (%) des Diatomées.....	57
<b>Figure 45</b> : Variation de l'abondance des groupes phytoplanctonique au niveau des stations d'échantillonnage dans la ferme conchylicole « CULTMARE ».....	58
<b>Figure 46</b> : Variations des densités moyennes cellulaires des groupes phytoplanctoniques au niveau des stations d'échantillonnages.....	59
<b>Figure 47</b> : Variations spatio-temporelles des densités moyennes phytoplanctonique dans la ferme conchylicole « CULTMARE ».....	59
<b>Figure 48</b> : Variation de l'indice de Shannon ( <b>H'</b> ) et de l'indice indice d'équitabilité ( <b>J'</b> ) et l'indice de Simpson ( <b>D</b> ) selon les stations.....	62
<b>Figure 49</b> : Évolution de la dynamique spatio-temporelle des espèces phytoplanctoniques de la station 1 (filière des moules) au niveau de la ferme conchyliculture « CULTMARE ».....	65
<b>Figure 50</b> : Évolution de la dynamique spatio-temporelle des espèces phytoplanctoniques de la station 2 (filière des moules) au niveau de la ferme conchyliculture « CULTMARE ».....	66
<b>Figure 51</b> : Évolution de la dynamique spatio-temporelle des espèces phytoplanctoniques de la station 3 (filière des huîtres) au niveau de la ferme conchyliculture « CULTMARE ».....	67
<b>Figure 52</b> : Évolution de la dynamique spatio-temporelle des espèces phytoplanctoniques de la station 4 (filière des huîtres) au niveau de la ferme conchyliculture « CULTMARE ».....	68
<b>Figure 53</b> : Évolution de la dynamique spatio-temporelle des espèces phytoplanctoniques de la station 5 (filière des huîtres) au niveau de la ferme conchyliculture « CULTMARE ».....	69
<b>Figure 54</b> : Concentrations des agents producteurs de phycotoxines au niveau de la ferme conchylicole « CULTMAR ».....	70
<b>Figure 55</b> : Le pourcentage d'abondance de la population de phytoplancton dans le liquide inter-valvaire des moules et des huîtres.....	71
<b>Figure 56</b> : Pourcentage de l'abondance du phytoplancton inter-valvaires des huîtres.....	72
<b>Figure 57</b> : Pourcentage de l'abondance du phytoplancton inter-valvaires des moules.....	72

## LISTE DES TABLEAUS

<b>Tableau 1:</b> Symptômes cliniques des différents types d'intoxication par les poissons et les crustacés .....	15
<b>Tableau 2 :</b> Autre types d'intoxication. ....	16
<b>Tableau 3 :</b> Liste des fermes conchylicoles en Algérie. ....	20
<b>Tableau 4 :</b> Tableau des coordonnées géographique des stations d'échantillonnage. ....	26
<b>Tableau 5 :</b> Calendrier des sorties de terrain .....	27
<b>Tableau 6 :</b> Inventaire des différentes espèces observées dans le site d'étude. ....	49
<b>Tableau 7 :</b> La matrice de corrélations entre les différents paramètres Hydrobiologiques dans la ferme « CULTMAR ». ....	61
<b>Tableau 8 :</b> Genres et espèces de phytoplancton potentiellement toxiques et/ou nuisibles identifiés au niveau de la ferme conchylicole « CULTMARE ».. ....	63
<b>Tableau 9 :</b> Seuils d'alerte Phytoplancton. ....	64

## LISTE DES ABREVIATION

**HAB** : Harmful Algal Bloom

**EAN** : Efflorescence Algal Nuisible

**PAN** : Prolifération Algal Nuisible

**IOC-UNESCO** : Intergovernmental Oceanographic Commission of UNESCO

**FAO** : Food and Agriculture Organization

**PSP** : Paralytic Shellfish Poisoning

**DSP** : Diarrheic Shellfish Poison

**NSP** : Neurotoxic Shellfish Poisoning

**ASP** : Amnesic Shellfish Poison

**CFP** : Ciguatera Fish Poisoning

**AZP** : Azaspiracid Shellfish Poisoning

**PSTs** : Paralytic Shellfish Toxins

**ENSSMAL** : Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral

**T** : Température

**C°** : Degré Celsius

**l** : Litre

**Psu** : Practical Salinity Unit

**pH** : Potentiel Hydrique

**mg/l** : Milligramme par litre

**m** : mètre

**Km** : kilomètre

**T** : Tonne

**St** : Station

**Fr** : Fréquence relative

**REPHYTOX** : Réseau de Surveillance des Phycotoxines dans les Organismes Marins

**Dn** : densité

**C°** : Degré Celsius

**Phyto** : Phytoplancton

**MPPH** : Ministère de la Pêche et des Productions Halieutiques

## LISTES DES PLANCHES

<b>Planche I :</b> Espèce de Diatomées observées au microscope inversé et optique avec grossissement $\times 40$ .....	50
<b>Planche II :</b> Espèce de Dinoflagellés observées au microscope inversé et optique avec grossissement $\times 40$ .....	51

## Introduction générale

La communauté phytoplanctonique, présente dans les masses d'eau, constitue la base de la chaîne alimentaire naturelle, grâce à laquelle la faune naturelle, y compris les populations de poissons et bivalves peut survivre. D'autre part, la production excessive de phytoplancton dans les masses d'eau entraîne des problèmes importants. Si les proliférations, ou efflorescences, sont excessives ou trop fréquentes, on parle d'eutrophisation, provoqué par l'enrichissement du milieu en éléments nutritifs, essentiellement le phosphore et l'azote, qui constituent un véritable engrais pour les plantes aquatiques (**Pal et Choudhury, 2014**).

Les efflorescences phytoplanctoniques, les efflorescences microalgales, les algues toxiques, les marées rouges ou les algues nuisibles sont tous des termes désignant ces phénomènes naturels. Les EAN peuvent épuiser l'oxygène et bloquer la lumière du soleil que les autres organismes ont besoin pour vivre, et certains EAN libèrent des toxines dangereuses pour les animaux et les humains. Les toxines des algues marines sont responsables d'une série de maladies humaines associées à la consommation de fruits de mer et à l'exposition à des toxines en aérosol. À l'échelle mondiale, les toxines d'algues marines sont responsables de plus de 60 000 incidents d'intoxication par an, avec un taux de mortalité global de 1,5 % (**Anderson, 2010**).

En Algérie, les fruits de mer sont peu consommés et la production conchylicole reste encore un peu limitée. Ceci peut expliquer le fait que nos populations aient été préservées des intoxications par les HABs, malgré la présence de nombreuses espèces toxiques sur nos côtes (**Frehi et al., 2007; Illoul et al., 2008a**). Il n'en demeure pas moins que ces dernières sont susceptibles de générer, dans le futur, des épisodes toxiques, notamment, avec la création de plusieurs sites aquacoles et l'aménagement des zones littorales protégées.

Ainsi, l'activité la plus importante serait la mise en place d'un programme de surveillance continue des biotoxines dans la chair des coquillages et une surveillance plus intensive des espèces phytoplanctoniques toxiques dans l'eau des élevages de moules et huîtres dans les fermes conchylicoles qui permet une meilleure capacité de prévision.

Dans ce contexte, l'Algérie tente de mettre en place de réseau national de la salubrité et de la surveillance du phytoplancton et des algues toxiques des milieux aquatiques a permis la détermination des caractéristiques physicochimiques, l'évaluation de la contamination

chimique dans l'eau, le sédiment et la biote, l'étude des peuplements phytoplanctoniques au niveau de la région centre de l'Algérie (FAO, 2020).

Parmi les projets de conchyliculture en Algérie, la ferme CULTMARE qui est une entreprise algérienne spécialisée dans l'élevage des moules et des huîtres implantées en bord de mer, à l'Est de Tipaza. Cette dernière fait l'objet d'une suspension de vente de ses produits (moules et huîtres) qui a duré du 14 mars au 11 avril 2021 au motif « d'intoxication probable » d'un client. En effet, l'Autorité de la Wilaya et les services concernés ont pris la décision de soumettre la ferme à une enquête rigoureuse.

Sous cette optique, l'objectif de cette étude est de contribuer à l'évaluation qualitative et quantitative de la composition taxonomique des assemblages de phytoplanctons potentiellement toxiques et/ou nuisibles dans la ferme conchylicole « CULTMARE » soupçonné d'être la raison d'une intoxication alimentaire lié à la consommation des moules dans la région. Par conséquent, cette mémoire peut fournir des informations précieuses aux enquêtes futures sur le phytoplancton toxique dans les fermes aquacoles, pour la prédiction et la prévention de ses effets nocifs qui peuvent mettre en danger (menacer) la santé du consommateur.

Ainsi, trois chapitres ont été développés dans cette étude à savoir :

Un premier chapitre : **une Synthèse bibliographique**, qui apporte quelques définitions et illustrations sur le monde du phytoplancton. Il s'applique également à présenter la problématique des phénomènes d'efflorescences toxiques, et leurs différents effets écologiques et écotoxiques ;

Un deuxième chapitre : **Matériels et méthodes**, dans lequel est présentée la zone d'étude, et sont décrites les techniques de prélèvement, de mesure de quelques facteurs biologiques environnementaux qui agissent sur la structure et la dynamique des communautés phytoplanctoniques.

Un troisième chapitre : **Résultats et discussion**, dans lequel les caractéristiques physicochimiques des eaux de la zone d'étude sont décrites. A la suite, sont présentées les abondances des populations phytoplanctoniques échantillonnées dont une partie est consacrée à la description des espèces potentiellement toxiques et/ou nuisibles inventoriées. En fin, une conclusion générale était tirée.

## I. Chapitre 1 : Généralité

### I.1 Aperçu sur le monde phytoplanctonique

#### I.1.1 Définition

Le plancton végétal, ou phytoplancton est un ensemble des micro-organismes aquatiques flottants, photosynthétiques, formé d'une seule cellule (microalgues) qui sont solitaires ou coloniales, se déplacent d'un endroit à l'autre, soit activement grâce à leurs organes locomoteurs (flagelles), soit passivement sous l'effet des courants d'eau. Le nom "phytoplancton" vient des mots grecs "φυτόν" (phyton), qui signifie "plante", et "πλαγκτός" (planktos), qui signifie "vagabond" ou "dériveur" (**Pal et Choudhury, 2014**). Le phytoplancton est responsable de la production de 50 à 90 % de l'oxygène contenu dans l'air que nous respirons (**Hoppenrath et al., 2009**) ; Il constitue la partie photoautotrophe du plancton et un producteur primaire majeur de carbone organique dans le pélagique des mers et des eaux intérieures (**Reynolds, 2006**). La plupart des phytoplanctons vivent dans les eaux ouvertes de surface des lacs, des rivières et des océans. Les genres phytoplanctoniques microscopiques sont représentés par différents groupes d'algues comme les Cyanobactéries, les Chlorophytes, les Bacillariophytes, les Eugénophytes, les Prymnésiophytes, etc. Par conséquent, l'identification des genres planctoniques nécessite une bonne connaissance de la taxonomie des algues (**Pal et Choudhury, 2014**).

#### I.1.2 Aperçu historique

La découverte du plancton est relativement récente et est directement liée aux avancées technologiques et notamment l'invention du microscope par Hooke en 1665. Même si l'on supposait l'existence d'organismes microscopiques flottant à la surface depuis le 18<sup>ème</sup> siècle, les dessins restent fantaisistes et les premières descriptions scientifiques datent du 19<sup>ème</sup> siècle avec Hensen, Nitzsch, Grunow et Peragallo. Ce dernier propose la première classification du phytoplancton. Cependant, la diversité planctonique est très importante et variable à la fois dans le temps et l'espace. De ce fait, de nouvelles espèces sont découvertes régulièrement (**Horner, 2005**).

#### I.1.3 Organisation

Le phytoplancton regroupe deux catégories d'organismes bien marqués basés sur un caractère cytologique, à savoir la présence ou l'absence de membrane nucléaire. Les individus sont classés sous le nom d'eucaryotes ou algues vraies, ceux qui en sont dépourvus sous le nom de procaryotes (**Prescott et al. 2013**). Dans l'approche actuelle, la phylogénie est sur le processus d'évolution grâce aux avancées technologiques en biologie moléculaire. Huit principales

classes différenciées selon des critères morphologiques, cytologiques, biochimiques et reproductifs sont recensées dans les milieux aquatiques.

### I.1.3.1 Cyanophyta (Cyanobactéries)

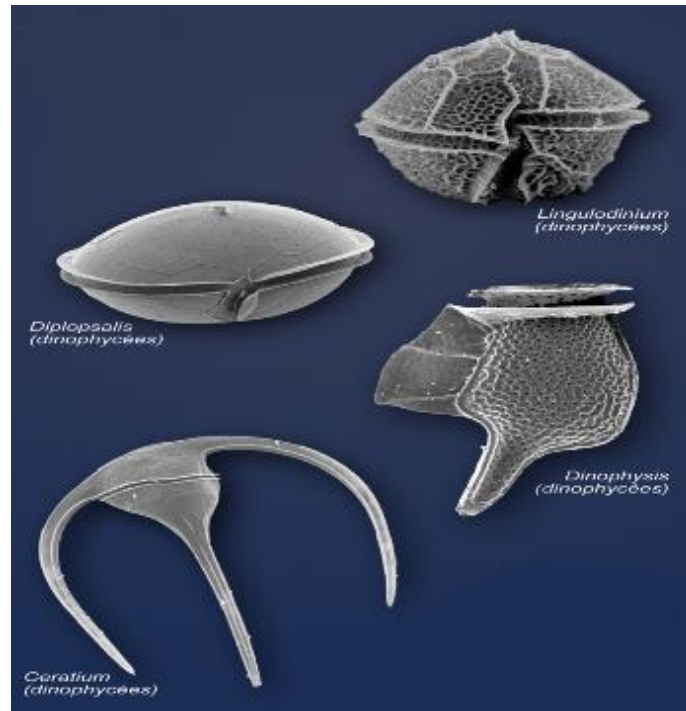
Le phylum Cyanophyta (Myxophycées, algues bleues) se distingue des autres algues par une organisation cellulaire procaryote, c'est-à-dire qu'il est dépourvu de noyaux organisés à double membrane, de chromatophores et de mitochondries, et possède des pigments photosynthétiques caractéristiques, notamment des biliprotéines, de la myxoxanthine et de la myxoxanthophylle, en plus de la chlorophylle-a et du  $\beta$ -carotène. Il n'y a pas de cellules flagellées et le déplacement des stades mobiles s'effectue par une action de glissement caractéristique. Cependant, certaines cellules spécialisées, appelées hétérocystes, sont produites chez de nombreuses espèces (**Kumar et Singh, 1979**). Sur le plan taxonomique, elles se regroupent en quelque 2 000 espèces réparties en 150 genres (**Duy et al., 2000**).

### I.1.3.2 Les Chlorophyta

Ce groupe est extrêmement vaste et morphologiquement très diversifié, il existe environ 2 650 espèces (**John, 1994**). Les chlorophycées sont des algues vertes, les membres peuvent être unicellulaires, coloniales, filamenteuses, siphonacées et thalloïdes. Ces algues (unicellulaires et coloniales) peuvent avoir deux flagelles ou plus. Leurs principales caractéristiques de cette classe sont l'utilisation de l'amidon comme principale réserve alimentaire (**Markov, 2002 ; Reynolds, 2006**). Ce sont des eucaryotes à noyau bien individualisé ; elles possèdent des plastes d'un vert franc contenant de la chlorophylle « a » et « b » associé à «  $\alpha$  » et «  $\beta$  » : carotène et des xanthophylles (**Iltis, 1980**).

### I.1.3.3 Dinophyta (Les Dinoflagellés)

Les Dinoflagellés (du grec, *dino*, "tourbillon" et du latin *flagellum*, "fouet, fléau") sont des protistes unicellulaires eucaryotes mais certaines espèces sont coloniales et la formation de chaînes est courante. Elles possèdent deux flagelles distincts pendant au moins une partie de leur cycle de vie, de taille qui varie entre 2 à 2 000  $\mu$ m (**Taylor et al., 2008**). Plus de 2 300 espèces ont été décrites (Figure 1) (**Gómez, 2012**), dont plus de 180 espèces marines benthiques et 350 espèces d'eau douce (**Mertens et al., 2012 ; Hoppenrath et al., 2014**). C'est des espèces qui peuvent vivre dans tous les environnements aquatiques (**Taylor et al., 2008**).



**Figure 1** : Certains des genres de Dinoflagellés les plus courants (<http://www.plancton-du-monde.org/module-formation/dino.html>).

Ces microorganismes ont divers mécanismes d'alimentation et utilisent différents modes de nutrition : ils peuvent être phototrophes, hétérotrophes et mixotrophes, comme elles peuvent être libres, endosymbiontes ou parasites (**Jeong *et al.*, 2010**). les Diatomées, les Coccolithophoridés et les Dinoflagellés font partie des producteurs primaires marins les plus importants, jouant ainsi un rôle important dans le cycle global du carbone.

Certaines espèces produisent des toxines qui ont un impact sur la santé humaine par la consommation de fruits de mer ou d'eau contaminés ou par l'exposition aux aérosols (**Hackett *et al.*, 2004**).

#### **I.1.3.4 Les Euglénophyta**

Algues unicellulaires flagellées, ils se trouvent principalement dans des habitats d'eau douce, mais quelques espèces marines sont connues. Ces espèces sont caractérisées par des corps cellulaires cylindriques allongés ressemblant à des vers et de nombreux chloroplastes discoïdes avec un pyrénoïde nu. (**Kim *et al.*, 2016** ; **Not *et al.*, 2012** ; **Chu, 1946**). Les pigments caractéristiques sont les chlorophylles *a* et *b* associée à du  $\beta$ -carotène et des xanthophylles.

### I.1.3.5 Haptophyta

La division Haptophyta est un groupe d'algues unicellulaires, qui sont principalement marines. Ils apparaissent généralement jaune-brun à des densités de population élevées (en culture ou en efflorescence) en raison des pigments caroténoïdes accessoires. La plupart des haptophytes se présentent sous des formes solitaires mobiles ou non mobiles, les cellules sont généralement recouvertes d'écailles plus ou moins complexes, allant de structures calcifiées élaborées appelées "coccolithes", généralement visibles en microscopie optique, à des écailles organiques non minéralisées ornementées. Les écailles et les coccolithes sont utilisés pour l'identification des espèces (**Bendif *et al.* 2011, Chrétiennot-Dinet *et al.*, 2014**). Actuellement, environ 330 espèces sont décrites, réparties en deux classes, les *Coccolithophyceae* (Prymnesiophyceae) et les *Pavlovophyceae* (**Jordan *et al.* 2004 ; Bendif *et al.*, 2011**)

### I.1.3.6 Crysophyta

Algues unicellulaires, coloniales et filamenteuses. Souvent uniflagellées, ou inégalement biflagellées. Contiennent de la chlorophylle « a », « c1 » et « c2 », généralement masquées par un pigment accessoire abondant, la fucoxanthine, conférant aux cellules une couleur dorée distinctive. Cellules parfois nues ou enfermées dans une lorica en forme d'urne, parfois avec des écailles siliceuses. C'est un Groupe très reclassé, comporte plusieurs classes et ordres dans le plancton (**Sieburth *et al.*, 1978**). La reproduction sexuelle est généralement isogame par une union de gamètes flagellés et non flagellés, (**Smith, 1950**).

### I.1.3.7 Cryptophyta

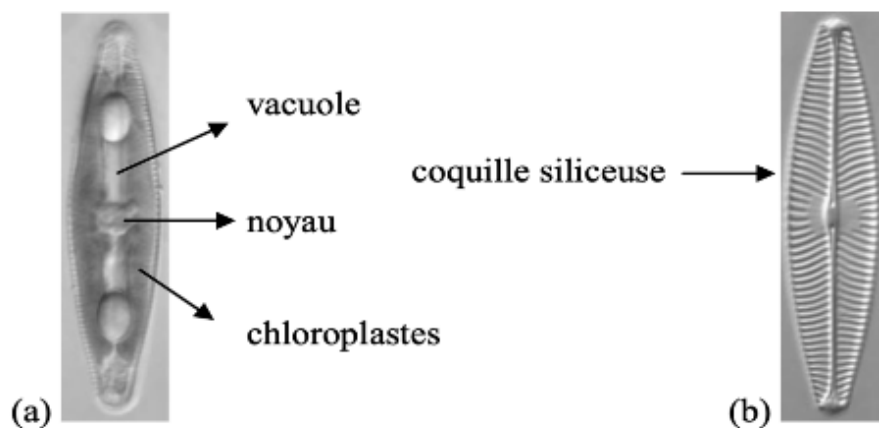
Les Cryptophytes sont des organismes vivants unicellulaires, photosynthétiques pour la plupart, elles regroupent environ 23 genres et 150 espèces, sont répartis entre 7 familles d'un même ordre (**Butcher, 1967**). Leur plaste contenant de la chlorophylle « a » et « c2 », phycobiliprotéines accessoires ou autres pigments colorant les cellules en brun, bleu, bleu-vert ou rouge. Ce sont des espèces d'eau douce et d'eau de mer (**Reynolds, 2006**). Les produits de la photosynthèse sont des hydrates de carbone solides, dans certains cas de l'amidon. Les cellules de Cryptophyta possèdent deux flagelles légèrement inégaux et possèdent une structure très spécialisée et caractéristique (**Fritsch, 1935**).

### I.1.3.8 Bacillariophyta (Les diatomées)

Algues microscopiques unicellulaires (eucaryotes) variant de quelques micromètres à plus de 500 micromètres (0,5 millimètre). Elles sont particulièrement abondantes au début du printemps et à l'automne. Selon **Mann et Droop (1996)** il pourrait exister jusqu'à 200000 taxons de Diatomées sur la planète dont ils affirment que 10 % ont été nommés, soit environ 20 000

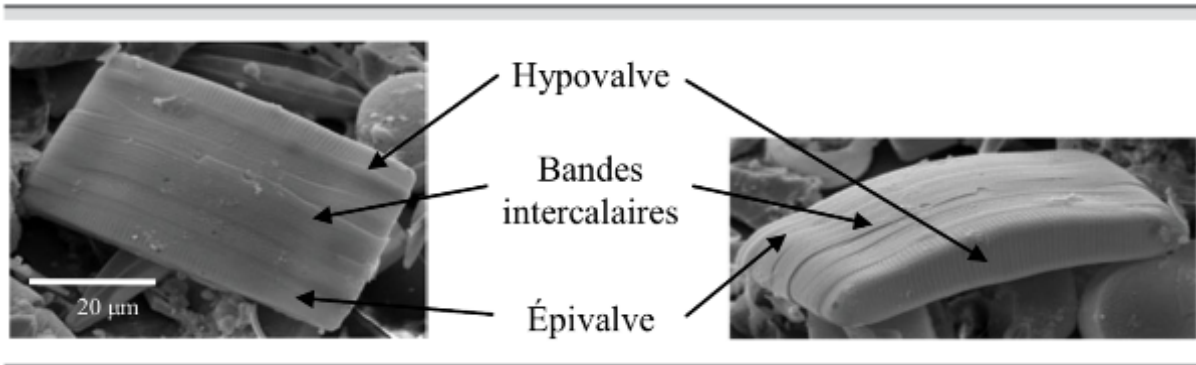
espèces. Les Diatomées sont souvent utilisées comme indicateurs de la qualité de l'eau (**Van Dam et al., 1994 ; Potapova et Charles, 2007 ; Zalack et al., 2010**). En raison de leur grande diversité et spécificité d'habitat, elles sont considérées comme le groupe le plus important du phytoplancton eucaryote. En effet, ce groupe assure 40 % de la productivité primaire marine (**Falciatore et Bowler, 2002**). Elles représentent une source importante de nourriture pour les organismes aquatiques (**Debenest et al., 2009**).

Leur caractéristique particulière est d'avoir un squelette externe siliceux ( $\text{SiO}_2$ ) à l'intérieur duquel se trouve le contenu cellulaire (noyau, chloroplastes, mitochondries, vacuoles, etc.) (Figure 2) (**Lavoie et Hamilton, 2008**).

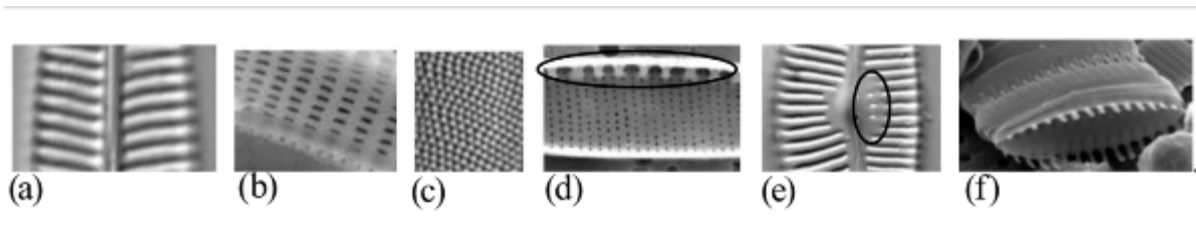


**Figure 2 :** (a) *Navicula lanceolata* avec contenu cellulaire (b) *Navicula lanceolata* sans contenu cellulaire (**Lavoie et Hamilton, 2008**).

Le frustule (squelette ou coquille siliceuse) des Diatomées est formé de deux valves qui s'emboîtent l'une dans l'autre (Figure 3). La partie la plus grande du frustule est l'épivalve et la partie plus petite est l'hypovalve. Des bandes intercalaires (ceintures connectives) relient les deux valves. Chaque espèce de diatomées possède une ornementation (stries, fibules, ponctuations, stigma, épines, etc.), particulière qui permet l'identification (Figure 4).



**Figure 3 :** Frustule d'*Eunotia sp.* (Microscope électronique à balayage) (Lavoie et Hamilton, 2008).



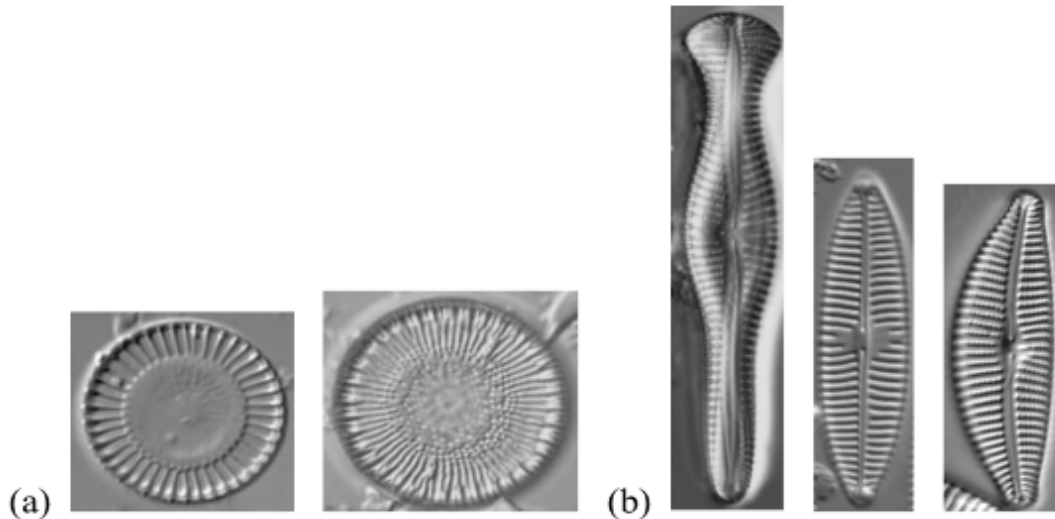
**Figure 4 :** (a) Stries (b-c) Ponctuations (d) Fibules (e) Stigma (f) Épines (Lavoie et Hamilton, 2008).

Les pigments des chloroplastes, les chromatophores, confèrent aux Diatomées un aspect brunâtre, ce sont les caroténoïdes (xanthophylle, fucoxanthine...) qui masquent la couleur des chlorophylles et permettent de classer les diatomées parmi les espèces d'algues brun-jaune (Johnston *et al.*, 2001).

Les Diatomées se reproduisent par séparation des deux valves de la frustule et sécrétion d'une nouvelle hypovalve. Chaque division produit une cellule de même taille que la cellule mère, ainsi qu'une cellule plus petite. Ce processus de bipartition engendre alors une réduction progressive de la taille de l'espèce (Lavoie et Hamilton, 2008).

Les fossiles de diatomées les plus anciens remontent au Crétacé, il y a plus de 180 millions d'années (Round *et al.*, 1990).

On retrouve deux formes générales de Diatomées : Les centriques et les pennées (Figure 5). Les Diatomées centriques ont une symétrie radiale et les Diatomées pennées ont une symétrie bilatérale.



**Figure 5 :** (a) Diatomées centriques, symétrie radiale (*Cyclotella spp.*). (b) Diatomées pennées, symétrie bilatérale (*Gomphonema sp.*, *Navicula sp.*, *Cymbella sp.*) (**Lavoie & Hamilton, 2008**).

#### I.1.4 La répartition spatiale du phytoplancton

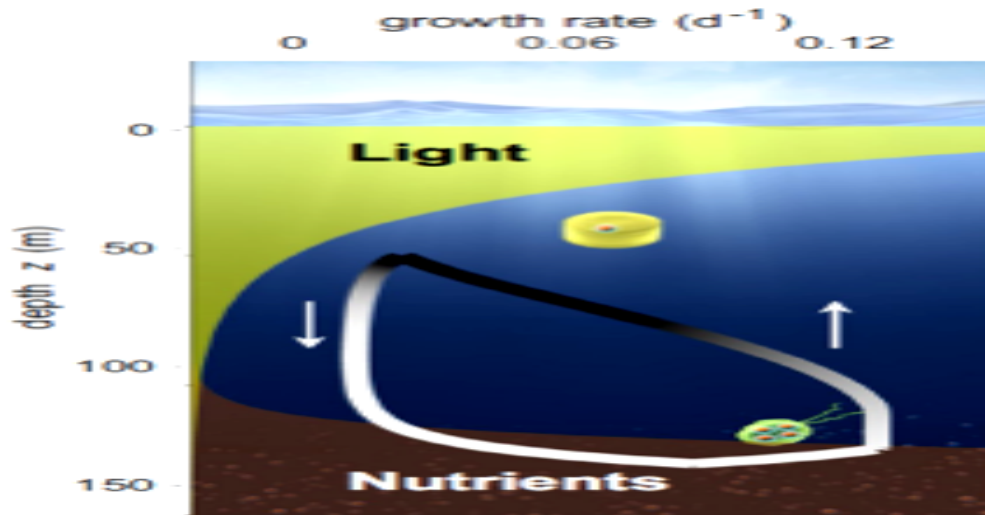
##### I.1.4.1 Distribution horizontale

La répartition horizontale du phytoplancton de manière non homogène entraîne des différences majeures dans les assemblages en milieu marin. Cette distribution peut être due aux variations des conditions physiques et chimiques. La vitesse du courant est-elle même dépendante de la vitesse du vent et, par conséquent, les différences dans les assemblages sur le plan horizontal peuvent perdurer tant que le vent influe. De plus, le vent fluctue en intensité et en direction, il provoque de nouveaux schémas de distribution qui se superposent aux anciens. Ainsi, aucun organisme individuel n'adopte une position permanente et chaque individu est susceptible de se faire transporter (**Padisák, 2004**).

##### I.1.4.2 Distribution verticale

La distribution du phytoplancton peut en effet varier significativement avec la profondeur, les schémas de distribution peuvent devenir encore plus complexes quand les gradients de lumière ou d'éléments nutritifs s'y rajoutent (figure 6) (**Reynolds, 1984**). L'intensité lumineuse diminue avec la profondeur et sa composition spectrale change. La concentration des éléments nutritifs augmente avec la profondeur. Les éléments nutritifs (azote, phosphore, silice) sont consommés dans la zone euphotique, si bien que leur concentration va chuter jusqu'à une concentration qui va limiter la croissance algale. Les concentrations qui permettent la

croissance algale peuvent être restaurées grâce aux cyanobactéries fixatrices d'azote. Cependant, l'oxygénation de la couche inférieure de la colonne va profondément affecter la forme, la quantité et la disponibilité des nutriments. Il en résulte que la stratification thermique va amener à une séparation entre une couche de surface bien illuminée, oxygénée et une couche profonde moins lumineuse (Sommer, 1988).



**Figure 6 :** Distributions verticales de la lumière (ombrage vert) et des nutriments (ombrage brun indiquant la chimiocline) dans l'océan supérieur (Smith, S.2020). (Les flèches indiquent la direction de la nage/du flottement).

Il a été signalé que le mélange des vents ainsi que les vents favorisant les remontées d'eau ont permis le transport de l'eau vers la côte. Cela explique le transport des eaux estuariennes vers la zone côtière qui a conduit à la rupture de la stratification verticale et a favorisé la stratification horizontale. Ainsi, on peut dire que le développement des "blooms" n'est pas seulement un phénomène régulé par les nutriments, mais implique également des processus physiques (Vargo et al., 2001).

## I.2 Bloom phytoplanctonique (Efflorescence algale ou HAB)

### I.2.1 Définition

Le bloom phytoplanctonique ou efflorescence phytoplanctonique est une augmentation relativement rapide de la concentration des cellules phytoplanctoniques dans une masse d'eau, selon les espèces concentrées, la prolifération peut engendrer la coloration des eaux en rouge, en vert, en brun (Pal et Choudhury, 2014).

En effet, les événements toxiques ou nuisibles associés à la prolifération de microalgues semblent se développer en termes d'occurrence, de répartition spatiale, et de diversité des organismes impliqués, causant des préjudices croissants à la fois à la santé humaine, mais également à l'économie liée à l'exploitation des ressources marines (**Smayda, 1990, Sournia et al., 1991 ; Hallegraeff, 1993**). Ces derniers sont de plus en plus documentés au cours des dernières décennies. Des efflorescences étendues de Dinoflagellés peuvent provoquer une coloration de l'eau connue sous le nom de marée rouge, Certaines espèces sont une source importante de bioluminescence (**Hackett et al., 2004**).

Ces efflorescences de microalgues sont désignées par le terme Harmful Algal Bloom (HAB) ou Proliférations Algales Nuisibles (PAN). Ces PAN peuvent être classés en trois groupes en fonction de leurs conséquences :

- Un premier groupe représente des PAN composés par des espèces non toxiques (ex : *Noctiluca*, *Scrippsiella*) (**Daranas et al., 2001**). Si les concentrations sont trop importantes le milieu devient hypoxique ou anoxique.
- Le second groupe de PAN est associé aux microalgues ichtyotoxiques capables de produire des toxines hémolytiques (ichtyotoxines) provoquant des dommages au niveau des branchies des poissons (**Yasumoto et al., 1980 ; Daranas et al., 2001**).
- Le troisième groupe de PAN représente les espèces de microalgues toxiques. Ces microorganismes planctoniques et benthiques, sont la première source de biotoxines chez les mollusques bivalves (**FAO, 2004**).

## 1.2.2 Aperçu historique

Les efflorescences algales nuisibles ne sont pas un phénomène nouveau. On trouve des Dinoflagellés dans les archives fossiles depuis des millions d'années et les Cyanobactéries ont été les premières formes de vie photosynthétiques sur Terre. Selon le Dr Don Anderson, qui étudie les espèces d'algues à l'Institut océanographique de Woods Hole, dans le Massachusetts, " il y a plus d'espèces d'algues toxiques, plus de toxines d'algues, plus de ressources halieutiques touchées, plus de perturbations du réseau alimentaire et plus de pertes économiques dues aux efflorescences algales nuisibles que jamais auparavant " (**Anderson et al. 1993**). L'intérêt porté aux HAB est dû, en grande partie, à la sensibilisation accrue du public aux impacts négatifs sur les ressources marines (échouages et décès de mammifères marins, d'oiseaux et de tortues de mer), à l'augmentation des efforts de surveillance et à l'amélioration des méthodes de détection, ainsi qu'à l'établissement de liens entre l'exposition initiale et les symptômes ultérieurs présentés par les organismes exposés à une espèce d'HAB (**Newton et al., 1999**).

### I.2.2.1 Bases de données exploitées

Les scientifiques ont exploité à la fois la base de données mondiale sur les événements liés aux algues nuisibles, qui comprend 9 503 événements ayant un ou plusieurs impacts sur la société humaine, et la base de données du système d'information sur la biodiversité des océans (SIBO), qui contient 7 millions d'enregistrements d'observations de microalgues, dont 289 668 occurrences d'espèces d'algues toxiques.

L'étude a révélé que les événements HAB enregistrés au niveau régional, après avoir été corrigés pour tenir compte des niveaux plus élevés d'effort de surveillance, ont :

Les impacts des 9503 événements sur les humains se répartissent comme suit :

- 48% impliquent des toxines de fruits de mer ;
- 43% de comptages élevés de phytoplancton et/ou de décolorations de l'eau avec un impact socio-économique ;
- 7 % de mortalités massives d'animaux ou de plantes ;
- 2% ont causé d'autres impacts (y compris la production de mousse et de mucilage) ;

(De plus, dans 11 % des cas, un seul incident a eu des impacts multiples, par exemple à la fois une décoloration de l'eau et une mortalité massive).

des enregistrements d'événements liés à des toxines de fruits de mer :

- 35 % étaient des toxines paralysantes des mollusques (PSP)
- 30 % de toxines diarrhéiques des mollusques (DSP)
- 9% d'intoxication par la ciguatera (CFP)
- 9 % de toxines cyanobactériennes marines et d'eau saumâtre
- 7 % Toxines amnésiques des mollusques (ASP)
- 10 % autres, y compris les toxines neurotoxiques des mollusques (NSP), les toxines azaspiracides des mollusques (AZA) et les aérosols toxiques (IOC-UNESCO, 2021).

### I.2.3 Aperçu de la dynamique du cycle de vie des espèces d'efflorescences algales nuisibles

Le phytoplancton qui provoque la prolifération d'algues à un cycle de vie multiphasique qui joue un rôle important dans la dynamique et l'influence de ces espèces. Ces étapes du cycle de vie comprennent différentes formes, interactions avec l'environnement, comportements et rôles fonctionnels. Certaines espèces de HAB, en cas de stress, les Dinoflagellés peuvent former des kystes dormant dans leur cycle de vie qui leur permet d'échapper à la prédation ou à des conditions environnementales défavorables, en particulier lorsqu'ils se trouvent dans des habitats anoxiques et de former des efflorescences dans les régions tempérées (figure 7), par

exemple dans le cas de *Scrippsiella trochoidea*, la période de dormance de ces kystes temporaires est de 6 à 13 jour (Anderson *et al.* 1987 ; Chapelle *et al.*, 2014 ; Feifel *et al.* 2015). Le stade de kyste représente une stratégie efficace de survie et de dispersion, et permet le transport des espèces par les courants océaniques, les poissons, ou même les humains (via le rejet des eaux de ballast) (Taylor *et al.*, 2008). Les kystes transportés dans de nouvelles zones peuvent agir comme une population "semence", sont donc un excellent mode de colonisation ou de contamination (le cas des espèces toxiques) des écosystèmes sur le long terme. (Anderson *et al.*, 2014 ; Chapelle *et al.*, 2014).

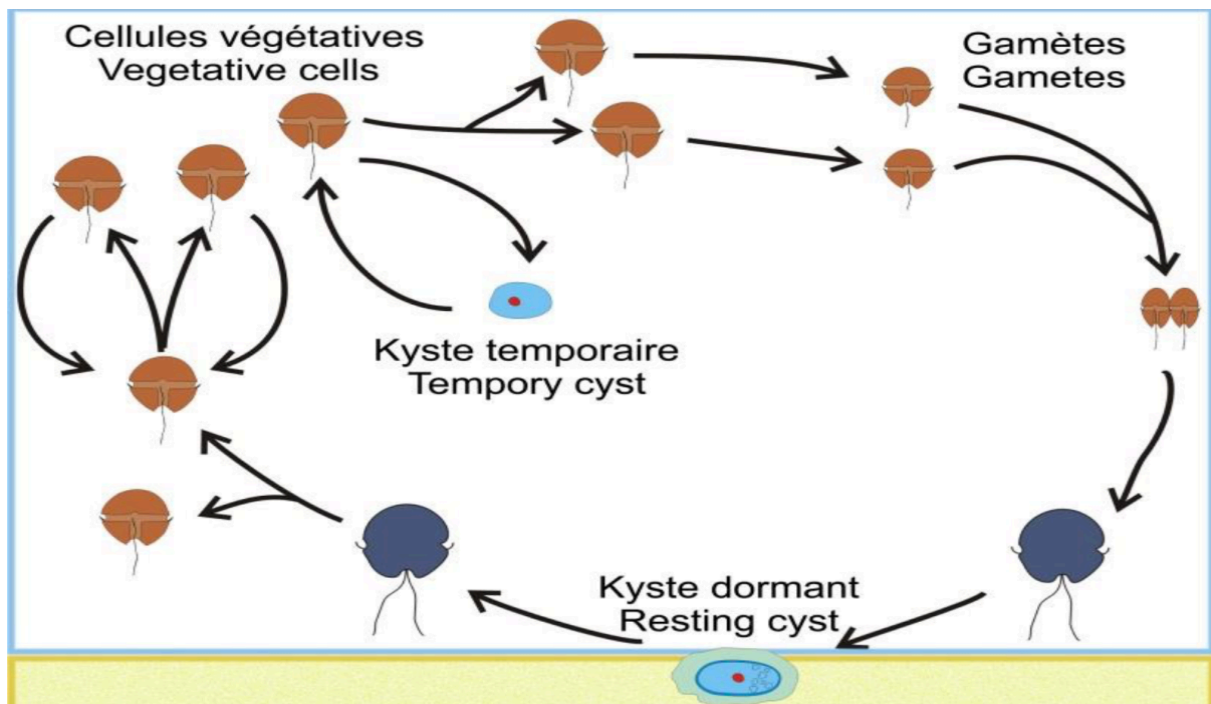


Figure 7 : Cycle de vie d'un Dinoflagellé (Chapelle *et al.*, 2016).

#### I.2.4 Les causes des efflorescences algales nuisibles

Les efflorescences algales nuisibles (EAN) sont un phénomène naturel dans les écosystèmes côtiers, en effet, les activités humaines contribuent à l'augmentation de la fréquence de certaines EAN. Bien que, toutes les EAN ne se produisent pas dans des environnements à forte teneur en nutriments, l'augmentation de la charge en nutriments a été reconnue comme un facteur probable contribuant à l'augmentation de l'occurrence des HAB à forte biomasse (GEOHAB, 2006 ; Heisler *et al.*, 2008).

D'autres changements environnementaux induits par l'homme qui peut favoriser le développement de certaines EAN comprennent les changements dans les régimes de nutriments, l'altération des réseaux alimentaires par la surpêche (Jackson, *et al.*, 2001),

l'introduction d'espèces non indigènes (Hallegraeff et Bolch, 1992 ; Vanderploeg, *et al.*, 2001).

Il convient également de noter que le changement climatique influencera certainement la dynamique des HABs d'une manière ou d'une autre, étant donné que de nombreux processus critiques régissant cette dynamique, tels que la température, la stratification, les remontées d'eau et les schémas de circulation océanique, ainsi que, les flux d'eau douce et d'eau de mer, peuvent avoir une incidence sur les HAB (Edwards *et al.*, 2006).

### I.2.5 Les causes spécifiques des EAN

Sont complexes, varient selon les espèces et les lieux, et ne sont pas toutes bien comprises (figure 8). En général, les espèces d'algues prolifèrent lorsque :

- Les conditions environnementales (par exemple, la disponibilité des nutriments, de la lumière, de la température, de la salinité, potentiel hydrogène etc.), sont optimales pour la croissance cellulaire.
- D'autres facteurs biologiques : par exemple, la migration verticale, le broutage, les infections virales, allélopathie, mixotrophie et le parasitisme.
- Les facteurs physiques : par exemple, le transport détermine si une croissance cellulaire accrue entraînera une accumulation de biomasse.

Le défi pour comprendre les causes des HAB provient de la complexité de ces interactions biologiques, chimiques et physiques et de leur influence variable sur la croissance et le développement des efflorescences chez différentes espèces (Hoagland et Scatista, 2006).

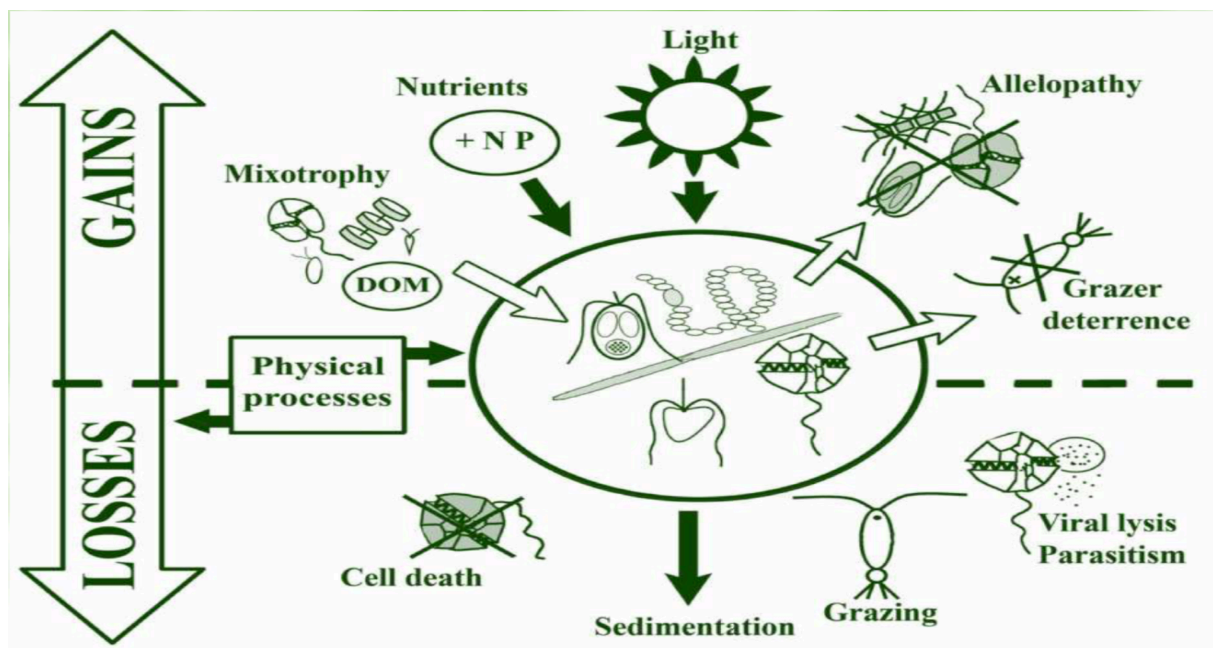


Figure 8 : Facteurs qui influence la prolifération des microalgues (Granéli et Turner, 2006).

## **I.2.6 Impact du phytoplancton toxique et /ou nuisible**

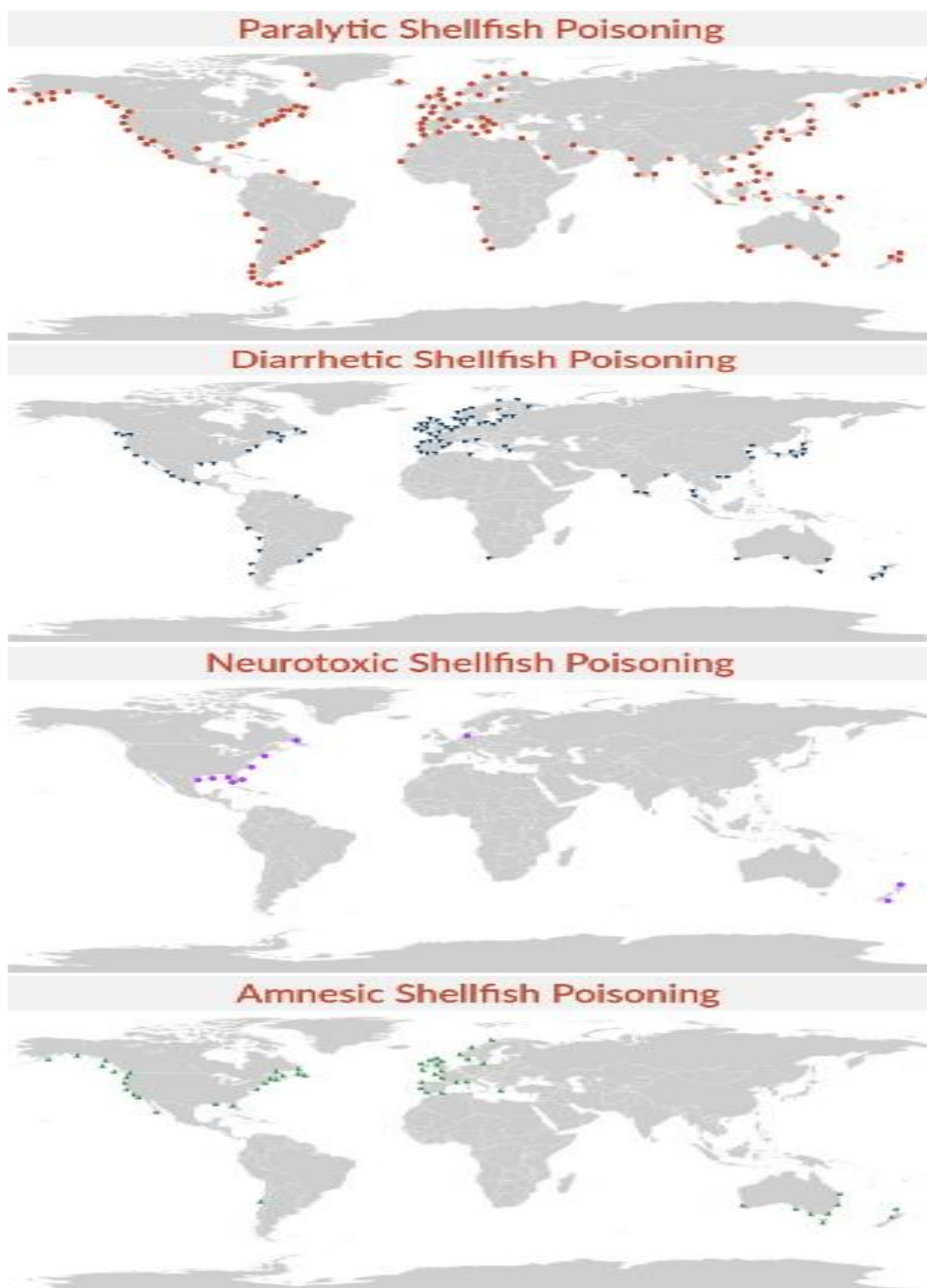
Selon **IOC-UNESCO (2021)**, 5000 espèces microalgales planctoniques marines recensées à travers le monde, environ 250 ont été identifiées comme responsables d'efflorescences algales massives. Parmi les nombreuses espèces constituant le phytoplancton, quelques-unes produisent des toxines que l'on appelle **phycotoxines**. Parmi ces espèces, 90% sont des flagellés, et plus particulièrement des Dinoflagellés (**Smayda, 1997**).

### **I.2.6.1 Impact sur la santé humaine**

Les phycotoxines (toxines) produites par les microalgues, sont accumulées par les organismes phytoplanctonophages (mollusques, bivalves principalement, mais également gastéropodes, crustacés, ainsi que certains poissons). Ces organismes jouent le rôle de vecteurs sains : ils ne sont pas affectés par ces toxines, mais sont toxiques pour les consommateurs secondaires dont l'Homme (Tableau 1 et 2). Les phycotoxines impliquées dans des intoxications humaines au niveau mondial sont de cinq types:

- PSP ou toxines paralysantes
- DSP ou toxines diarrhéiques
- NSP ou neurotoxines
- ASP ou toxines amnésiantes
- CFP ou toxines ciguatériques

Les toxines PSP sont les plus répandues dans le monde, suivies des toxines DSP. Les occurrences de toxines ASP et NSP sont plus localisées géographiquement (Amérique du nord, Nouvelle-Zélande). Les toxines CFP ne sont présentes que dans les zones tropicales (**Figure 9**) (**Belin et Raffin, 1998**).



**Figure 9 :** Distribution mondiale des toxines PSP, DSP, NSP, ASP enregistrées en 2016 (<https://hab.who.edu/maps/regions-world-distribution/>).

**Tableau 1:** Symptômes cliniques des différents types d'intoxication par les poissons et les crustacés (Hallegraeff et al.,2004 ; Newton et al.,1999)

<b>Types de toxine</b>	PSP ou toxines paralysantes	DSP ou toxines diarrhéiques	ASP ou toxines amnésiantes	NSP ou neurotoxines	CFP ou toxines ciguatériques
<b>Organisme responsable</b>	<i>Alexandrium catenella</i> <i>Alexandrium minutum</i> <i>Alexandrium tamarense</i> <i>Gymnodinium catenatum</i> <i>Pyrodinium bahamense var. compressum</i>	<i>Dinophysis acuminata</i> <i>Dinophysis acuta</i> <i>Dinophysis fortii</i> <i>Dinophysis norvegica</i> <i>Prorocentrum lima</i>	<i>Pseudo-nitzschia multiseriis</i> ; <i>Pseudo-nitzschia pungens</i> <i>Pseudo-nitzschia pseudo-delicatissima</i> <i>Pseudo-nitzschia australis</i> <i>Pseudo-nitzschia seriata</i> <i>Pseudo-nitzschia delicatula</i>	<i>Karenia brevis</i> ; <i>K. papilionacea</i> <i>K. selliformis</i> <i>K. bicuneiformis</i>	<i>Gambierdiscus toxicus</i> <i>Ostreopsis siamensis</i> <i>Coolia monotis</i>
<b>Toxines produites</b>	Saxitoxine ; Néosaxitoxine ; Gonyautoxine.	Acide okadaïque ; <i>Dinophysis</i> toxine.	Acide domoïque	Brévétoxine	Ciguatoxine ; Maïtotoxine ; Scaritoxine ; Gambierol.
<b>Les symptômes</b>	Dans les 30 min : Sensation de picotement ou engourdissement autour des lèvres, s'étendant progressivement au visage et au cou ; sensation de picotement au bout des doigts et des orteils ; maux de tête, vertiges, nausées, vomissements, diarrhée.	Après 30 min à quelques heures (rarement plus de 12 heures) : diarrhée, nausées, vomissements, douleurs abdominales.	Après 3 à 5 heures : nausées, vomissements, diarrhée, crampes abdominales.	Après 3 à 6 heures : frissons, maux de tête, diarrhée, faiblesse musculaire, douleurs musculaires et articulaires, nausées et vomissements.	Après 12 à 24 heures : diarrhée, douleurs abdominales, nausées, vomissements.
<b>Traitement</b>	On pompe l'estomac du patient et on lui donne la respiration artificielle. Aucun effet durable.	Rétablissement après trois jours, indépendamment du traitement médical.	Il n'existe pas d'antidote. Dans de nombreux cas, la guérison de l'ASP n'est jamais complète, car beaucoup de victimes souffrent de pertes de mémoire à court terme.	Le rétablissement survient normalement dans les heures ou les jours, avec peu d'effets secondaires.	Il n'existe pas de traitement spécifique. Le calcium et le mannitol peuvent aider à soulager les symptômes.

**Tableau 2** : Autre types d'intoxication.

Types de toxine	Intoxication par cyanobactérie(Hépatotoxicité)	Palytoxicose	AZP ou toxine aux azaspiracides
<b>Organisme responsable</b>	<i>Anabaena</i> sp., <i>Aphanizomenon</i> sp., et <i>Microcystis</i> sp.	<i>O.cf.ovata</i> , <i>O. siamensis</i> et <i>O. mascarenensis</i>	<i>Azadinium</i> spp. ( <i>A. spinosum</i> )
<b>Toxines produites</b>	Microcystine ; Anatoxine.	Palytoxine et ses analogues	Azaspiracides
<b>Les symptômes</b>	délire, titubation, tremblements défaillance hépatique induite, douleurs abdominales ( <b>Newton et al., 1999</b> ).	Salivation, crampes abdominales, nausées, diarrhée sévère, spasmes musculaires, irritations cutanées, fièvre et difficultés respiratoires, suivie de la mort dans les cas les plus graves ( <b>Amzil et al., 2001</b> ).	Nausées, vomissement, crampes abdominales et diarrhée ( <b>Lawrence et al., 2011 ; Hess et al., 2015</b> ). Lésions sévères de l'intestin, de la rate et des tissus hépatiques lors des tests souris ( <b>Anderson et al., 2001 ; Twinter et al., 2008</b> ).

### I.2.6.2 Impact sur les organismes marins

Certaines espèces phytoplanctoniques sont dangereuses pour les organismes marins. Les mortalités de poissons ou d'invertébrés marins sont généralement consécutives à la production de toxines extracellulaires, mais des lésions mécaniques peuvent également être engendrées comme le colmatage des branchies par la production de mucus, ou l'altération des branchies par les excroissances de certaines espèces phytoplanctoniques (épines, soies). La diminution de la teneur en oxygène associée à l'extinction d'un bloom peut également entraîner des mortalités importantes d'organismes marins (**Bruslé, 1995**).

### I.2.6.3 Impact sur l'écosystème marin

La prolifération rapide, suivie de la mortalité et de la décomposition massive de la population phytoplanctonique, conduit à une hypoxie voire une anoxie du milieu, cela provoque la mort

massive d'animaux et plantes aquatiques et un dysfonctionnement de l'écosystème marin en général, ce qui produit finalement la zone morte (**Anderson, 2005 ; Pal et Choudhury, 2014**).

#### **I.2.6.4 Impact sur l'économie**

Les EAN ont un large éventail d'impacts économiques, notamment sur :

- la réduction des ventes de produits de la mer, la mortalité des poissons sauvages et d'élevage, des mollusques et des récifs coralliens,
- les impacts sur le tourisme et les entreprises liées au tourisme, et le traitement médical des populations exposées.

Une estimation prudente de l'impact économique annuel moyen résultant des HABS aux États-Unis est d'environ 75 millions de dollars US sur la période allant de 1987 à 2000 (**Anderson et al., 2000 ; Hoagland et Scatista, 2006**).

#### **I.2.6.5 Impacts sur l'aquaculture :**

Le secteur de l'aquaculture, principalement la conchyliculture, est fortement impacté par les HABS. Ces impacts se traduisent de différentes manières. La première concerne les interdictions de vente suite à un évènement de toxicité de coquillages, conduisant à une période de stockage et la suspension de l'activité commerciale. Cela met les producteurs en difficulté à cause de la baisse du chiffre d'affaire, l'insuffisance de trésorerie et des pertes d'emplois.

La seconde se traduit par les pertes associées aux surmortalités causées par la présence des espèces toxiques. La modification qualitative et quantitative des ressources trophiques peut être à l'origine d'un déficit énergétique perturbant la physiologie des individus, de même que l'anoxie du milieu. Cela concerne principalement les mollusques bivalves mais aussi les poissons.

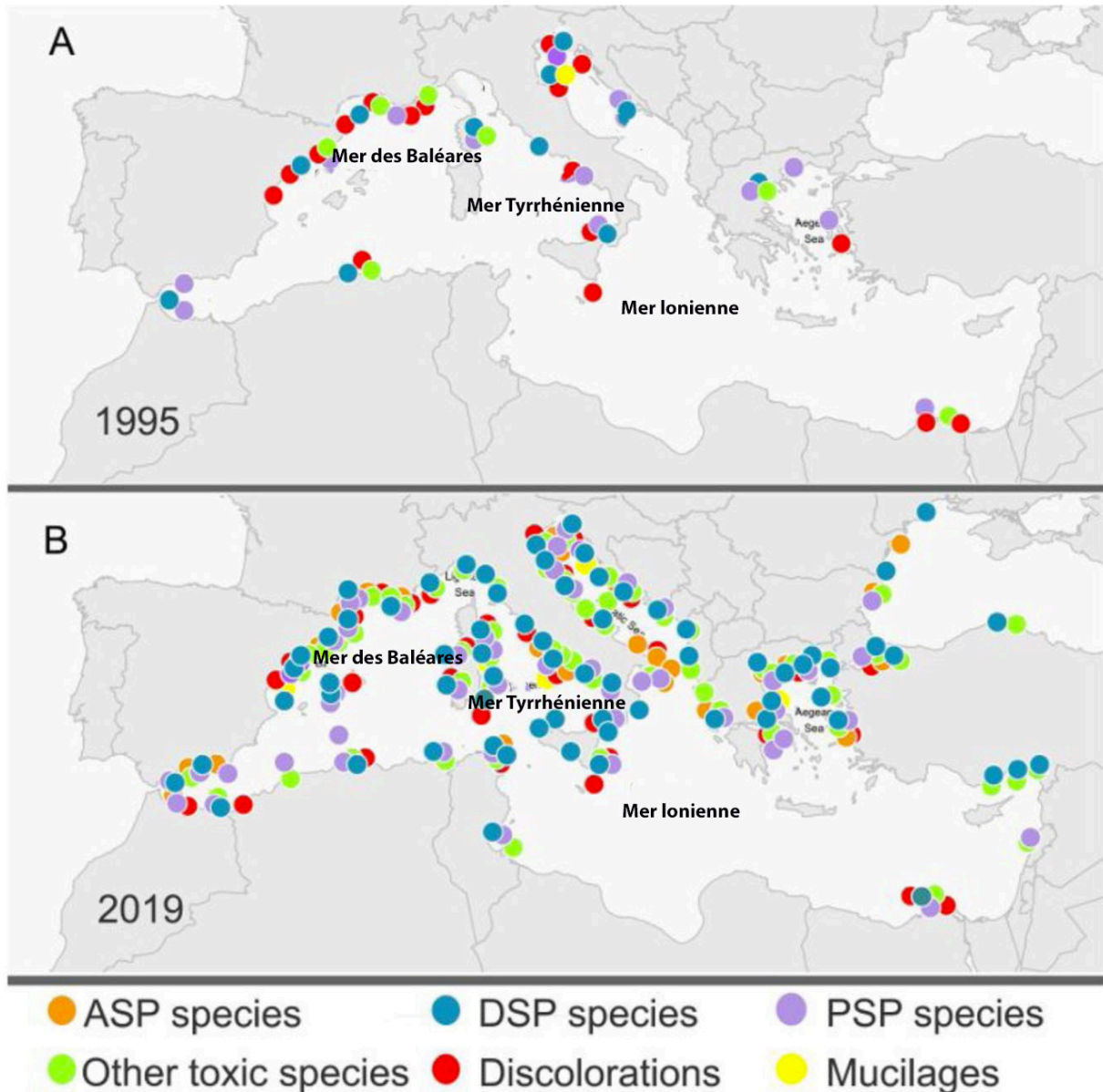
Les HABS peuvent aussi impacter l'image de l'activité. En effet, l'interdiction de la vente et le déclassement sanitaire des zones de production peuvent entraîner une perte de confiance et un changement des préférences des consommateurs, ce qui engendre une baisse de la demande des produits provenant des zones concernées.

#### **I.2.7 L'évolution des HAB en Méditerranée**

La mer Méditerranée a subi de profonds changements au cours des derniers siècles (**Garcés et Camp, 2012**). La caractéristique la plus frappante des efflorescences algales nuisibles de la mer Méditerranée au cours des 50 dernières années, qui correspondent approximativement à la période depuis laquelle elles ont été étudiées plus intensivement, est l'augmentation remarquable de la liste des espèces toxiques (figure 10) (**Zingone et al., 2017**). En effet, plus de 250 espèces potentiellement toxiques et nuisibles répertoriées dans la liste de référence

taxonomique COI-UNESCO autour du monde, 84 ont été trouvées en mer Méditerranée jusqu'à présent.

Les dommages causés à l'aquaculture par les toxines ASP et PSP présentes dans les moules ont été limités au cours des 30 dernières années, tandis que les cas de DSP ont représenté environ 75% des événements nuisibles (Zingone, et al., 2020).

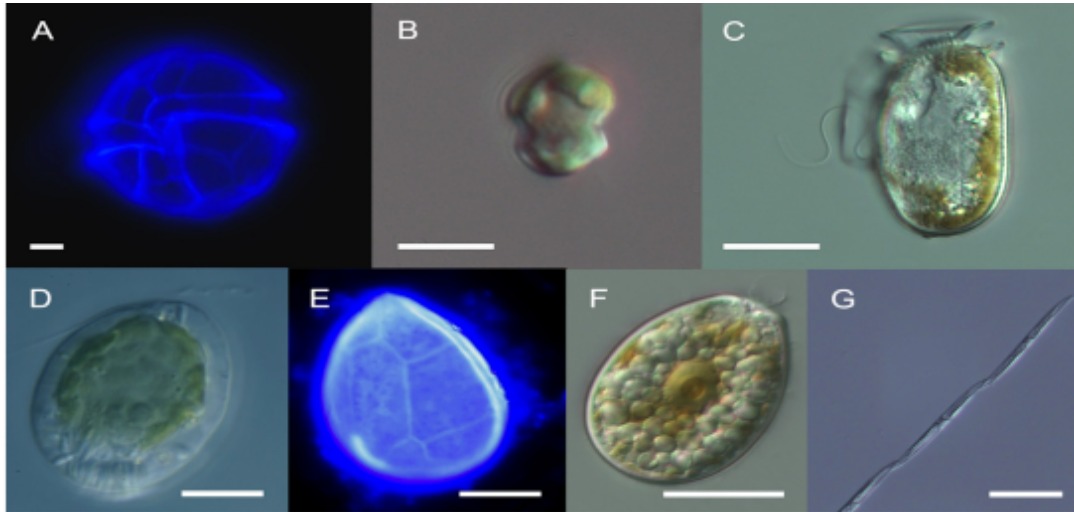


**Figure 10** : Distribution des espèces potentiellement toxiques en mer Méditerranée entre 1995 et 2019 (Zingone, et al., 2020).

Certaines des espèces d'algues nuisibles de la mer Méditerranée, telles que *Dinophysis caudata* et *Chattonella subsalsa*, sont largement répandues dans le monde entier, tandis que d'autres,

notamment *Nitzchia bizertensis* et *Ostreopsis fattorussoi*, récemment décrites, semblent jusqu'à présent limitées à des zones spécifiques de la mer Méditerranée (figure 11).

La découverte d'espèces potentiellement toxiques dans la mer Méditerranée a connu une escalade évidente au cours des années.



**Figure 11** : Exemples d'espèces toxiques de la mer Méditerranée. A) *Alexandrium minutum* coloré avec du calcofluor. B) *Azadinium dexteroporum*. C) *Dinophysis sacculus*. D) *Fibrocapsa japonica*. E) *Ostreopsis fattorussoi* coloré au calcofluor (avec l'aimable autorisation de S. Accoroni). F) *Prorocentrum lima*. G) *Pseudo-nitzschia multi-striata*. Barres d'échelle en A et B : 5  $\mu\text{m}$  ; en C, D, E, F et G : 20  $\mu\text{m}$  (Zingone, et al., 2020).

Cette évolution a conduit à la découverte de taxons non toxiques morphologiquement similaires à des taxons toxiques, comme *P. delicatissima* et *P. pseudodelicatissima* (Bates et al., 2018). Certaines des espèces toxiques de la mer Méditerranée ont été suspectées d'être des espèces non indigènes (ENI), c'est-à-dire introduites en dehors de leur distribution naturelle passée ou présente. Les principales ENI possibles en mer Méditerranée sont *Pseudonitzschiamultistriata*, *Alexandrium pacificum* et *Ostreopsis cf. ovata*. Ces espèces ont été trouvées dans les eaux Espagnoles, Grecs, Tunisiennes, Marocaines et dans la mer Adriatique. Par la suite, elle a été progressivement trouvée vers l'est le long des côtes Italiennes et Algériennes (Amzil et al., 2001 ; Illoul, 2012 ; Ciminiello et al., 2014).

### I.3 Aperçue sur La conchyliculture

#### I.3.1 Présentation des espèces élevées

La majorité des fermes conchylicole Algériennes sont spécialisée dans l'élevage de deux espèces de mollusques bivalves : la moule méditerranéenne *Mytilus galloprovincialis* et l'huître creuse *Crassostrea gigas* (MPPH, 2021) (Tableau 3).

Tableau 3 : Liste des fermes conchylicoles en Algérie (MPPH, 2021).

Wilaya	Dénomination du projet	Type d'élevage	Espèces élevées
Alger	SARL Orca marine	Conchyliculture	Moule et Huitre
Tipaza	CULTURES MARINES SPA (CULTMARE)	Conchyliculture	Moule et Huitre
Boumerdes	DERRADJ	Conchyliculture	La moule
Tizi Ouzou	SARADOUNI Lyes	Conchyliculture	Moule et Huitre
	OUARAB Djamel	Conchyliculture	La moule
	DACI Mohammed	Conchyliculture	La moule
Oran	SARL AQUAPARC PECHE	Conchyliculture	Moule et Huitre
	AQUA-SIRENE	Conchyliculture	La moule
Ain Témouchent	SARL VIVIERS OUEST	Conchyliculture	La moule
	SARL AQUATIC TINA MARINE	Conchyliculture	Moule et Huitre
Mostaganem	SARL Aqua Company	Conchyliculture	La moule

#### I.3.2 *Mytilus galloprovincialis*

La moule méditerranéenne *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) (Figure 12) est une espèce aquatique appropriée à la classe des Bivalves. Les moules appartenant à la famille des mytilidés, particularisés par des valves égales, un ligament presque toujours externe, une charnière, des branchies à séparés, deux muscles adducteur (l'antérieur est rarement absent), un pied allongé est un byssus.



**Figure 12 :** La moule méditerranéenne *Mytilus galloprovincialis* (Lamiot, 2006).

### I.3.3 *Crassostrea gigas*

Huître creuse, *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1793), est une espèce d'intérêt majeur pour la conchyliculture nationale et mondiale. Les huîtres appartenant à la famille de Ostreidae, Elle est recouverte de grossières arêtes concentriques et coupantes : ce sont des stries de croissance, même déformée, cet aspect la rend très caractéristique. L'huître se nourrit de phytoplancton en filtrant plusieurs litres d'eau de mer par heure. (DORIS, 2009).



**Figure 13 :** huître, *Crassostrea gigas* ([https://www.wikiwand.com/fr/Magallana\\_gigas](https://www.wikiwand.com/fr/Magallana_gigas)).

#### I.3.3.1 Mécanisme de filtration chez les bivalves

Tous les mollusques bivalves d'importance économique tirent l'essentiel de leurs besoins nutritionnels de la filtration des particules présentes dans l'eau (Jorgensen, 1966). Ces particules filtrées comprennent les particules de limon et d'argile en suspension, le phytoplancton et les particules détritiques (figure 14). Les bivalves peuvent trier activement les particules en fonction de leur valeur nutritionnelle, ils ingèrent les particules alimentaires et

rejetent les particules rejetées sous forme de masses recouvertes de mucus appelées pseudo-fèces qui se déposent sur le fond marin (Reid, 1981). Il existe également des preuves que les bivalves peuvent éliminer l'azote organique dissous (DON) sous forme d'acides aminés libres directement de l'eau de mer (Manahan *et al.*, 1982). Les taux de filtration des particules sont spécifiques de l'espèce et de la taille, mais les taux de filtration typiques sont de l'ordre de 1 à 4 L/h pour les animaux individuels (Doering et Oviatt, 1986).

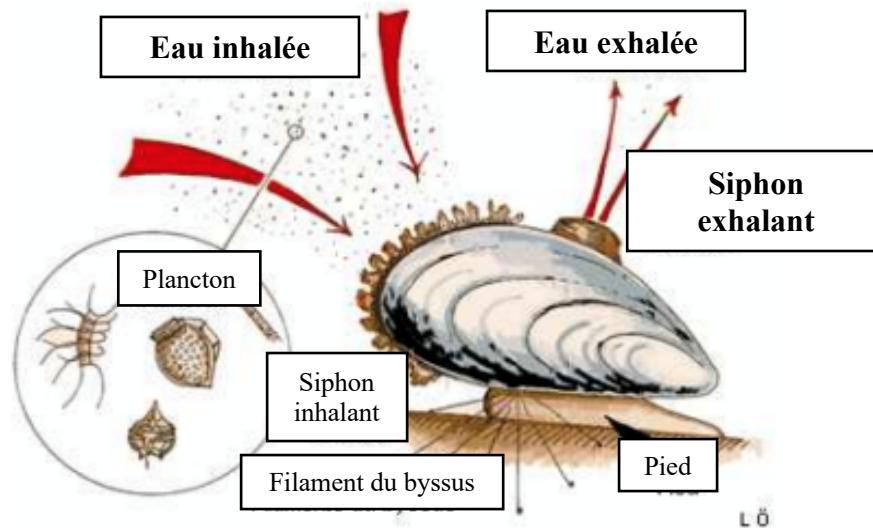


Figure 14 : Mécanisme de filtration chez les bivalves (<http://www.glf.dfo-mpo.gc.ca>).

### I.3.3.2 Bioaccumulation en cas d'espèces toxiques

Les mollusques bivalves sont très sensibles à la qualité de l'eau de leur milieu marin. Ils se nourrissent en filtrant l'eau pour recueillir les organismes microscopiques qui s'y trouvent, accumulant ainsi dans leurs tissus des biotoxines marines.

L'accumulation des toxines paralysantes des mollusques (PSTs) se fait essentiellement au niveau de la glande digestive pour les huîtres creuse, *C. gigas*, (Bricelj et Shumway 1998 ; Guéguen *et al.*, 2008). La capacité des bivalves à accumuler des PSTs semble en partie liée à leur sensibilité vis-à-vis de ces toxines (Bricelj et Shumway, 1998). En effet, les espèces de bivalves dont les cellules nerveuses présentent une faible sensibilité aux PSTs, consomment activement les cellules toxiques et accumulent d'importantes quantités de toxines. A l'opposé, les espèces plus sensibles telles que l'huître américaine (*C. virginica*), accumulent moins de toxines. Bricelj *et al.* (2005).

## II. Chapitre 2 : Matériel et méthode

Ce chapitre a comme but de citer les différents processus de prélèvements sur terrain, ainsi que d'expliquer les nombreuses étapes de traitements des données récoltées afin d'aboutir à des résultats qui peuvent nous aider à mieux comprendre la dynamique et la diversité du population phytoplanctoniques dans la ferme conchylicole « CULTMARE ». Le présent travail telle que l'identification et comptage des cellules a été réalisé au niveau de l'ENSSMAL, et le dosage des sels nutritifs (nitrites, nitrates, silicates, et ortho-phosphates) a été effectué au niveau de la station marine et laboratoires de recherche de l'ENSSMAL à Sidi Fredj.

### II.1 Présentation de la zone d'étude : Ferme conchylicole « CULTMARE»

#### II.1.1 Présentation de la commune de Tipaza :

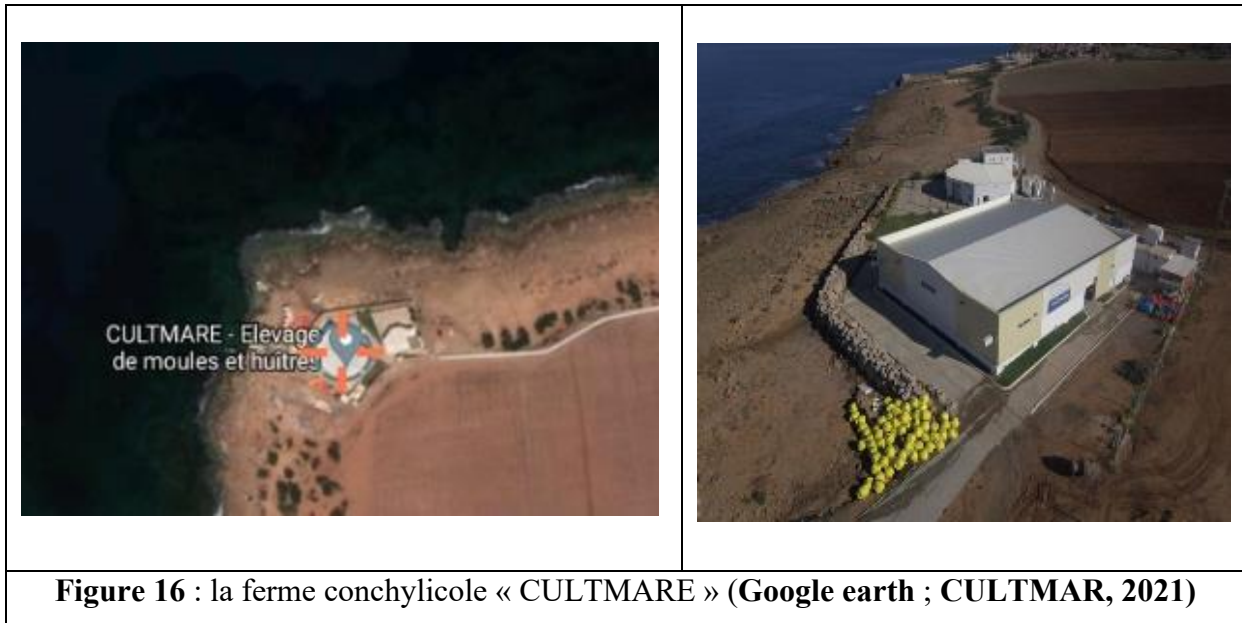
La commune de Tipaza se situe au nord de L'Algérie, Elle est positionnée sur le littoral à 69Km à l'ouest D'Alger, elle est d'une Superficie de 1707km<sup>2</sup>. Le nombre de ses Habitants est de 26887 soit 273hab/km<sup>2</sup>. La Commune de Tipaza érigée chef-lieu de Wilaya en 1985, se situe dans les couffins Ouest du Sahel d'Alger Et dans la partie Est du Massif du Chenoua et la vallée de l'oued Nador.



Figure 15 : Présentation de la commune de Tipaza (Hamel et Benkhelif, 2017).

## II.1.2 Situation géographique de la zone d'étude :

CULTMARE ou CULTURES MARINES (par abréviation, Cultmare) (figure 16) est une entreprise algérienne spécialisée dans l'élevage des moules (*Mytilus galloprovincialis*) et des huîtres (*Crassostrea gigas*) implantée en bord de mer, à Kouali 4 km à l'Est de Tipaza. Les coordonnées géographiques de positionnement du site de terre et de la filière en mer sont respectivement : 36°35'29.32" Nord et 2°30'40.20" Est ; 36°35'58.01 " Nord et 2°30'40.15" Est.



Le Centre conchylicole réalisé par CULTMARE est constitué d'un espace en mer et d'un site en bord de mer. L'espace en mer occupe une superficie de 36 hectares affectée principalement à l'installation de 20 filières de 300 m chacune, destinées à l'élevage des moules et des huîtres. Le site en bord de mer d'une superficie de 2000 m<sup>2</sup> comprend un bâtiment de production de 700 m<sup>2</sup> environ qui abrite 10 bassins de clarification et de stockage des produits conchylicoles, un espace de traitement et de conditionnement des moules et des huîtres, un laboratoire de contrôle de qualité, un local technique, un bureau, une chambre froide, et des zones de stockage.

## II.1.3 Structures d'élevage existantes

### II.1.3.1 Mode d'élevage

La conchyliculture se pratique selon différents modes d'élevage : à plat, sur bouchots, sur des tables dans les lacs et étangs, et aussi sur des filières conchylicoles en mer ouverte. Au vu des conditions qui caractérisent l'ensemble de la Méditerranée, et la courantologie des côtes algériennes, les filières sub-flottantes représentent le meilleur compromis. Leur conception consiste à maintenir les filières sous la surface de l'eau avec des flotteurs élancés qui sont rajoutés au fur et à mesure de la croissance des coquillages. Ce type de filières repose sur 3





**Figure 18** : Aménagement du parc conchylicole en mer (**Rapport technique CULTMAR, 2020**).

## II.2 Stratégie d'échantillonnage

Les stations d'échantillonnage ont été sélectionnées en collaboration avec le responsable technique de la ferme, d'une façon à répondre à l'objectif de notre étude.

En effet, sur le plan spatial, nous avons choisi 5 sites du parc conchylicole de la ferme, en fonction de l'emplacement des pochons des bivalves (figure 19).

- La première et deuxième station (**ST1 et ST2**), sont situées au niveau de l'emplacement des moules.
- La troisième, quatrième et cinquième station (**ST3, ST4, ST5**) situées au niveau de l'emplacement des lanternes des huîtres,.

Les coordonnées géographiques de nos stations sont relevés depuis la base de données de la ferme CULTMAR (Tableau 4).

**Tableau 4** : Tableau des coordonnées géographiques des stations d'échantillonnage.

Code de station	ST1	ST2	ST3	ST4	ST5
Longitude	36°35'44.62" N	36°35'49.43" N	36°35'45.57" N	36°35'49.45" N	36°35'47.59" N
Latitude	2°30'46.39"E	2°30'46.30"E	2°30'40.89"E	2°30'40.52"E	2°30'38.70"E
Filière	Moules		Huîtres		
Profondeur	0-5 mètre				



**Figure 19 :** Photo Satellite des stations d'échantillonnage au niveau de la ferme «CULTMARE» (Rapport technique CULTMAR, 2020).

### II.2.1 Fréquence d'échantillonnage

Dans le but d'explorer la matrice phytoplanctonique et les paramètres du milieu, des échantillons d'eau de mer ont été prélevés chaque 15 jours au niveau des cinq stations d'étude pendant la période printanière allant de 22 mai à 29 juin 2021. Durant cette étude, nous avons effectués trois sorties en mer (Tableau 5) à l'aide d'un bateau en PEHD de 7,5m et 'un moteur hors-bord de 150 CV.

Chaque sorties à fait l'objet de 05 échantillons à raison d'un prélèvement par stations en fonction des 5 sites préalablement choisis.

**Tableau 5 :** Calendrier des sorties de terrain

	<b>Sortie 1</b>	<b>Sortie 2</b>	<b>Sortie 3</b>
<b>La date</b>	30 mai 2021	17 juin 2021	29 juin 2021
<b>L'heure</b>	14 :15	11 :30	13 :00

### II.2.2 Mesures *In-situ* des paramètres physico-chimiques

A l'aide d'une valise multi-paramètre, des mesures physico-chimiques (oxygène dissous, conductivité, le potentiel Hydrogéné et la salinité) ont été relevés pour toutes les stations de prélèvement (figure 20), ainsi fournir des valeurs instantanées indissociables de l'étude du phytoplancton qui seront utilisés plus tard dans l'analyse.



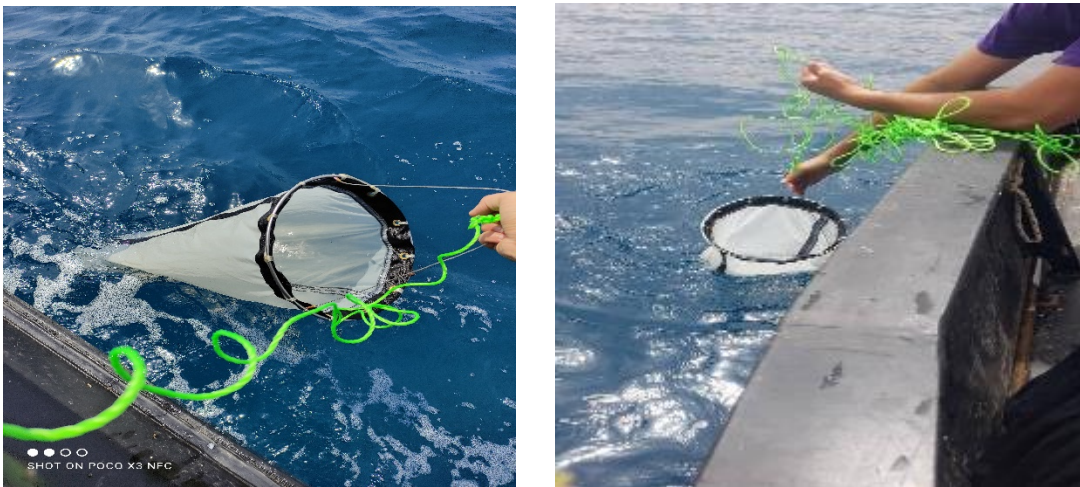
**Figure 20** : Mesure in-situ des paramètres physico-chimiques (**présent travail**).

## II.3 Échantillonnage du phytoplancton

La présente étude est divisée en deux approches : qualitative et quantitative.

### II.3.1 Échantillonnage qualitatif

Pour la partie qualitative, un filet à plancton (Utiliser un filet Nitex à mailles de 50  $\mu\text{m}$ ) a été utilisé, une fois abaissé dans l'eau à l'aide d'un cordage qui lui est connecté (Figure 21).



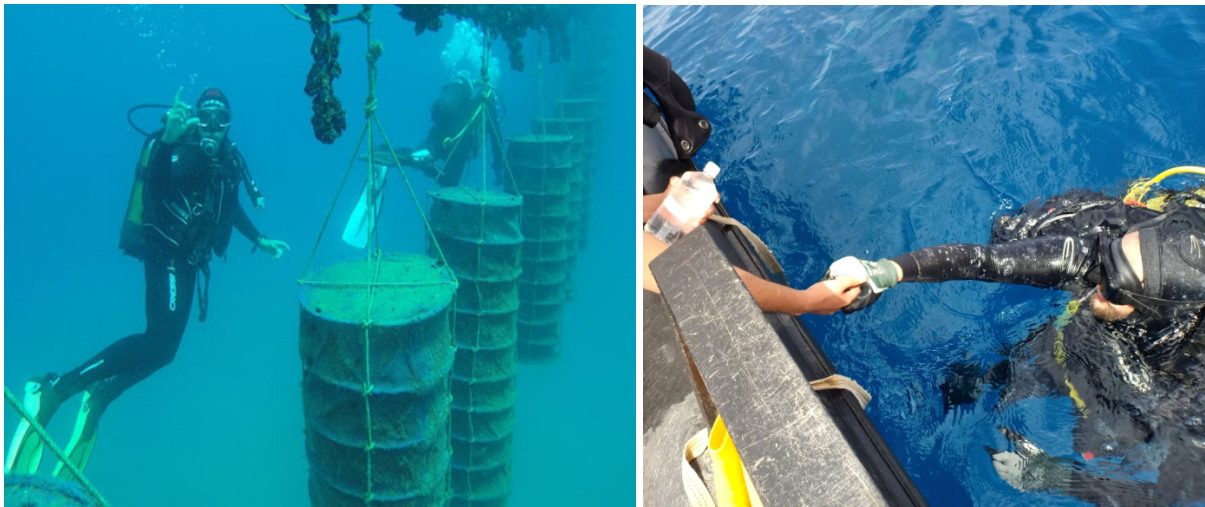
**Figure 21** : Prélèvements des échantillons avec le filet à plancton (**présent travail**).

La longueur de la corde déployée permet de savoir à quelle profondeur maximale le filet est envoyé. Une fois la profondeur souhaitée de 2-3 mètres atteinte (zone euphotique), lui laisser 15 à 30 secondes pour se mettre en place, puis le ramener lentement à la surface. Le cône en nylon laissera s'échapper l'eau et toutes les particules plus petites que ces mailles (50 $\mu\text{m}$ ) en revanche, retiendra toutes celles qui sont plus grosses. Les particules une fois piégées dans le filet vont se trouver dans le collecteur. Le contenu du collecteur est transféré dans un flacon de stockage en polyéthylène transparent et propre veillant à transférer le maximum de cellules.

L'échantillonnage qualitatif à l'aide d'un filet permet de déterminer si une espèce est présente ou absente, et peut contribuer au dépistage des espèces rares.

### II.3.2 Échantillonnage quantitatif

Les bouteilles étiquetées de 1 L, ont été remplies par des plongeurs professionnels de la ferme (figure 22), et ce jusqu'à une profondeur de 5 mètres dans un périmètre proche des lanternes des bivalves. Afin de déterminer les concentrations en éléments nutritifs ( $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{NO}_2^-$ ,  $\text{PO}_4^{3-}$  et  $\text{SiO}_2$ ), des bouteilles de 100 ml d'eau de mer en été prélevées. En parallèle au prélèvement d'eau de mer et dans le même endroit, des individus des huîtres et des moules ont été récoltés.



**Figure 22 :** Prélèvement des échantillons collecter par les plongeurs de la ferme « CULTMAR » (présent travail + GO pro).

Dans le but de connaître le rôle du phytoplancton dans la nutrition de ces deux espèces l'eau inter-valvaire des individus échantillonnés a été recueillie immédiatement après prélèvement de l'animal et fixée par du Lugol (figure 23), pour être examinée plus tard au laboratoire. Tous les flacons sont marqués avec un marquer étanche pour éviter les erreurs d'échantillonnage (numéro de station, de sortie, la date et heure).



**Figure 23 :** Récupération d'eau intervalvaire des moules et huîtres (présent travail).

### II.3.3 Conservation des échantillons

L'échantillon du phytoplancton est fixé sur le terrain à l'aide d'une solution de Lugol alcalin environ 8 gouttes pour 100 ml (figure 24). la concentration finale peut s'apprécier à la couleur brun clair, orangée (miel) que doit avoir chaque échantillon. En fonction du type de milieu (acidité de l'eau par exemple), la couleur orangée peut être obtenue avec un nombre nettement supérieur de gouttes.



**Figure 24 :** Préservation des échantillons par du Lugol (**présent travail**).

Une décoloration peut se produire avec le temps et/ou la lumière, dans ce cas rajouter quelques gouttes de Lugol pour maintenir la fixation de l'échantillon. Le volume de conservateur ajouté doit être noté car il participe au volume final de l'échantillon. L'échantillon ainsi fixé peut-être conserver au maximum 3 semaines.

### II.3.4 Stockage de l'échantillon

Les échantillons prélevés sont conservés dans une glacière à l'abri de la lumière. Au laboratoire, les échantillons sont enregistrés puis stockés dans l'obscurité à une température de 4°C. Les bouteilles des sels nutritifs ont été mis dans le congélateur, jusqu'à l'analyse qui doit débiter le plus tôt possible après le prélèvement.

## II.4 Analyse du phytoplancton

### II.4.1 Etude qualitatif du phytoplancton

Les échantillons récoltés par le filet à plancton de 50  $\mu\text{m}$  de vide de maille, sont destinés à l'étude qualitative du peuplement phytoplancton. L'identification a été faite au microscope photonique type OPTIKA (Figure 25), aux grossissements X10 et X40, selon les espèces, et à l'aide des ouvrages et des clés d'identification (Tan et al., 2016 ; Steve et Candace, 2006 ; Botes, 2003 ; Nezan et al. 1997 ; Hansen et al., 2001 ; Paulmier, 1992 ; Trégouboff et Rose, 1957).



Figure 25 : Microscope optique type OPTIKA (présent travail).

### II.4.2 Etude de l'eau inter-valvaire des moules et des huîtres

Les échantillons liés aux liquides inter-valvaires des moules et des huîtres sont aussi destinés à l'étude de la diversité et la composition du phytoplancton dans le liquide inter-valvaire, sur le plan qualitatif. Ainsi, l'identification a été faite au microscope Photonique type OPTIKA, aux différents grossissements X10 et X40 selon les espèces. Les mêmes clés d'identification décrites précédemment sont utilisées.

### II.4.3 Etude quantitative du phytoplancton

L'analyse du phytoplancton dans ce cadre se fait conformément aux recommandations de la norme guide pour le dénombrement du phytoplancton par microscopie inversée - norme (NF EN 15204, 2006), correspondant à la méthode d'Utermöhl (1958) adoptée au niveau européen. Quelques précisions sont cependant nécessaires pour homogénéiser l'acquisition des données.

### II.4.4 Principe de la méthode de sédimentation d'Utermöhl (1958) pour le comptage des cellules

La méthode d'Utermöhl a été définie en 1931 par Utermöhl, et qui est devenue la méthode quantitative standard pour compter le phytoplancton dans le monde entier (Lund *et al.*, 1958 ; Andersen et Kristensen, 1995). Cette méthode utilise une chambre dans laquelle on place un sous-échantillon de 5 à 50 ml et on le laisse se déposer sur une cuve, pour un dénombrement du phytoplancton à l'aide d'un microscope inversé.

Cette méthode devient de plus en plus utile lorsque l'abondance du phytoplancton diminue. En effet, la majeure partie des cellules phytoplanctonique se dépose avec cette méthode (Lund *et al.*, 1958).

## II.5 Application du mode opératoire

### II.5.1 Nettoyage du matériel

Dans le cadre de notre travail, une chambre de sédimentation de 25 ml a été nettoyée par le détergent à l'aide d'un écouvillon, puis elle est rincée à l'eau distillée.

### II.5.2 Atteinte de l'équilibre thermique

Pour que le plancton soit réparti aléatoirement dans la chambre de sédimentation, l'échantillon et tout l'équipement utilisé doivent être à des températures similaires. Pour cette raison, les échantillons et les matériaux traités sont stockés dans une salle où le comptage aura lieu.

### II.5.3 Homogénéisation de l'échantillon

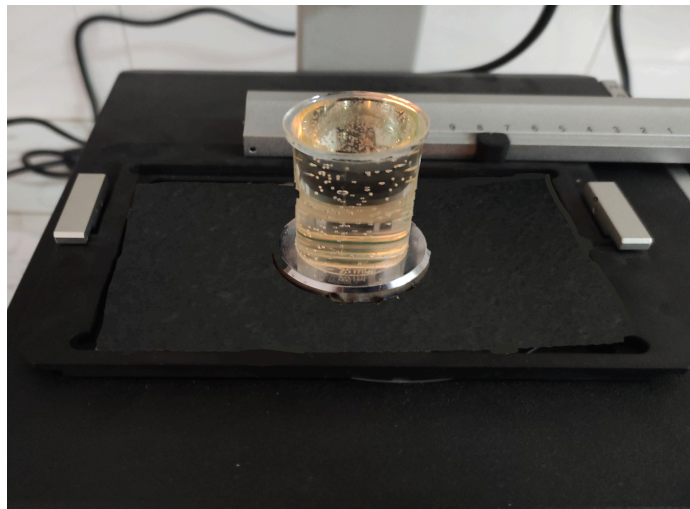
Afin de remettre en suspension l'échantillon après un stockage de plus ou moins courte durée, il est quand même, nécessaire d'agiter le flacon contenant l'échantillon à traité (figure 26). L'agitation est faite manuellement pendant une 15<sup>aine</sup> de secondes, et comprends une 15<sup>aine</sup> de mouvements verticaux et horizontaux. Cette agitation ne doit pas être trop vigoureuse de façon à ne pas entraîner la désintégration des colonies fragiles.



**Figure 26** : Homogénéisation de l'échantillon (**présent travail**).

#### II.5.4 Sédimentation des sous-échantillons

Immédiatement après l'homogénéisation de l'échantillon, la chambre est remplie jusqu'à l'obtention d'un léger excès d'eau provoquant un ménisque convexe (figure 27), à la surface de la chambre, et faire glisser la partie supérieure de la colonne pour éviter d'emprisonner des bulles d'air qui peuvent gêner le comptage. La sédimentation doit être laissée à l'obscurité à température ambiante et dans un lieu sans vibration. La durée de la sédimentation est entre 8 à 12 heures. Le volume de sous-échantillon sédimenté (10 ml) est repris sur le cahier de comptage.



**Figure 27** : Remplissage de la chambre de sédimentation (**présent travail**).

## II.6 Observation et identification des espèces

L'observation, l'identification et l'inventaire des algues microscopiques sont faites avec un microscope inversé de type **MOTIC AE31E** (figure 28) avec un grossissement X40. L'identification des microalgues récoltées a été faite le plus précisément possible pour aller jusqu'au rang du genre ou de l'espèce, la reconnaissance est principalement basée sur la morphologie générale de la cellule en utilisant des clés et des descriptions photographiques (Tan *et al.*, 2016 ; Steve et Candace, 2006 ; Botes, 2003 ; Nezan *et al.* 1997 ; Hansen *et al.*, 2001 ; Paulmier, 1992 ; Trégouboff et Rose, 1957).

Il est important de se rappeler qu'il vaut mieux une bonne détermination à un niveau taxinomique moindre qu'une mauvaise à un niveau supérieur.



**Figure 28** : Microscope inversé de type **MOTIC AE3** (présent travail).

### II.6.1 Comptage des cellules phytoplanctoniques

Le comptage cellulaire est un paramètre important qui doit être étudié pour déterminer la composition des populations de phytoplancton. Le calcul des espèces de phytoplancton est une opération chronophage ; au début de l'observation, on commence par un balayage rapide (survol) de toute la surface de la cuve, au plus faible grossissement (X4 ou X10), afin de choisir la stratégie de comptage selon la répartition des algues (homogène ou hétérogène).

Durant notre travail, pour le comptage des espèces phytoplanctoniques de certains échantillons, on a opté pour la méthode de la moitié de la chambre, quand les échantillons présentent une forte concentration cellulaire. La lecture est faite par déroulement verticaux et horizontaux du champ oculaire, et en considérant pour chaque organisme qu'il soit sous la forme unicellulaire, colonial ou filamenteux, le comptage se fait à l'objectif X40.

Les résultats seront donnés en abondance (%) et en densité (Cellule/l) pour chaque d'échantillon correspondant. Cela afin de permettre une comparaison avec les données de la littérature.

## II.7 Analyse physico-chimique

### II.7.1 Paramètres physiques

Température, salinité, à l'aide d'une conductimètre de la marque (WTW 315 i/Set), l'oxygène dissous est mesurée par oxymètre de terrain de la marque (Oxi/ WTW 197) et pH de l'eau est mesuré par un pH mètre de terrain de la marque (WTW type 315 i/S); la température est exprimée en degré Celsius, la salinité en PSU, l'oxygène dissous en mg/l.

## II.8 Analyse des sels nutritifs

Tous les 15 jours, les échantillons prélevés de chaque station sont conservés au congélateur dans des flacons piluliers en polyéthylène. Les dosages sont effectués par l'analyseur automatique SKALAR SAN<sup>plus</sup>, cette procédure est portée sur la méthode colorimétrique qui se base sur l'absorption de lumière par solution à analyser.

### II.8.1 Principe de dosage des sels nutritifs

Le principe est de doser les sels nutritifs (Nitrate, Nitrites, Silice et Orthophosphates) de la solution d'extraction par colorimétrie à flux (auto-analyseur, SKALAR SAN<sup>plus</sup>) (figure 29). Les échantillons sont mis en contact avec des réactifs différents. La différence de coloration est ensuite détectée par spectrophotométrie. Ces résultats sont ensuite convertis en concentration grâce à la loi de BERR-LAMBERT.

$$A = \ln I_0 / I = \epsilon \cdot C \cdot L$$

Avec :

$I_0, I$  : L'intensité lumineuse incidente et émergente du milieu absorbant.

$A$  : Absorbance de la solution (sans unité),

$C$  : concentration en quantité de matière de l'espèce colorée en solution ( $\text{mol} \cdot \text{L}^{-1}$ ),

$L$  : épaisseur de solution traversée (cm),

$\epsilon$  : coefficient d'extinction molaire ( $L * mol^{-1} * cm^{-1}$ ).

Le dosage est complètement automatisé et un logiciel permet de calculer en temps réel les concentrations en Nitrates, Nitrites, Silice et Orthophosphates des échantillons.



**Figure 29 : Auto-analyser SKALAR SAN<sup>plus</sup> (présent travail).**

#### **II.8.1.1 Dosage Nitrates ( $NO_3^-$ ) et Nitrites ( $NO_2^-$ ) :**

La méthode de dosage est fondée sur le dosage colorimétrique des ions nitrites obtenus par réduction quantitative des ions nitrates : cette réduction s'effectue en passant l'échantillon sur une colonne de cadmium traité au cuivre, selon la technique de **Wood *et al.* (1967)** modifiée par **Strickland et Parsons (1972)**.

#### **II.8.1.2 Dosage des Orthophosphates ( $PO_4^{3-}$ ) :**

Le phosphore minéral dissous est présent dans l'eau de mer sous forme majoritaire orthophosphate. En présence d'antimoine tartrate de potassium à une température de  $40^\circ$  (bain marie) les ions orthophosphate réagissent avec le molybdate d'ammonium pour former le complexe antimoine phosphomolybdique qui sera réduit par l'acide ascorbique (**Rodier *et al.*, 1996**), pour former la coloration bleue qui a un maximum d'absorption à 880nm.

#### **II.8.1.3 Dosage des Silicates ( $SiO_2$ ) :**

La procédure automatisée pour la détermination du silicate est basée sur la réaction suivante : l'échantillon est acidifié et mélangé avec une solution de molybdate d'ammonium formant de l'acide molybdosilicique. Cet acide est réduit avec de l'acide ascorbique en un colorant bleu, qui est mesuré à 810 nm. L'acide oxalique est ajouté pour éviter l'interférence des phosphates (**Aminot et Chaussepied, 1983**).

## II.9 Analyse numérique des résultats

### II.9.1 Méthodes univariées

#### II.9.1.1 La Densité cellulaire

Elle est calculée selon la méthode de comptage d'UTERMÖHL avec la formule suivante :

$$D = n * V_e / v$$

**D** : Densité.

**n** : nombre de cellules comptées de l'espèce x.

**V<sub>e</sub>** : volume de l'échantillon (1000 ml)

**V** : volume de l'échantillon de la chambre à plancton (25ml).

Le résultat est exprimé en (Cellule/L)

#### II.9.1.2 L'Abondance relative

Ce paramètre permet de comprendre l'importance d'une espèce dans sa communauté (**Glémarec, 1964**), elle est calculée par la formule ci-dessous :

$$A = (n/N) * 100$$

Le résultat est exprimé en pourcentage (%)

**A** : Abondance relative.

**n** : nombre de cellules comptées de l'espèce x.

**N** : nombre totale de cellules (dans tous l'échantillon).

#### II.9.1.3 Fréquence d'occurrence ou constance

La constance désigne en écologie le degré de fréquence avec lequel une espèce d'une biocénose donnée se rencontre dans les échantillons de cette dernière (**Ramade, 2008**). La constance, appelée aussi fréquence d'apparition ou fréquence d'occurrence est calculée selon la formule suivante :

$$F = (\text{Nombre total de prélèvements contenant l'espèce prise en considération} / \text{Nombre total de prélèvement effectués}) * 100$$

Le résultat est exprimé en pourcentage (%)

**F** : Fréquence d'occurrence (%)

Selon **Dajoz (1985)** on distingue :

- Les espèces omniprésentes ( $F = 100\%$ ) ;
- Les espèces constantes ( $75 \leq F \leq 100$ ) ;
- Les espèces régulières ( $50 \leq F \leq 75$ ) ;
- Les accessoires ( $25 \leq F \leq 50$ ) ;
- Les espèces accidentelles ( $F = 25$ ).

#### **II.9.1.4 Indices écologiques mesurés**

##### **II.9.1.4.1 Diversité globale**

Selon **Magurran (1988)**, la diversité d'un échantillon ou d'un site à échantillonner peut être étudiée par l'emploi de plusieurs méthodes. Celles-ci peuvent être des méthodes univariées (richesse spécifique, indice de diversité), ou des méthodes multivariées (Analyse Factorielle de Correspondances, Analyse en Composantes Principales, ...).

##### **II.9.1.4.2 Richesse spécifique (S)**

La richesse des espèces est une mesure du nombre d'espèces différentes représentées dans un ensemble ou une collection d'individus dans une population naturelle. La richesse spécifique est simplement un comptage des espèces, et elle ne tient pas compte de l'abondance des espèces ou de leurs distributions.

L'objectif de cette estimation peut être différent selon les individus quantifiés qui sont pris en considération. Ainsi, pour une estimation correcte de la richesse des espèces, l'identification des individus est importante. L'hétérogénéité des habitats est un autre facteur déterminant dans le calcul de la richesse des espèces. Si des échantillons sont prélevés dans différents habitats, l'accumulation du nombre de nouvelles espèces dans chaque habitat sera plus élevée par rapport aux échantillons prélevés dans les mêmes habitats. Ainsi, la diversité et la richesse des espèces sont un phénomène étroitement lié où, bien qu'elles soient mutuellement interdépendantes, l'indice de diversité des espèces est une approche plus authentique car il prend également en considération le nombre d'individus de chaque espèce (**Pal et Choudhury, 2014**).

### II.9.1.4.3 Indice de diversité

De nombreux indices de diversité sont ainsi proposés et permettent de donner une expression qualitative plus ou moins pertinente de la structure de l'écosystème. Dans cette étude, nous avons utilisé l'indice de Shannon, l'indice d'équitabilité de Piélou et l'indice de Simpson.

### II.9.1.4.4 Indices de Shannon-Wiever (H') (1966)

L'indice de Shannon-Wiever tient compte de la richesse spécifique et de la proportion de chaque taxon au sein de la communauté. Il se calcule par la formule suivante **Dajoz (1975)** :

$$H' = -\sum (N_i / N) * \text{Log}_2 (N_i / N)$$

$N_i$  : nombre d'individus d'une espèce donnée,  $i$  allant de 1 à  $S$  (nombre total d'espèces).

$N$  : nombre total d'individus.

$H'$  est minimal (=0) si tous les individus du peuplement appartiennent à une seule et même espèce,  $H'$  est également minimal si, dans un peuplement chaque espèce est représentée par un seul individu, excepté une espèce qui est représentée par tous les autres individus du peuplement. L'indice est maximal quand tous les individus sont répartis d'une façon égale sur toutes les espèces (**Jacques et Christian, 2003**).

### II.9.1.4.5 Indice d'équitabilité de Piélou (J') (1966)

L'indice d'équitabilité de Piélou ( $J'$ ) appelé aussi de régularité, a été utilisé pour rendre compte de l'abondance relative de chaque taxon, de la régularité de la distribution des taxons et de la qualité d'organisation du peuplement **Dajoz (1995)**. Sa formule est la suivante:

$$J' = H' / H_{\max}$$

Où  $H'$  est le nombre dérivé de l'indice de diversité de Shannon et  $H_{\max}$  est la valeur maximale de  $H'$ , égale à :

$$H_{\max} = \text{Log}_2 (S)$$

$S$  : est le nombre d'espèces formant le peuplement (Richesse spécifique).

L'indice d'équitabilité de Pielou est compris entre 0 et 1. Il est minimal lorsque, une espèce domine la communauté et il est maximal quand les espèces ont des abondances identiques dans la communauté.

#### II.9.1.4.6 Indice de diversité Simpson (1949)

L'indice de Simpson mesure la probabilité que deux individus sélectionnés au hasard appartiennent à la même espèce :

$$D = \sum Ni (Ni-1) / N(N-1)$$

**Ni** : nombre d'individus de l'espèce donnée.

**N** : nombre total d'individus.

Cet indice aura une valeur de 0 pour indiquer le maximum de diversité, et une valeur de 1 pour indiquer le minimum de diversité. Dans le but d'obtenir des valeurs « plus intuitives », on peut préférer l'indice de diversité de Simpson représenté par 1-D, le maximum de diversité étant représenté par la valeur 1, et le minimum de diversité par la valeur 0 (**Jacques et Christian, 2003**).

### III. Chapitre 3 : Résultats et discussion

Ce chapitre regroupe les différents résultats obtenus durant ce travail, ainsi que des arguments et des hypothèses qui les expliquent

#### Partie I : Résultats

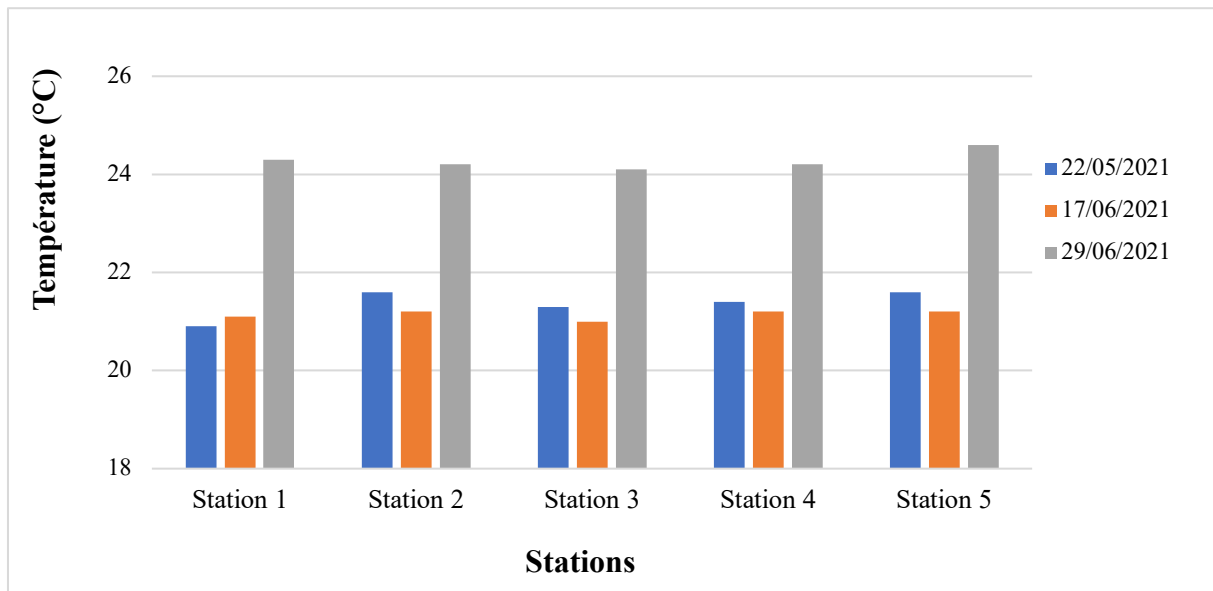
#### III.1 Variation des paramètres physico-chimique

Afin de donner un aperçu général sur la qualité physicochimique de l'eau dans le site de la ferme aquacole « CULTMARE », nous avons mesuré la température, le *pH*, la salinité et l'oxygène dissous. Dans chaque station, nous avons réalisé deux mesures de tous ces paramètres l'une en mois de mai et l'autre en mois de juin. Ces paramètres sont mesurés *In situ* à l'aide d'appareillages appropriés.

##### III.1.1 La température T (°C)

La température de l'eau joue un rôle important dans la modification des propriétés chimiques, physiques ainsi que les réactions biologiques. Durant notre travail, les valeurs de température de l'eau fluctuent entre 20,9 et 24,6°C enregistrées au niveau des cinq stations pendant les mois de mai et juin avec une moyenne d'ordre 22,26°C.

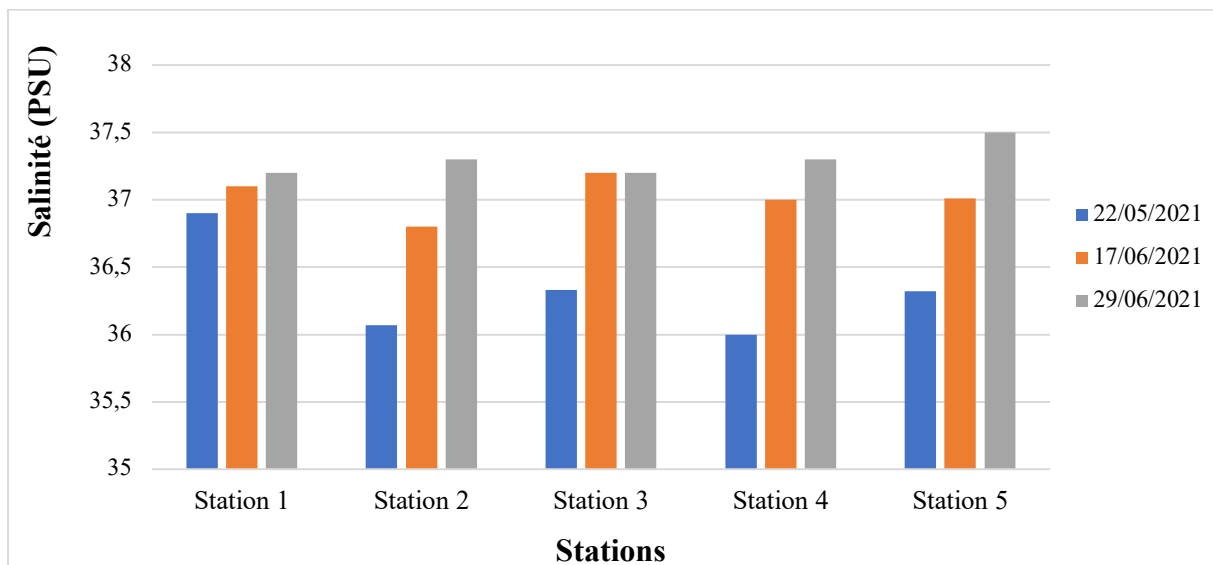
Les valeurs minimales des températures sont enregistrées durant le mois de mai, tandis que les plus élevés sont enregistrés durant la fin de juin (Figure 30). Ce qui peut être expliqué par des fluctuations saisonnières naturelles.



**Figure 30 :** Variations temporelle de la température d'eau de mer dans la ferme aquacole « CULTMARE » (présent travail).

### III.1.2 La salinité

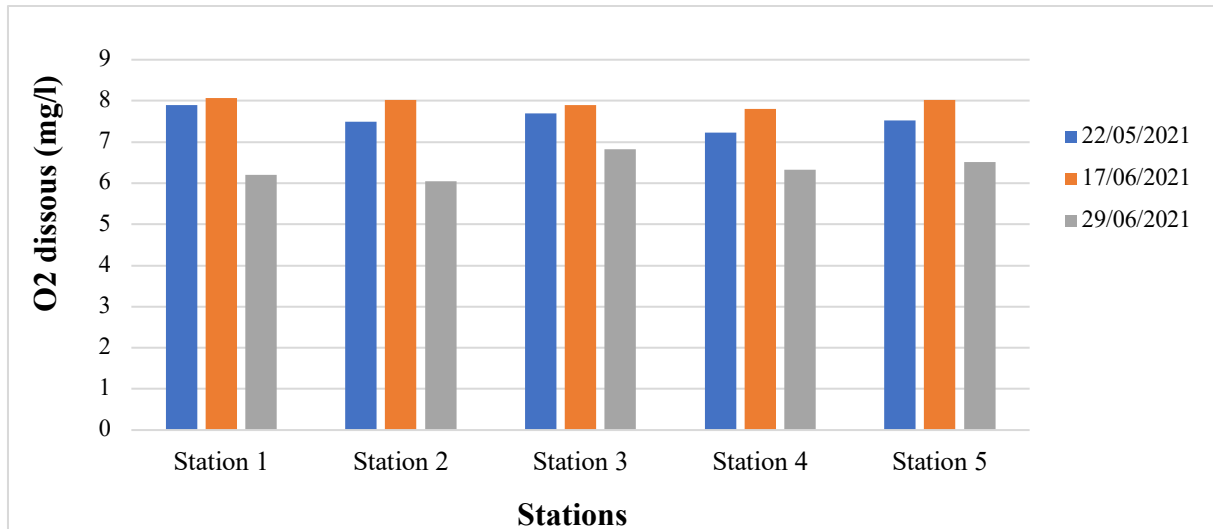
La salinité oscille entre 36 et 37,5 PSU, ces valeurs sont obtenues au niveau des cinq stations de la ferme aquacole, pendant les mois de mai et juin, avec une moyenne d'ordre 36,53 PSU. Les plus basses valeurs de sont mesurées durant le mois de mai. Selon la figure (31), on constate pour les cinq stations d'étude une augmentation régulière des salinités le long de la période estivale, avec un maximum de 37,5 PSU à la fin du mois de juin, ce qui peut être expliqué par un réchauffement climatique pendant cette période.



**Figure 31 :** Variations temporelle de la salinité d'eau de mer dans la ferme aquacole « CULTMARE » (présent travail).

### III.1.3 L'oxygène dissous

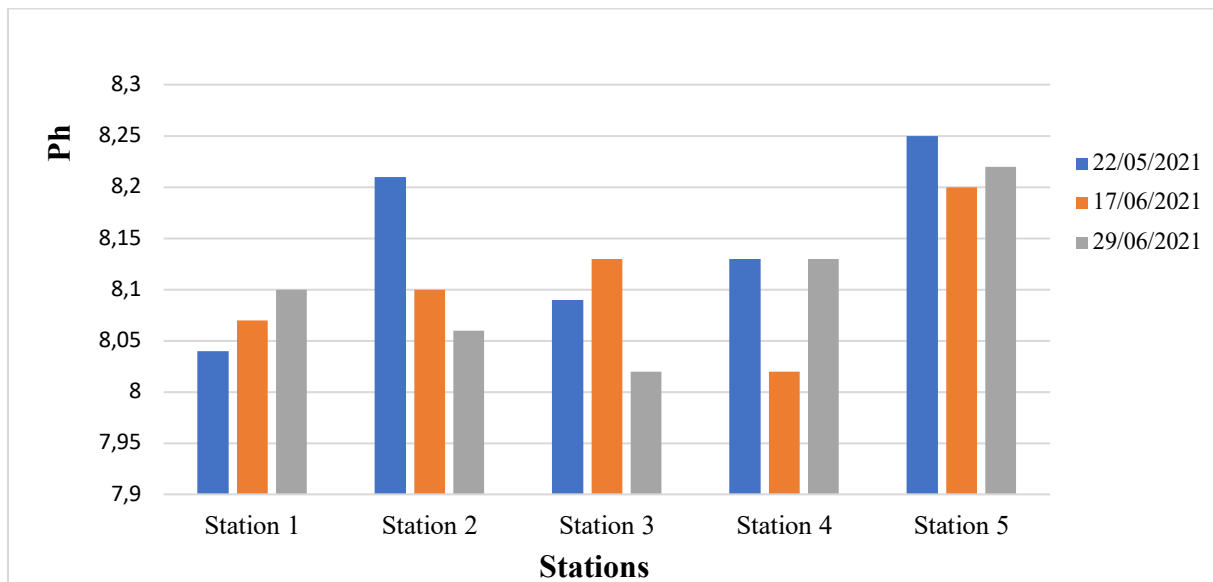
Le taux d'oxygène dissous des échantillons prélevés est compris entre 6,05mg/l en fin juin et 8,07 mg/l au mois de mai, enregistrées au niveau des cinq stations, avec une moyenne d'ordre 7,65 mg/l. La Figure (32) montre une diminution des teneurs de l'oxygène dissous en fin de juin. Cette diminution peut être liée à la solubilité de l'oxygène avec l'augmentation de la température, ainsi qu'à son utilisation dans le cycle de vie des organismes marin.



**Figure 32 :** Variations spatio-temporelle des teneurs en oxygène d'eau de mer dans la ferme aquacole « CULTMARE » (présent travail).

### III.1.4 Potentiel hydrique (pH)

Les valeurs du potentiel hydrogène **pH** enregistrées au cours de notre étude et illustrées sur la figure (33), montre une fluctuation incluse entre 8,02 et 8,25. La valeur maximale d'ordre 8,25 est observée en mois de mai dans la station 5, tandis que la valeur minimale d'ordre 8,02 a été observée en mois de juin au niveau des stations 3 et 4. Le **pH** atteint une valeur moyenne de 8,11 tout le long de la période d'étude.

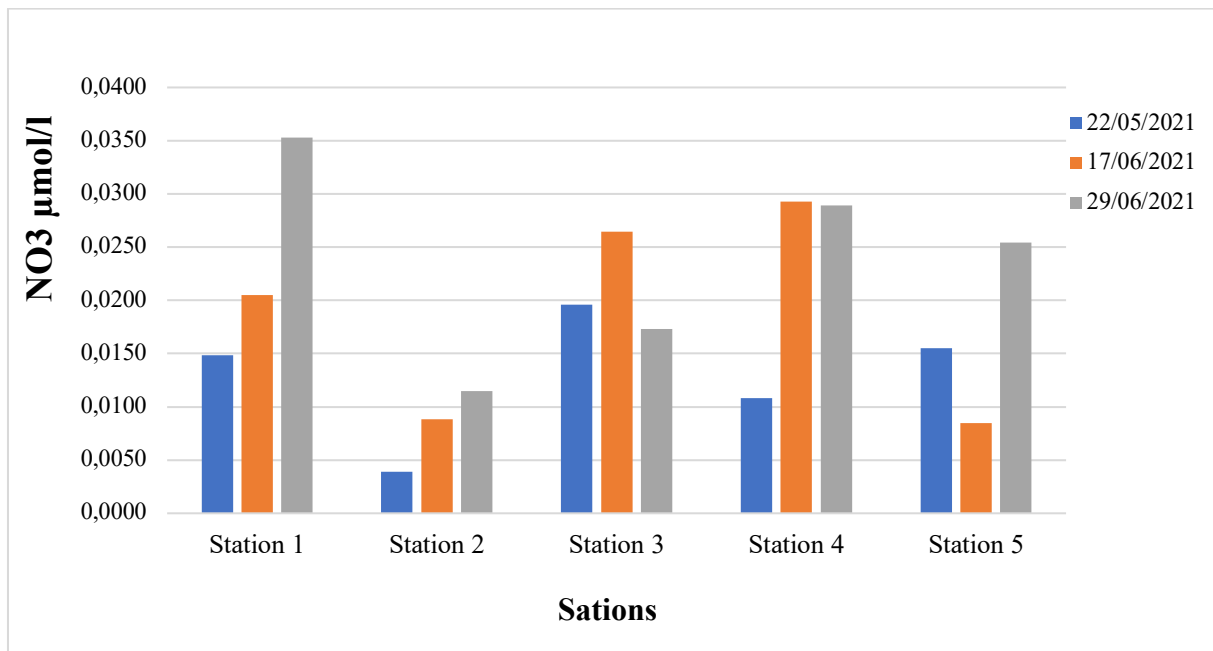


**Figure 33 :** Variations spatio-temporelle de potentiel hydrique (**pH**) d'eau de mer dans la ferme aquacole « CULTMARE » (présent travail).

## III.2 Sels minéraux dissous

### III.2.1 Nitrate (NO<sub>3</sub>)

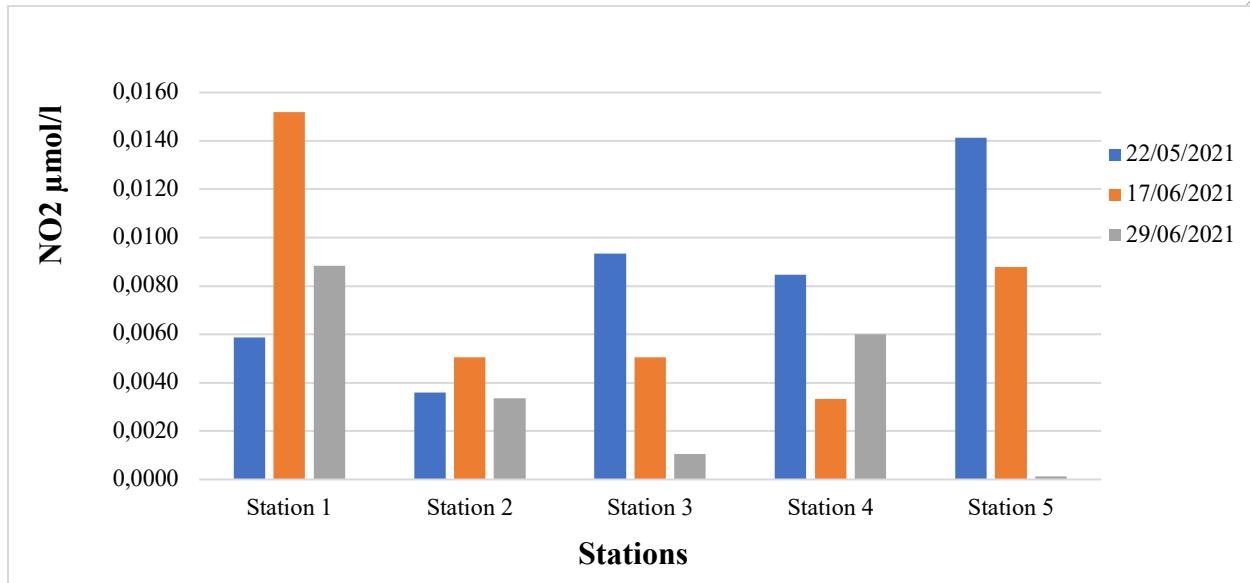
Les relevés des concentrations des Nitrates dans la figure (34), montrent des valeurs très basses elles varient entre 0,0039  $\mu\text{mol/l}$  et 0,035 $\mu\text{mol/l}$ , avec une moyenne de 0,0184 $\mu\text{mol/l}$  tout le long d'échantillonnage. Des teneurs maximales sont enregistrées le 29 Juin 2021 dans la station 1 (0,035  $\mu\text{mol/l}$ ), tandis que les faibles concentrations ont été observées au niveau de la station 2 lors de la sortie du 22 Mai 2021 (0,0039  $\mu\text{mol/l}$ ).



**Figure 34 :** Variation spatio-temporelle des teneurs en Nitrate d'eau de mer dans la ferme aquacole « CULTMARE » (présent travail).

### III.2.2 Nitrite (NO<sub>2</sub>)

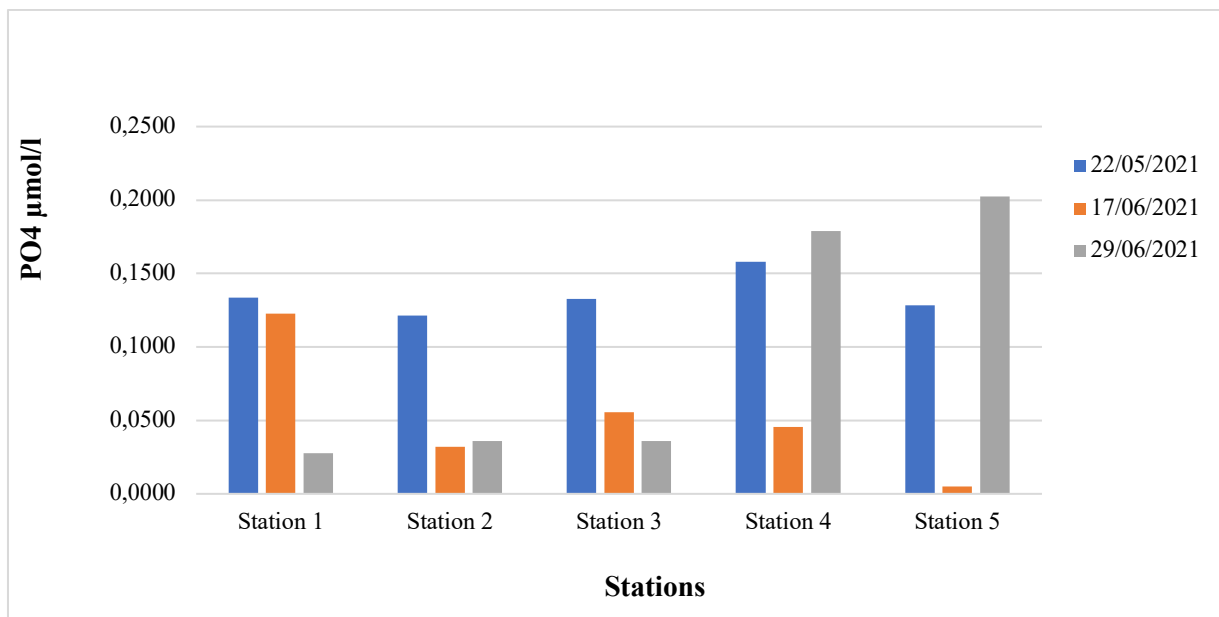
Les valeurs des nitrites mesurées durant notre étude, dans les cinq stations d'échantillonnage sont en générale assez faible. Elles fluctuent entre 0,0001 et 0,0152  $\mu\text{mol/l}$ , avec une moyenne de 0,0065. la figure (35), les valeurs des nitrites atteint une valeur maximale de 0,0152  $\mu\text{mol/l}$  le 17 juin 2021 dans la station 1, tandis que la concentration la plus faible d'ordre 0,0001  $\mu\text{mol/l}$  a été enregistré le 29 Juin 2021 au niveau de la station 5.



**Figure 35 :** Variation spatio-temporelle des teneurs en Nitrite d'eau de mer dans la ferme aquacole « CULTMAR » (présent travail).

### III.2.3 Phosphate (PO<sub>4</sub>)

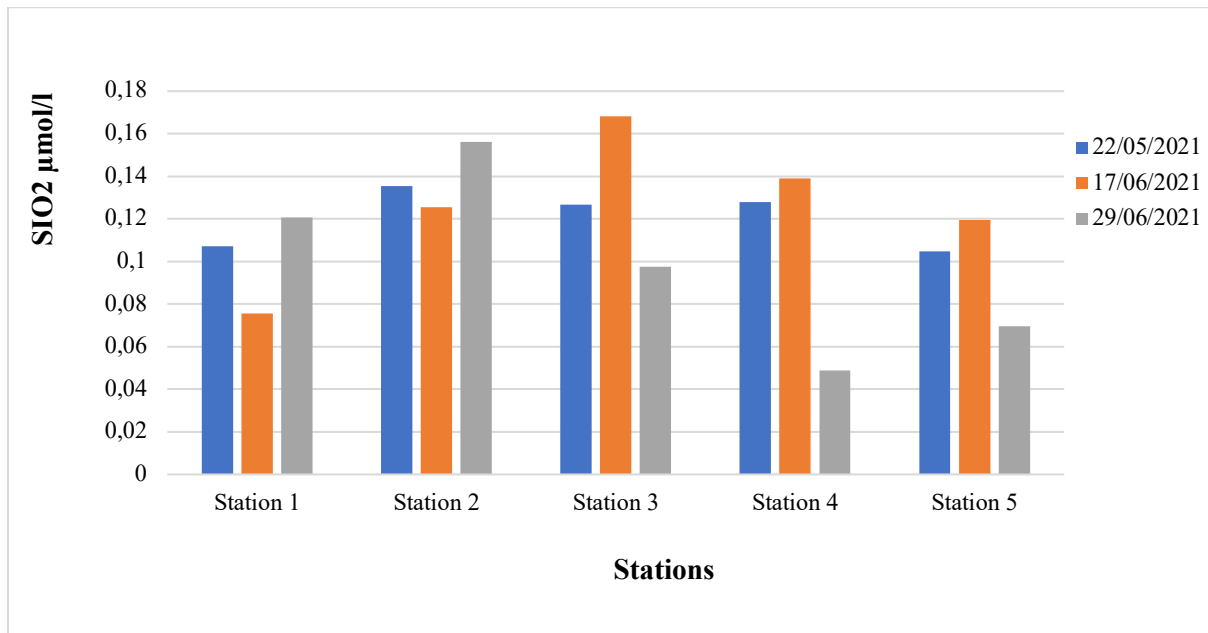
Les concentrations de phosphate enregistrées au cours de la période d'étude sont illustrées sur la figure (36). Elles varient entre 0,0051  $\mu\text{mol/l}$  qui est la valeurs la plus faibles au niveau de la station 5 lors de notre première prélèvement du mois de juin tandis que la valeurs maximale a été enregistré le 29 Juin 2021 (troisième prélèvement) avec une concentration de 0,2  $\mu\text{mol/l}$ . Les concentrations des Phosphate atteint une concentration moyenne de 0,0943  $\mu\text{mol/l}$  tout au long de la période d'étude.



**Figure 36 :** Variation spatio-temporelle des teneurs en Phosphate d'eau de mer dans la ferme aquacole « CULTMAR » (présent travail).

### III.2.4 Silicate (SiO<sub>2</sub>)

Dans les sites échantillonnés, les teneurs en silicates enregistrés dans la figure (37), varient entre un minimum d'ordre 0,05  $\mu\text{mol/l}$  enregistré le 29 juin 2021 dans la station 4, et un maximum d'ordre 0,17  $\mu\text{mol/l}$ , le 17 juin 2021 au niveau de la station 3. Avec une moyenne de 0,11  $\mu\text{mol/l}$ .



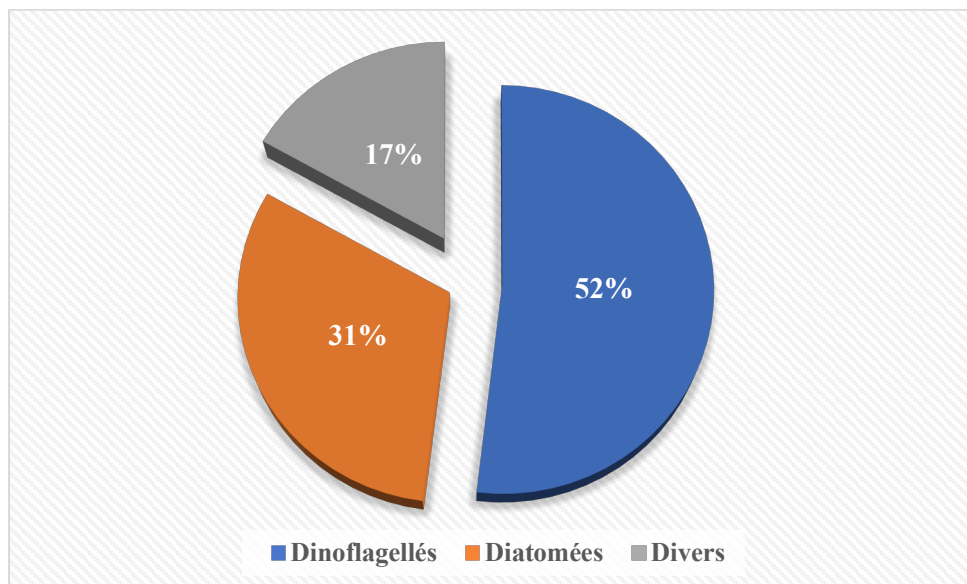
**Figure 37 :** Variation spatio-temporelle des teneurs en Silicate d'eau de mer dans la ferme aquacole « CULTMAR » (présent travail).

### III.3 Analyse qualitative et quantitative du phytoplancton

#### III.3.1 Etude qualitative

Dans cette étape, nous avons étudié l'inventaire des espèces phytoplanctoniques élaboré, par l'analyse des échantillons en adoptant la méthode de sédimentation d'**Utermöhl (1958)**. D'après l'analyse de la composition spécifique des échantillons, un total de 77 taxons a été enregistré (Tableau 6) pendant la période d'étude, appartenant aux groupes taxonomiques importants : Diatomées et Dinoflagellés. Les autres groupes moins fréquents ce sont considérés dans notre analyse, comme des divers, en l'occurrence Coccolithophoridés, Cyanobactéries, Chlorophycées et Porifères.

En effet, sur le plan spécifique, les proportions des groupes trouvés sont de : 52 % pour les, Dinoflagellés 31% pour les Diatomées, et 17 % pour Divers (figure 38).



**Figure 38 :** Les proportions de la richesse spécifique des trois groupes (Diatomées, Dinoflagellés et Divers) de la population de phytoplancton de la ferme aquacole « CULTMAR » (présent travail).

##### III.3.1.1 Les Dinoflagellés

Au cours de notre étude, on a noté une forte diversification des Dinoflagellés ; c'est la classe la plus présente et la plus diversifiée avec 40 espèces (Planche I ET ANNEXE N°3) appartenant à huit ordres différents.

Les genres les plus dominantes sont *Protoperidinium*, *Ceratium* et *Prorocentrum*.

Les principaux genres régulièrement rencontrés du groupe de Dinoflagellés : *Protoperidinium*, *Ceratium*, *Prorocentrum*, et *Dinophysis* avec des pourcentages floristiques respectives de 12,5%, 10%, 10% et 10%. D'autre part, nous avons recensées un lot d'espèce moins fréquentes

à une faible proportion spécifique comme : *Gyrodinium sp*, *Alexandrium sp*, *Noctiluca sp*, *Gonyaulax sp*, *Gymnodinium sp*, et plusieurs autres.

### **III.3.1.2 Les Diatomées**

Cette classe représente une forte diversification de 23 espèces (Planche II ET ANNEXE N°4) appartenant à 11 ordres, les genres qui occupent le premier rang dans l'inventaire de ce groupe sont *Nitzschia*, *Navicula* et *Cylindrotheca* et avec des pourcentages de 12,5%, 8,3% et 4,2% respectivement.

### **III.3.1.3 Les Divers**

Cette classe se compose essentiellement, des Cyanobactérie et Chlorophycées avec 13 espèces qui sont identifiées dans nos échantillons.

**Tableau 6** : Inventaire des différentes espèces observées dans le site d'étude (présent travail).

Diatomées	St1	St2	St3	St4	St5
<i>Actinoptychus sp.</i>					+
<i>Bacillaria sp.</i>			+		+
<i>Chaetoceros sp.</i>			+	+	
<i>Cocconeis sp.</i>					+
<i>Coscinodiscus sp.</i>					
<i>Cylindrotheca sp.</i>			+	+	+
<i>Flagilariopsis sp.</i>		+			
<i>Grammatophora sp.</i>		+			
<i>Hemiaulus hauckii</i>					+
<i>Leptocylindrus danicus</i>		+	+	+	
<i>Licmophora ehrenbergii</i>		+	+	+	+
<i>Lyrella Iyra</i>				+	
<i>Navicula monilifera</i>			+	+	
<i>Navicula sp.</i>					+
<i>Nitzschia bizertensis</i>					+
<i>Nitzschia reversa</i>		+		+	
<i>Nitzschia sp.</i>		+			
<i>Pleurosigma capense</i>				+	



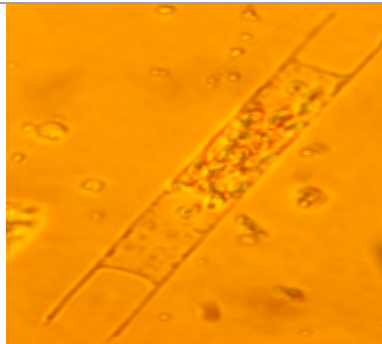




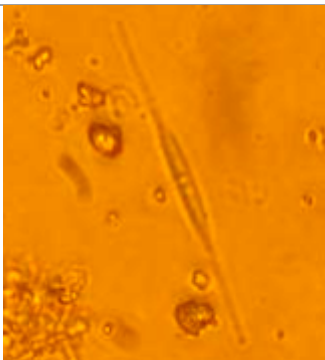
Diatomées	St1	St2	St3	St4	St5
<i>Proboscia alata</i>				+	
<i>Pseudo-nitzschia</i>					+
<i>Rhizosolenia sp.</i>	+				+
<i>Skeletonema sp.</i>		+	+		
<i>Striatella unipunctata</i>		+			
<i>Thalassiosira sp.</i>		+		+	

Divers	St1	St2	St3	St4	St5
<i>Acanthometron sp.</i>			+		
<i>Actinotaenium riethii</i>			+		
<i>Coccolithe sp.</i>					+
<i>Cosmarium sp.</i>		+			
<i>Epiplocylis acuminata</i>				+	+
<i>Eutintinnus sp.</i>				+	
<i>Leegaardiella sp</i>		+			+
<i>Prymnesium parvum</i>		+			+
<i>Steenstrupiella steenstrupii</i>					+
<i>Trichodesmium erythraeum</i>		+		+	
<i>Rhabdonella spiralis</i>		+		+	
<i>Chlorella sp</i>	+	+			
<i>Cryptomonas sp</i>			+		



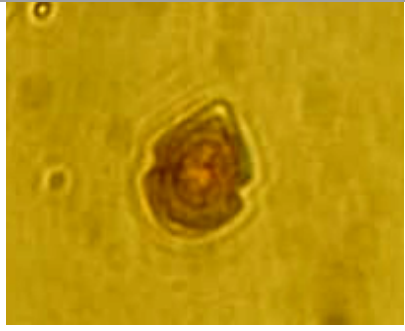
Dinoflagellés	St1	St2	St3	St4	St5
<i>Akashiwo sanguinea</i>		+		+	
<i>Alexandrium sp.</i>	+	+	+		+
<i>Amphidinium sp</i>					+
<i>Ceratium extensum</i>		+			
<i>Ceratium furca</i>	+	+	+	+	+
<i>Ceratium furcoides</i>		+			+
<i>Ceratium fusus</i>	+	+	+	+	+
<i>Ceratium macroceros</i>	+	+	+	+	+
<i>Cochlodinium convolutum</i>		+			
<i>Coolia sp.</i>					+
<i>Cyste de Lingulodinium polyedrum</i>		+	+		
<i>Dinophysis caudata</i>		+	+		+
<i>Dinophysis mitra</i>		+			
<i>Dinophysis rotundata</i>		+			
<i>Dinophysis sp.</i>		+	+		+
<i>Gambierdiscus sp.</i>		+			
<i>Gonyaulax sp.</i>		+			
<i>Gymnodinium sp.</i>		+	+	+	+
<i>Gyrodinium</i>	+				

<i>Karenia sp.</i>					
<i>Katodinium glaucum</i>	+				+
<i>Noctiluca scintillans</i>					
<i>Ornithocercus magnificus</i>				+	+
<i>Ostreopsis sp.</i>		+			+
<i>Oxyphysis sp.</i>					+
<i>Oxytoxum sp.</i>					+
<i>Polykrikos beauchampii</i>					+
<i>Preperidinium meunieri</i>		+		+	+
<i>Prorocentrum clipeus</i>			+		
<i>Prorocentrum compressum</i>	+		+		+
<i>Prorocentrum emarginatum</i>			+		
<i>Prorocentrum micans</i>	+			+	+
<i>Prorocentrum minimum</i>	+		+		
<i>Proto-peridinium conicoides</i>	+	+	+		+
<i>Proto-peridinium depressum</i>					+
<i>Proto-peridinium diabolium</i>	+	+			
<i>Proto-peridinium pentagonum</i>			+		
<i>Proto-peridinium pyriforme</i>	+	+		+	+
<i>scrippsiella trochoidea</i>	+	+	+	+	+
<i>symbiodinium sp.</i>				+	

**Planche I :** Espèce de Diatomées observées au microscope inversé et optique avec grossissement  $\times 40$  (**présent travail**).

		
<i>Nitzchia sp.</i>	<i>Nitzchia reversa</i>	<i>Licmophora Ehrenberg</i>
		
<i>Hemiaulus hauckii</i>	<i>Navicula sp.</i>	<i>Proboscia alata</i>
		
<i>Chaetoceros sp.</i>	<i>Leptocylindrus danicus</i>	<i>Cylindrotheca sp.</i>

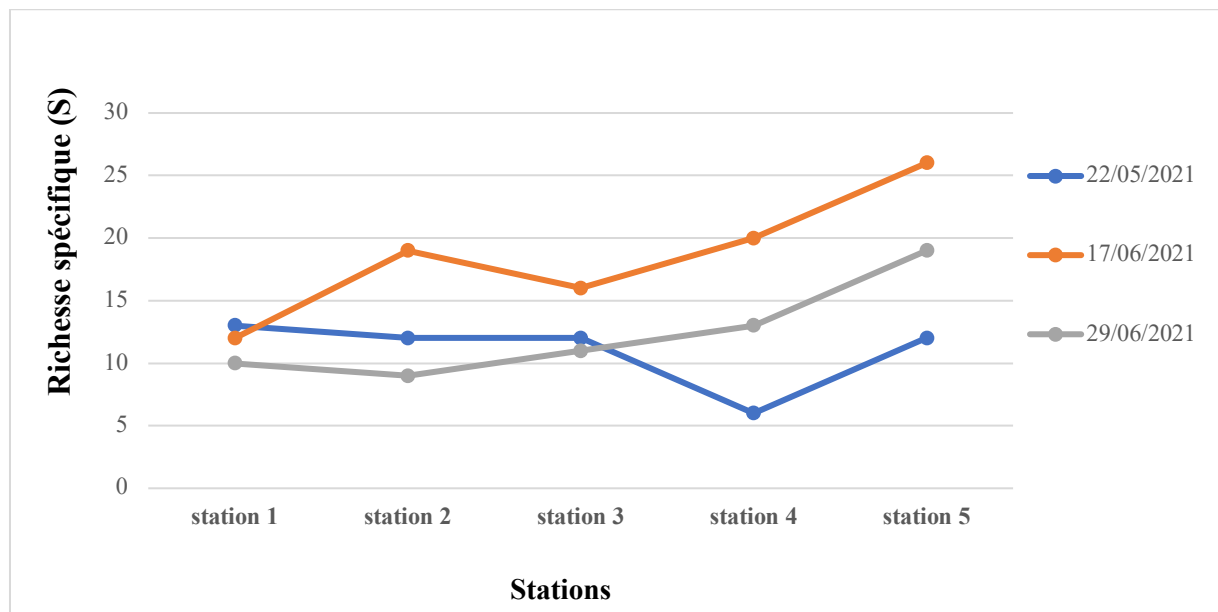
**Planche II** : Espèce de Dinoflagellés observées au microscope inversé et optique avec grossissement  $\times 40$  (présent travail).

		
<i>Prorocentrum compressum</i>	<i>Dinophysis caudata</i>	<i>Ceratium macroceros</i>
		
<i>Ceratium furca</i>	<i>Ceratium fusus</i>	<i>Ceratium furcoide</i>
		
<i>Protoperidinium depressum</i>	<i>Prorocentrum micans</i>	<i>Prorocentrum emarginatum</i>
		
<i>Gambioidiscus sp.</i>	<i>Alexandrium sp</i>	<i>Scrippsiella trochoidea</i>

### III.3.2 Richesse spécifique (S)

La richesse spécifique est utilisée dans les études comme une variable explicative du fonctionnement de l'écosystème et est supposée être un bon indicateur de la diversité fonctionnelle (Mcintosh, 1967).

Au cours de notre étude, on a noté une richesse spécifique totale de 77 taxons, avec une valeur moyenne de l'ordre de 14 taxons par prélèvement, qui varie entre 6 à 26 taxons (Figure 39).



**Figure 39** : Variation spatio-temporelle de la richesse spécifique « S » du phytoplancton au niveau de la ferme aquacole « CULTMARE » (présent travail).

La figure au-dessus, montre une grande diversité au niveau des stations de la ferme aquacole « CULTMARE ». Cette diversité est caractérisée par une richesse spécifique importante (77 taxons). En moyenne par station, 14 espèces différentes ont été recensées avec une richesse maximale de 26 taxons à la station 5 durant la troisième sortie du 17 juin 2021. En revanche, une très faible diversité marque la station 4 (filère des huîtres) avec seulement 6 espèces durant le prélèvement du mois de Mai. Ceci est probablement expliqué par l'abondance des spicules spongiaires qui a rendu l'observation et l'identification des espèces phytoplanctoniques difficile. Parmi les 77 taxons identifiés, on a constaté un inventaire assez riche en Diatomées, de forme benthique comme *Licmophora*, *Navicula* et *Nitzchia, reversa* retrouvées fréquemment dans des stations à faible profondeur.

### III.3.3 Etude quantitative

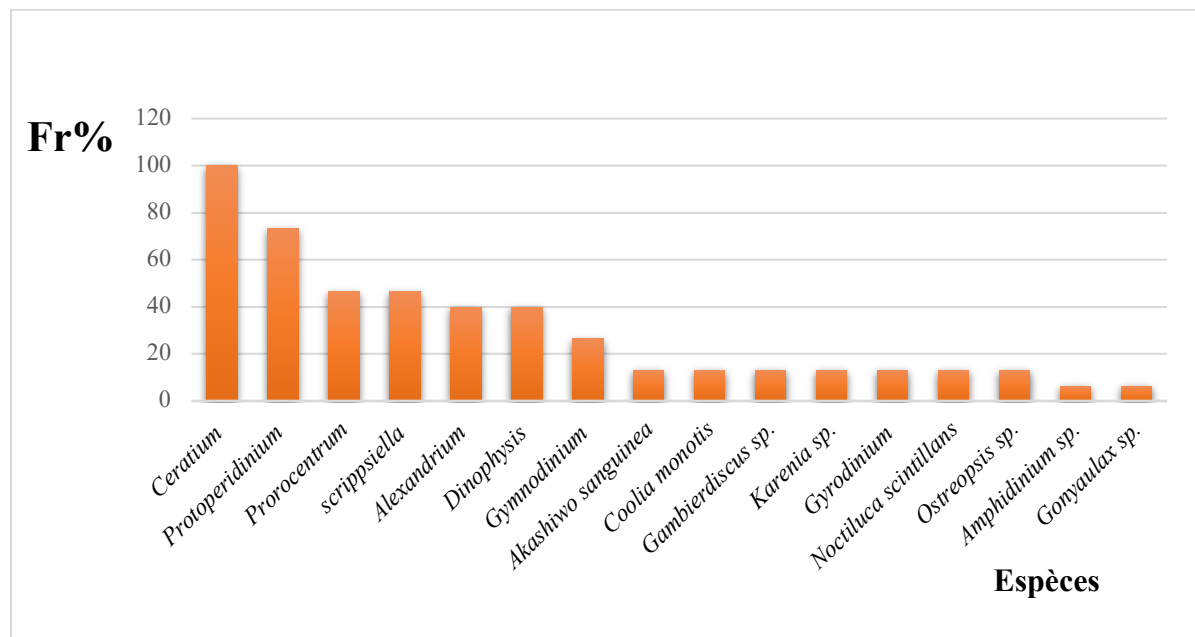
En analysant les résultats obtenus sur le plan quantitatif du phytoplancton, on peut comprendre la nature du milieu marin étudié, et les différentes composantes du peuplement phytoplanctonique qui y vive. Celle-ci permet, de contribuer à résoudre un nombre considérable de problèmes d'intérêt écologique, et même aquacole et piscicole.

#### III.3.3.1 Fréquence d'occurrence Fr (%)

Ce paramètre peut prendre en compte de manière globale la fréquence des Diatomées, des Dinoflagellés et d'autres taxons dans la zone d'étude. Ainsi, il est à signaler que les Diatomées et les Dinoflagellés sont des classes constantes ( $Fr = 100\%$ ), en fait, ils existent dans toutes les stations d'échantillonnage. Par conséquent, seuls les résultats d'une étude quantitative bien détaillée des différentes espèces de ces deux classes peuvent nous renseigner sur la nature du peuplement phytoplanctonique dans chaque station.

#### III.3.3.2 Les Dinoflagellés

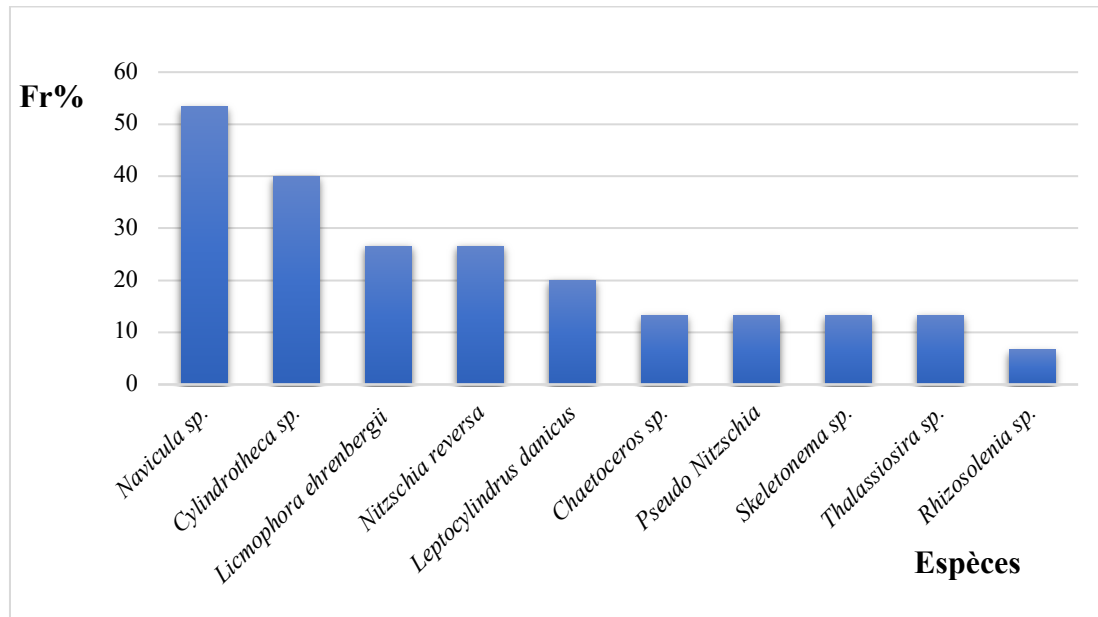
Au cours de notre étude, le genre *Ceratium* marque une fréquence omniprésente 100% dans tous les échantillons prélevés, suivi par le genre *Protoperdinium* qui est une espèce régulière ( $50\% < Fr < 75\%$ ). *Prorocentrum*, *Scrippsiella*, *Dinophysis*, *Alexandrium* et *Gymnodinium* sont des espèces du genre accessoires ( $50\% < Fr < 25\%$ ), alors qu'environ 34 espèces sont accidentelles ( $Fr \leq 25\%$ ) dont *Akashiwo sanguinea*, *Coolia monotis*, *Gonyaulax* et *Karenia sp...* etc. (figure 40).



**Figure 40** : Graphe représentant les fréquences d'occurrences (%) des espèces de Dinoflagellés pour tous les échantillons (présent travail).

### III.3.3.3 Les Diatomées

Dans cette classe, le genre *Navicula* marquent une fréquence régulière ( $50\% < Fr < 75\%$ ), suivi par des *Cylindrotheca sp*, *Licmophora sp* et *Nitzschia sp* qui sont des espèces accessoires ( $50\% < Fr < 75\%$ ). Alors que, le reste à environ 20 espèces, sont considéré comme des espèces accidentelles ( $Fr \leq 25\%$ ) comme celle appartenant aux genres, *Chaetoceros*, *Pseudo-nitzschia*, *Rhizosolenia* ...etc. (figure 41).

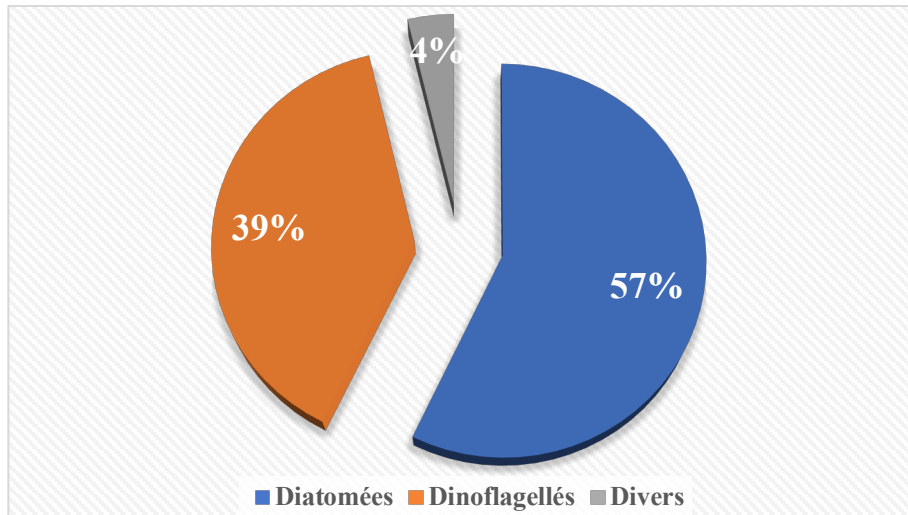


**Figure 41 :** Graphe représentant les fréquences d’occurrences (%) des Diatomées pour tous les échantillons (présent travail).

### III.3.4 Abondance relative (%)

La figure (42), sur le microphytoplancton de la ferme conchylicole « CULTMARE », montre que les Diatomées sont les plus abondantes avec 57% de peuplement phytoplanctonique, suivi par les Dinoflagellés avec 39% et les autres espèces (les divers) sont enregistrées avec seulement 4%.

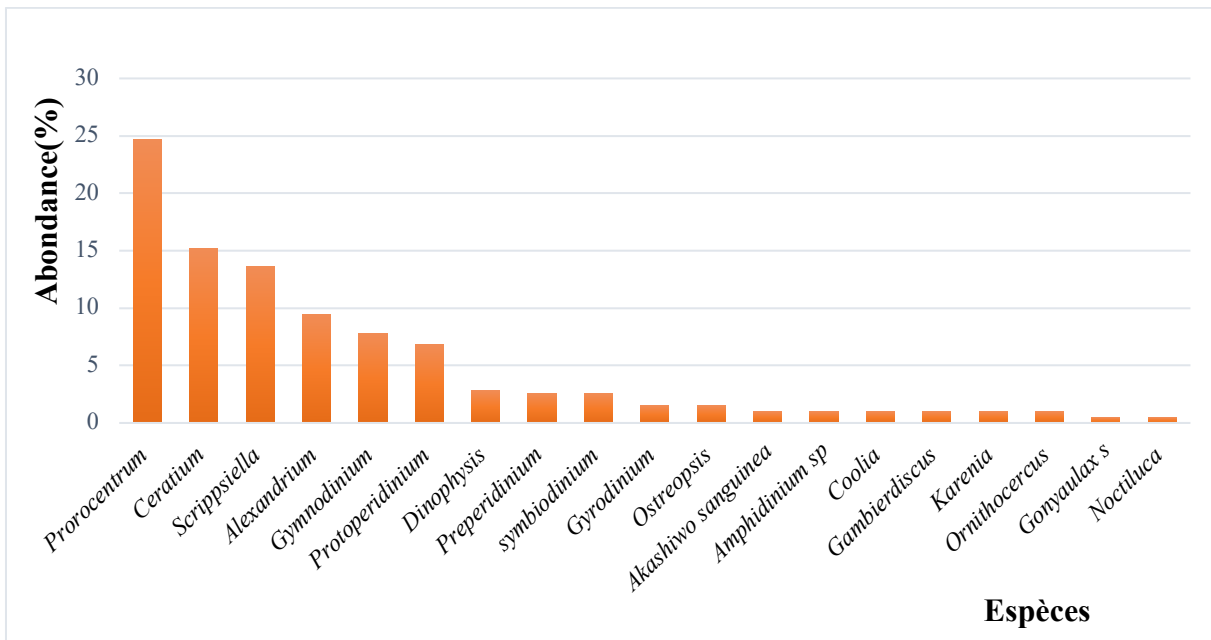
Parmi les Diatomées, le genre *Cylindrotheca* et *Navicula* forment le groupe le plus dominant avec 12 et 11,77% respectivement de l'abondance totale des cellules, suivi par *Nitzschia reversa* 9,5% et *Licmophora ehrenbergii* à 6,31%. L’espèce *Scrippsiella trochoidea* du groupe des Dinoflagellés est la plus dominante avec 5,5% de la population phytoplanctonique observé. Quant aux *Prorocentrum minimum*, *Prorocentrum Compressum*, *Gymnodinium sp*, *Alexandrium sp*, forment le deuxième groupe des Dinoflagellés dominant avec des proportions respectives de 4%, 3,8%, 3,2% et 3%.



**Figure 42** : Classes dominantes de phytoplancton observées dans la ferme conchylicole « CULTMARE » (présent travail).

### III.3.4.1 Abondance relative des Dinoflagellés

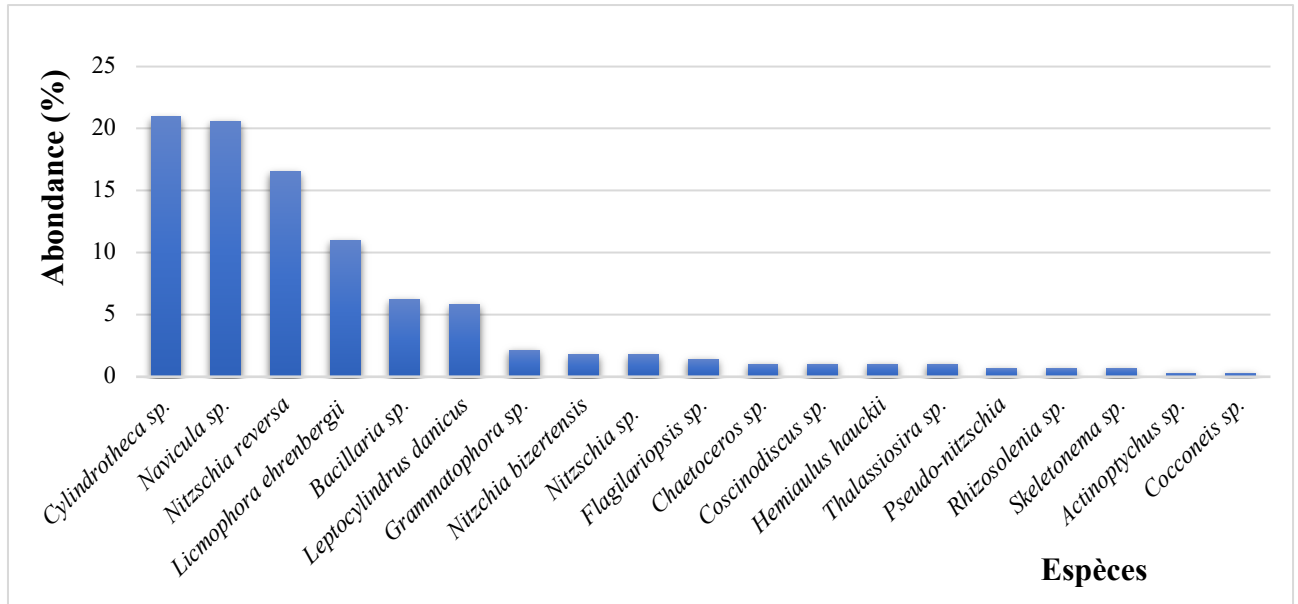
Dans la classe des Dinoflagellés, *Prorocentrum* est le genre le plus abondante pour tous les échantillons (24,67%) suivi par *Ceratium* (15,22%), *Scrippsiella* (13,65%), *Alexandrium* (9,45%), *Gymnodinium* (7,78%) et *Protoperidinium* (6,82%), (Figure 43). Cependant, les autres genres sont marquées par une faible abondance, variant entre 2,88 et 0,53%.



**Figure 43** : Graphe représentant les abondances relatives (%) des Dinoflagellés dans la ferme conchylicole « CULTMARE » (présent travail).

### III.3.4.2 Abondance relative des Diatomées

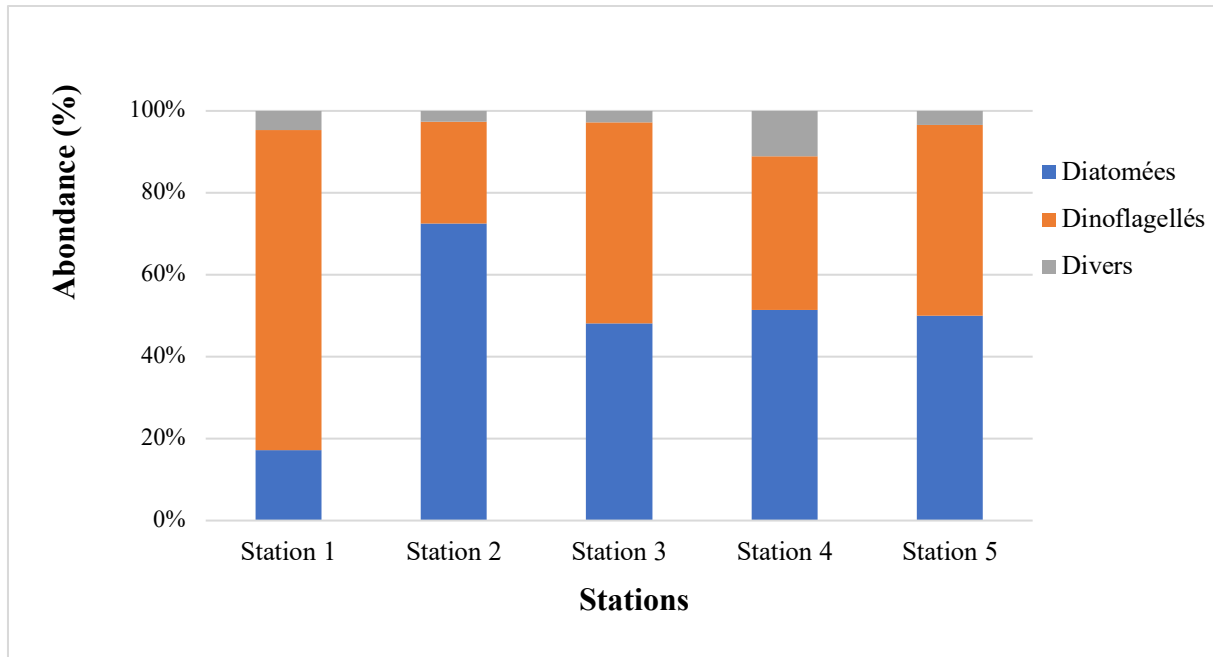
Dans la classe des Diatomées, les espèces les plus abondantes sont *Cylindrotheca sp* (21,95%) et *Navicula sp* (20,85 %), suivi par *Nitzschia reversa* (16,54%), *Licmophora ehrenbergii* (11,03%), *Bacillaria sp* (6,25%) et *Leptocylindrus danicus* (5,88%). Les autres taxons ont une abondance assez faible comprise entre 2,25% et 0,36 % (Figure 44).



**Figure 44 :** Graphe représentant les abondances relatives (%) des Diatomées (**présent travail**).

### III.3.4.3 Abondance relative en fonction des stations :

D'après la figure (45), les Diatomées sont plus abondantes dans la station 2 (filière des moules) avec 72,57%. Cette classe, atteint une valeur moyenne d'ordre 47,86% dans toutes les stations d'échantillonnage. Quant aux Dinoflagellés, leur abondance maximale est liée à la station 1 relative à filière des moules avec un taux de 78,12 %. Une abondance moyenne de 47,21% marque le groupe des Dinoflagellés durant toute la période d'étude au niveau des cinq stations. Les divers sont les moins abondant dans les cinq stations avec une moyenne de 4,93% de l'ensemble des échantillons traités.

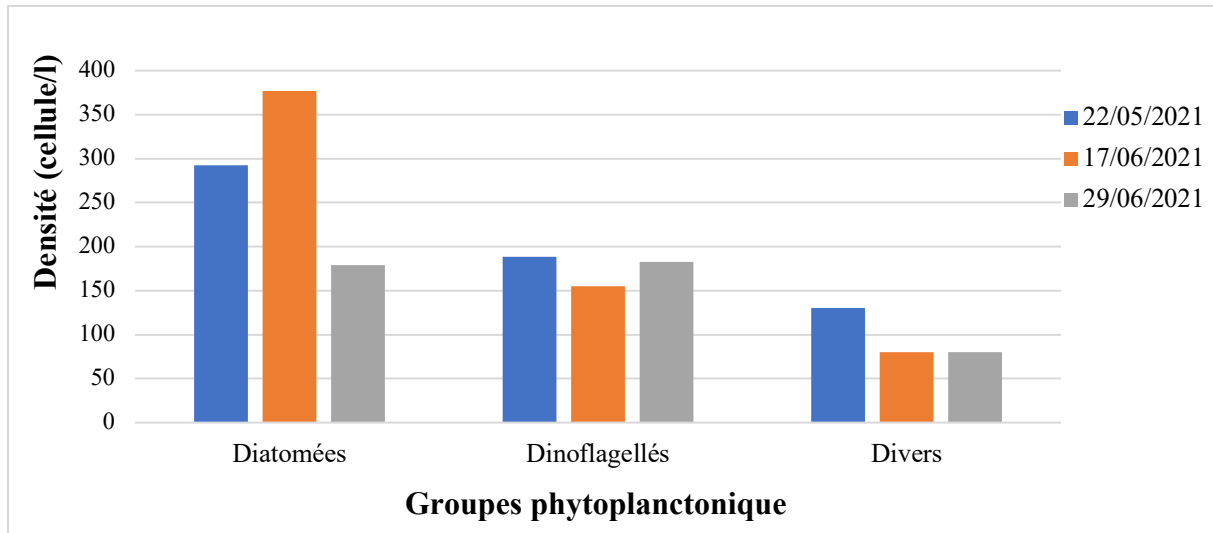


**Figure 45** : Variation de l'abondance des groupes phytoplanctonique au niveau des stations d'échantillonnage dans la ferme conchylicole « CULTMARE » (présent travail).

### III.3.5 Densité cellulaire :

#### III.3.5.1 La densité cellulaire en fonction des groupes phytoplanctonique

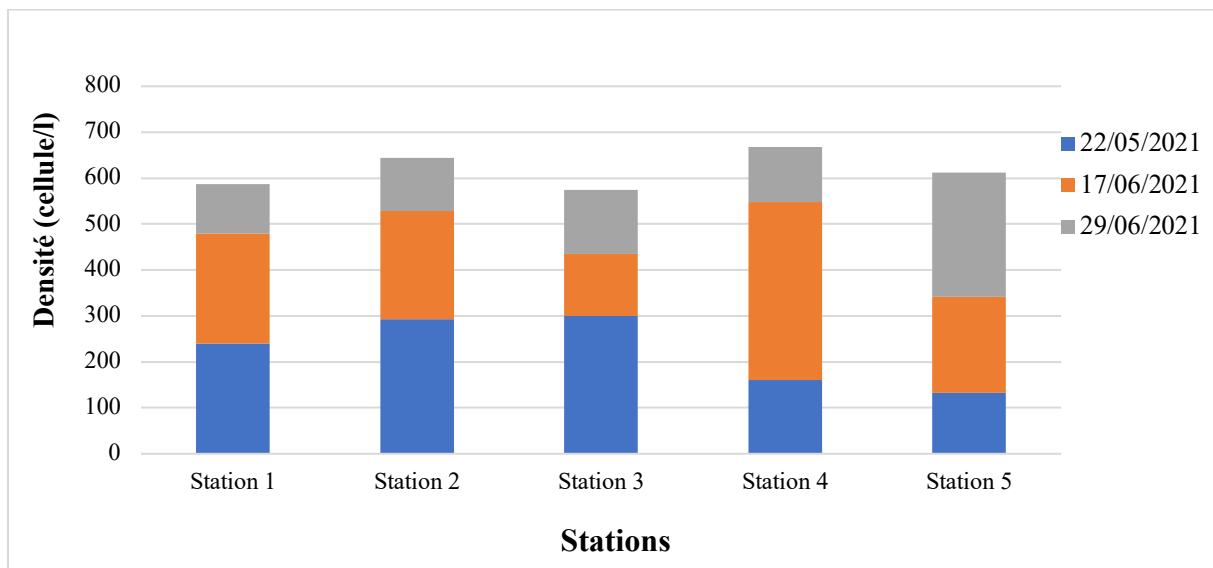
La figure (46) ci-dessous, démontre une concentration des espèces de Diatomées avec une densité maximale d'ordre 376,8 cellules/l, soit un pourcentage de 57 %, durant le mois de Juin. La densité moyenne des Diatomées calculée durant toute la période d'étude est d'ordre 282,7 cellules/l. Ces derniers sont suivis par les Dinoflagellés qui présentent une densité maximale de 188,3 cellules/l liée au mois de Juin toujours, avec une proportion de 39 %. La valeur de la densité moyenne pour le groupe des Dinoflagellés au long des deux mois d'études est de l'ordre de 175,2 cellules/l.



**Figure 46** : Variations des densités moyennes cellulaires des groupes phytoplanctoniques au niveau des stations d'échantillonnages (**présent travail**).

### III.3.5.2 La densité cellulaire en fonction des stations

Le comptage des individus observés dans chaque échantillon prélevé de la ferme conchylicole, nous a permis de noter une fluctuation dans la concentration des groupes phytoplanctoniques. La densité moyenne la plus élevée est d'ordre de 387,4 cellules/l, enregistrée au niveau de la station 4 (filière des huîtres), durant le prélèvement de Juin, tandis que les plus faibles densités d'ordre 106,6 cellules/l, appartiennent à la station 1 (filières des moules) en mois de Juin. Avec une densité moyenne de 205,74 cellules/l (Figure 47).



**Figure 47** : Variations spatio-temporelles des densités moyennes phytoplanctonique dans la ferme conchylicole « CULTMARE » (**présent travail**).

### III.3.6 La matrice de corrélation entre les différents paramètres hydrobiologiques

Le calcul des corrélations entre les différents paramètres hydrobiologiques permet de réduire un système complexe des données en un plus petit nombre de dimensions. La matrice de corrélation nous renseigne ainsi sur l'intensité des liaisons binaires entre chaque couple de paramètres. D'après (Liu *et al.*, 2016), les corrélations sont classées comme forte [ $> 0,75$ ], moyenne [ $0,75 - 0,5$ ] et faible [ $< 0,5$ ].

D'après la matrice (Tableau 7), la plus importante corrélation a été trouvée entre Nitrites ( $\text{NO}_2$ ) et la densité des Dinoflagellés (Dn.Dino) (**0,957**).

Des corrélations relativement élevées, ont été enregistrées également entre cette la salinité et la densité de ce même groupe phytoplanctonique.

Quelques paramètres physico-chimiques présentent des liaisons binaires supérieures à 0,75 : la température ( $^{\circ}\text{C}$ ), la salinité et les Nitrites ( $\text{NO}_2$ ).

Selon la matrice des corrélations, la densité des espèces responsables de HAB's (Dn.HAB's) est fortement corrélée à la concentration moyenne du phytoplancton (Dn.moy.phyt) dans les stations étudiées (**0,799**).

**Tableau 7** : La matrice de corrélations entre les différents paramètres Hydrobiologiques dans la ferme « CULTMAR » (présent travail).

	T°	PH	Salinité	O2	NO3	NO2	PO4	SiO2	Dn. moy phyto	Dn.Diat	Dn.Dino	Dn.Div	Dn HABs
<b>T°</b>	1,000												
<b>PH</b>	<b>0,875</b>	1,000											
<b>Salinité.</b>	-0,394	-0,043	1,000										
<b>O2</b>	-0,395	-0,039	<b>0,776</b>	1,000									
<b>NO3</b>	-0,594	-0,451	0,564	0,302	1,000								
<b>NO2</b>	-0,233	0,018	<b>0,877</b>	0,379	0,583	1,000							
<b>PO4</b>	0,255	0,247	0,119	-0,321	0,576	0,438	1,000						
<b>SiO2</b>	-0,145	-0,294	-0,561	-0,026	0,597	-0,823	-0,857	1,000					
<b>Densité.moyenne.des.phyto</b>	0,327	0,370	0,172	-0,038	-0,591	0,288	-0,323	-0,033	1,000				
<b>Dn.Diat</b>	0,402	0,057	-0,874	-0,899	-0,199	-0,595	0,366	0,121	-0,342	1,000			
<b>Dn.Dino</b>	-0,242	0,044	<b>0,920</b>	0,518	0,402	<b>0,957</b>	0,176	-0,652	0,466	-0,769	1,000		
<b>Dn.Div</b>	-0,087	0,132	0,236	0,735	0,147	-0,198	-0,229	0,226	-0,485	-0,376	-0,131	1,000	
<b>Dn.HABs</b>	0,466	0,413	0,069	-0,465	-0,224	0,469	0,370	-0,538	<b>0,799</b>	0,101	0,439	-0,796	1,000

### III.3.7 Indice de diversité

#### III.3.7.1 Variation de l'Indice de Shannon «H'», Indice de Simpson «D» et Indice d'équitabilité «J'» selon les stations

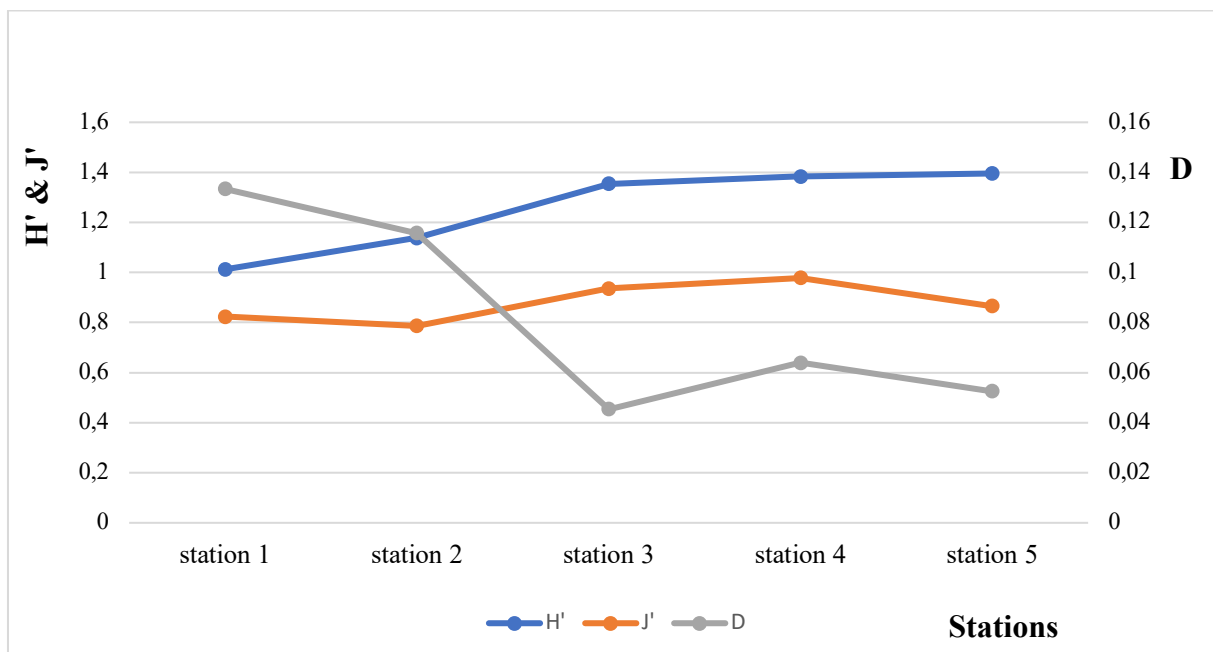
Selon la figure (48), les valeurs de l'indice de Shannon calculées sont comprises entre 1,01 et 1,4 bits. Les valeurs les plus élevées enregistrées correspondent aux stations S3, S4 et S5 avec un ordre respectif de 1,35 et 1,38 et 1,4 bits. Ces stations sont les plus diversifiées en espèces phytoplanctoniques, car elles présentent des valeurs de l'indice de Shannon ( $H'$ ) proches de la valeur optimale calculée ( $H'_{max}=1,88$  bits).

Pour le reste des stations, les valeurs de l'indice de Shannon ( $H'$ ) sont comprises entre 1,1 et 1,01 bits, ceci suppose une diversité relativement moins importante.

En examinant les valeurs de l'indice d'équitabilité ( $J'$ ) pour chaque station, nous constatons qu'elles oscillent entre 0,78 et 0,98.

La valeur minimale en équitabilité ( $J'$ ) est d'environ 0,78 calculée au niveau de la station 2 (filère des moules), ce qui est expliqué par une dominance spécifique de deux espèces particulières qui est *Cylindrotheca sp* et *Licmophora ehrenbergii*.

L'équitabilité qui tend le plus vers « 1 », est liée aux stations 4 et 3 (0,9), cela indique que toutes les espèces ont une abondance égale, et donc une équi-répartition du peuplement phytoplanctonique dans cette zone.



**Figure 48** : Variation de l'indice de Shannon ( $H'$ ) et de l'indice d'équitabilité ( $J'$ ) et l'indice de Simpson ( $D$ ) selon les stations (présent travail).

Les valeurs de l'indice de Simpson (**D**) tendent vers 0, ce qui confirme une diversité importante. Nous constatons que les stations 3 ; 4 et 5 (filière des huîtres) sont les plus diversifiées (l'indice de Simpson oscille entre 0,04 et 0,06), suivie par les stations 1 et 2 (filière des moules) qui est légèrement moins diversifiée que les deux dernières (indice de Simpson égale à 0,13 et 0,11).

### III.4 Composition et abondance des peuplements de phytoplancton potentiellement nuisibles

Entre Mai à Juin 2021, un total de 15 échantillons a été prélevé dans la ferme conchylicole à Tipaza au niveau de cinq stations. L'inventaire des populations phytoplanctoniques potentiellement toxiques et/ou nuisibles comprend au moins 20 espèces appartenant à 20 genres et groupées en 2 classes : Diatomées et Dinoflagellés. (Tableau 8).

**Tableau 8** : Genres et espèces de phytoplancton potentiellement toxiques et/ou nuisibles identifiés au niveau de la ferme conchylicole « CULTMARE » (**présent travail**). *ND* : non déterminé.

Classes	Genres	Espèces	Effet	St1	St2	St3	St4	St5
Bacillariophyceae	<i>Pseudonitzschia</i>	ND	Toxique	+			+	+
	<i>Cylindrotheca</i>	ND	Nuisible	+	+	+	+	+
	<i>Rhizosolenia</i>	ND	Nuisible	+				+
	<i>Thalassiosira</i>	ND	Nuisible		+	+		
	<i>Chaetoceros</i>	ND	Nuisible			+	+	
	<i>Leptocylindrus</i>	<i>Leptocylindrus danicus</i>	Nuisible		+		+	+
Dinophyceae	<i>Alexandrium</i>	ND	Toxique	+	+	+		+
	<i>Akashiwo</i>	<i>Akashiwo sanguinea</i>	Nuisible		+		+	
	<i>Ceratium</i>	<i>Ceratium extensum</i>	Nuisible		+			
		<i>Ceratium furca</i>		+	+	+	+	+
		<i>Ceratium fusus</i>		+	+	+	+	+
		<i>Ceratium furcoides</i>			+	+	+	+
		<i>Ceratium macroceros</i>		+	+	+	+	+
	<i>Coolia</i>	<i>Coolia monotis</i>	Toxique					+
	<i>Dinophysis</i>	<i>Dinophysis caudata</i>	Toxique		+	+		+
	<i>Gambierdiscus</i>	ND	Toxique		+	+		+
<i>Gonyaulax</i>	ND	Nuisible		+				

	<i>Karenia</i>	ND	Nuisible	+				+
	<i>Gyrodinium</i>	ND	Nuisible	+	+	+		
	<i>Noctiluca</i>	<i>Noctiluca scintillans</i>	Nuisible					+
	<i>Ostreopsis</i>	ND	Toxique	+				+
	<i>Prorocentrum</i>	<i>Prorocentrum clipeus</i>	Nuisible			+		
		<i>Prorocentrum compressum</i>		+		+		+
		<i>Prorocentrum emarginatum</i>				+		
		<i>Prorocentrum micans</i>		+			+	+
		<i>Prorocentrum minimum</i>		+		+		
	<i>Protoperidinium</i>	<i>Protoperidinium conicoides</i>	Toxique		+			
		<i>Protoperidinium depressum</i>		+		+		+
		<i>Protoperidinium diabolium</i>		+	+			
		<i>Protoperidinium pyriforme</i>		+	+			+
	<i>Scrippsiella</i>	<i>Scrippsiella trochoidea</i>	Nuisible	+	+	+	+	+

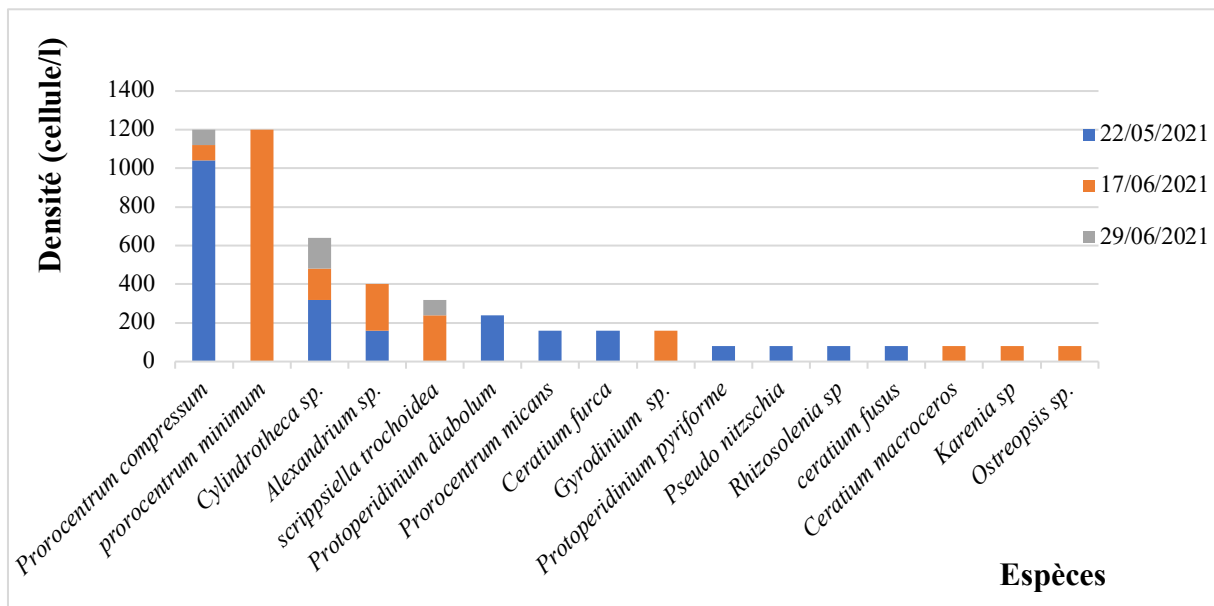
**Tableau 9** : Seuils d'alerte Phytoplancton (Neaud-Masson et Lemoine, 2017).

Genres cibles	Toxine	Seuils d'alerte
<i>Dinophysis</i> + <i>Phalacroma</i>	Producteurs de toxines lipophiles (Incluant les toxines diarrhéiques DSP)	Dès présence
<i>Alexandrium</i> + <i>Coolia</i>	Producteurs de toxines paralysantes (PSP)	10 000 cellules par litre
<i>Ostreopsis</i>	Producteurs des toxines palytoxine	100 000 cellules par litre
<i>Protoperidinium</i>	Producteurs des Azaspiracides	1000 cellules par litre
<i>Pseudo-nitzschia</i>	Producteurs de toxines amnésiantes (ASP)	Groupe des fines : 300 000 cellules par litre Groupe des larges : 100 000 cellules par litre

### III.4.1 Densité cellulaire des espèces toxiques dans chaque station

#### III.4.1.1 Station 1 (Située dans la filière des moules)

Au niveau de cette station, des espèces du genre *Gyrodinium*, *Alexandrium*, *Ceratium*, *Gymnodinium*, *Ostreopsis*, *Prorocentrum*, *Protoperidinium*, *Scrippsiella*, *Cylindrotheca*, *Pseudo-nitzschia* et *Rhizosolenia* ont été observées. La dynamique du peuplement phytoplanctoniques potentiellement toxique et/ou nuisible au niveau de cette station se caractérise par des densités cellulaires maximales avec deux valeurs d'ordre de  $1,2 \times 10^3$  et  $1,040 \times 10^3$  cellules/l (figure 49), et avec une densité moyenne d'ordre 229,1 cellules/l. Cette station est caractérisée également par la dominance de *Prorocentrum minimum* ( $1,2 \times 10^3$  cellules/l) et *Prorocentrum compressum* ( $1,04 \times 10^3$  cellules/l) pour la classe des Dinoflagellés. En parallèle, une dominance des Diatomées nuisibles par *Cylindrotheca sp* (320 cellules/l) qui ont été observé régulièrement dans nos échantillons.

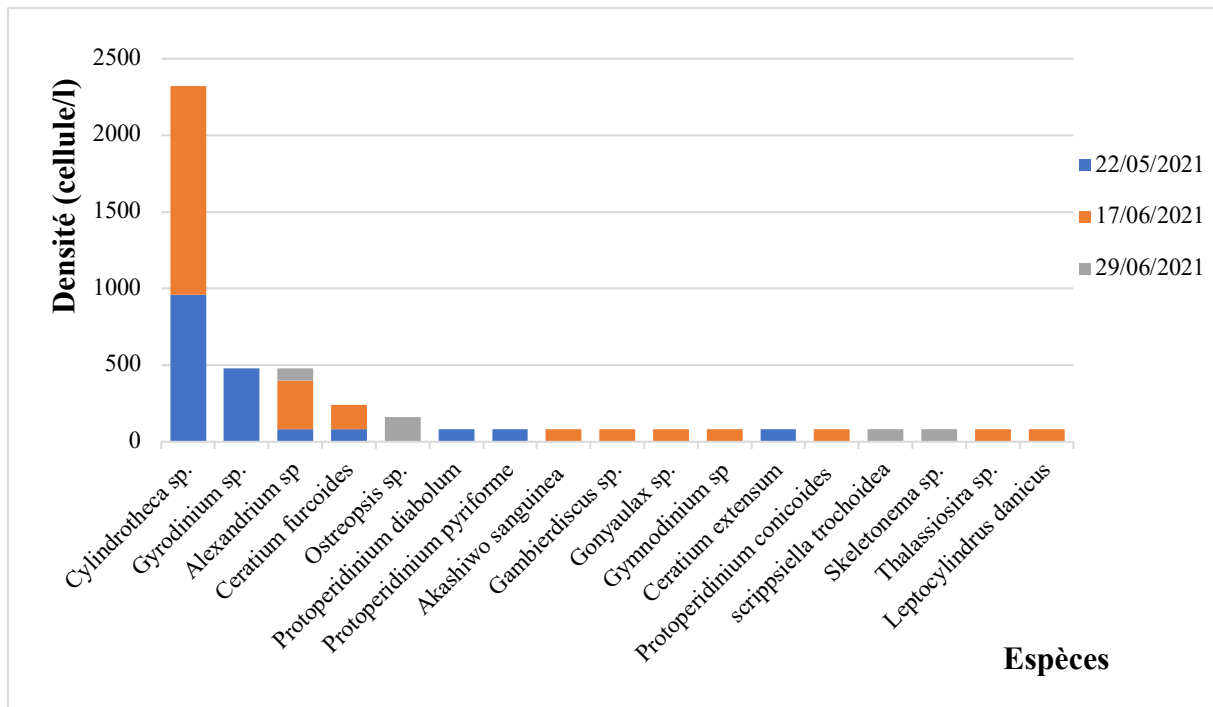


**Figure 49 :** Évolution de la dynamique spatio-temporelle des espèces phytoplanctoniques de la station 1 (filière des moules) au niveau de la ferme conchyliculture « CULTMARE » (présent travail).

#### III.4.1.2 Station 2 (Située dans la filière des moules) :

Pour cette deuxième station, nous avons observé aussi, *Alexandrium*, *Ceratium*, *Gyrodinium*, *Ostreopsis*, *Protoperidinium*, *Scrippsiella*, *Cylindrotheca*. En comparaison avec la précédente, cette station est caractérisée par la présence de sept autres espèces (*Akashiwo*, *Gambierdiscus*, *Gonyaulax*, *Gymnodinium*, *Skeletonema*, *Thalassiosira*, *Leptocylindrus*) et l'absence de

*Pseudo-nitzschia*, *Prorocentrum* et *Rhizosolenia*. Dans ce prélèvement, nous avons observé des valeurs maximale l'ordre de  $1,36 \times 10^3$  et 960 cellules/l (figure 50) et une densité moyenne de 220,9 cellule/l, durant la période d'étude. Cette composition floristique toxique et/ ou nuisible, est dominée surtout par *Cylindrotheca*, *Gyrodinium*, *Alexandrium* et *Ceratium* dont les densités moyennes respectives sont :  $1,16 \times 10^3$ , 480, 160 et 80 cellules/l.

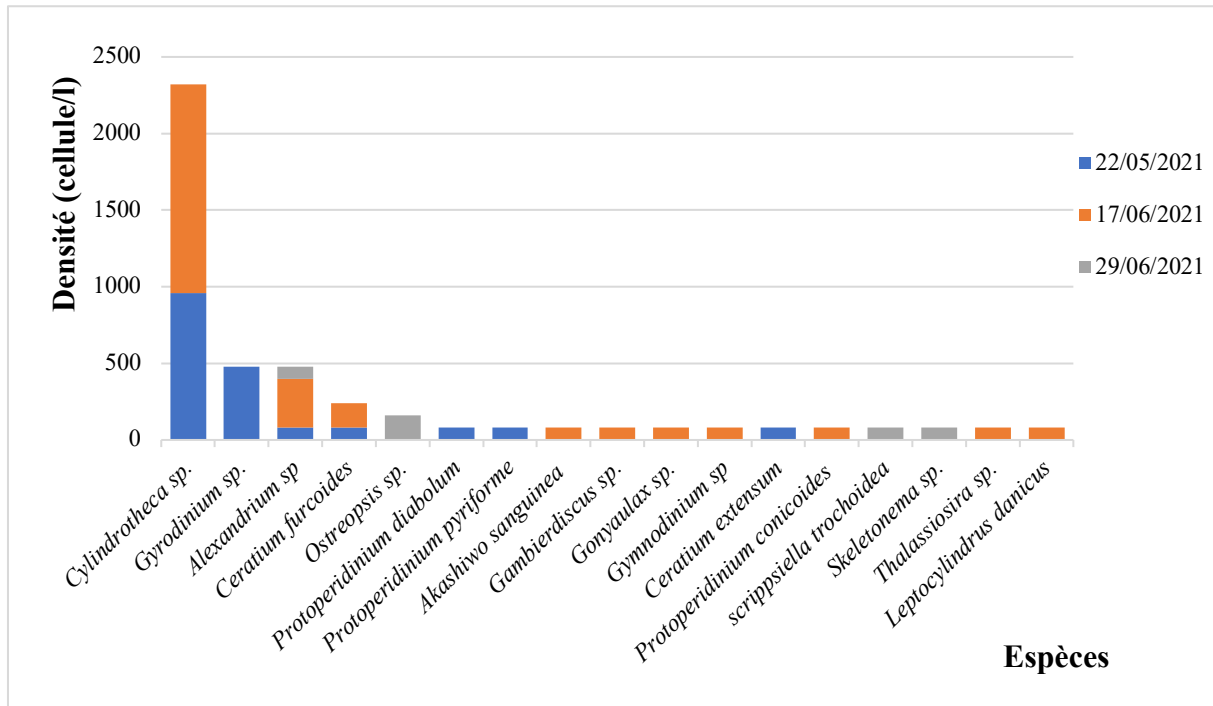


**Figure 50** : Évolution de la dynamique spatio-temporelle des espèces phytoplanctoniques de la station 2 (filière des moules) au niveau de la ferme conchyliculture « CULTMARE » (**présent travail**).

#### III.4.1.3 Station 3 (Située dans la filière des huîtres)

Cette station est caractérisée par une diversité importante en espèces toxiques et/ou nuisibles observées durant cette étude. Il s'agit d'*Alexandrium*, *Ceratium*, *Gambierdiscus*, *Gymnodinium*, *Gyrodinium*, *Prorocentrum*, *Scrippsiella*, *Cylindrotheca*, *Skeletonema*. Sur le plan spécifique, et en comparaison avec la station 1 et 2, trois nouvelles espèces toxiques et/ou nuisibles ont été observées : *Dinophysis*, *Protoperidinium conicoides*, *Chaetoceros* sp et *Thalassiosira* sp. La dynamique de ce peuplement phytoplanctoniques potentiellement toxique au niveau de cette station se détermine par des densités cellulaires maximales avec une valeur de l'ordre 240 cellules/l (figure 51), et une densité moyenne de 108 cellule/l. Cette station est

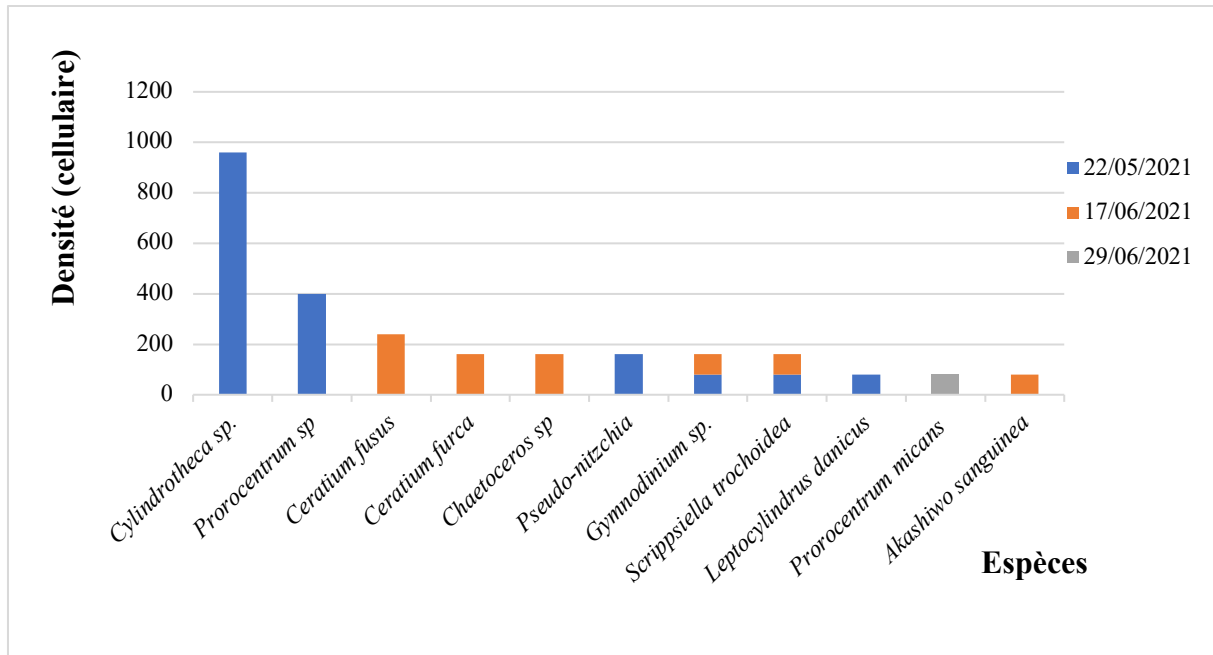
dominée par les *Alexandrium* (240 cellules/l), *Dinophysis* (160 cellules/l), *Prorocentrum minimum* (160 cellules/l) et *Thalassiosira* (160 cellules/l).



**Figure 51** : Évolution de la dynamique spatio-temporelle des espèces phytoplanctoniques de la station 3 (filère des huîtres) au niveau de la ferme conchyliculture « CULTMARE » (**présent travail**).

#### III.4.1.4 Station 4 (Située dans la filière des huîtres)

Au niveau de la quatrième station, les taxons : *Akashiwo*, *Ceratium*, *Gymnodinium*, *Prorocentrum*, *Scrippsiella*, *Cylindrotheca*, *Pseudo-nitzschia*, *Chaetoceros*, *Leptocylindrus*, ont été observées et identifiées comme espèces toxiques et/ou nuisibles. Par conséquent, nous avons enregistré une valeur maximale de ce peuplement nuisible d'ordre de 920 cellules/l (figure 52), et une densité moyenne d'ordre 203,1 cellules/l. Il est à noter que cette concentration est souvent liée dans cette station à la dominance de *Cylindrotheca sp* (920 cellules/l), *Prorocentrum sp* (400 cellules/l) et *Ceratium fusus* (240 cellules/l).

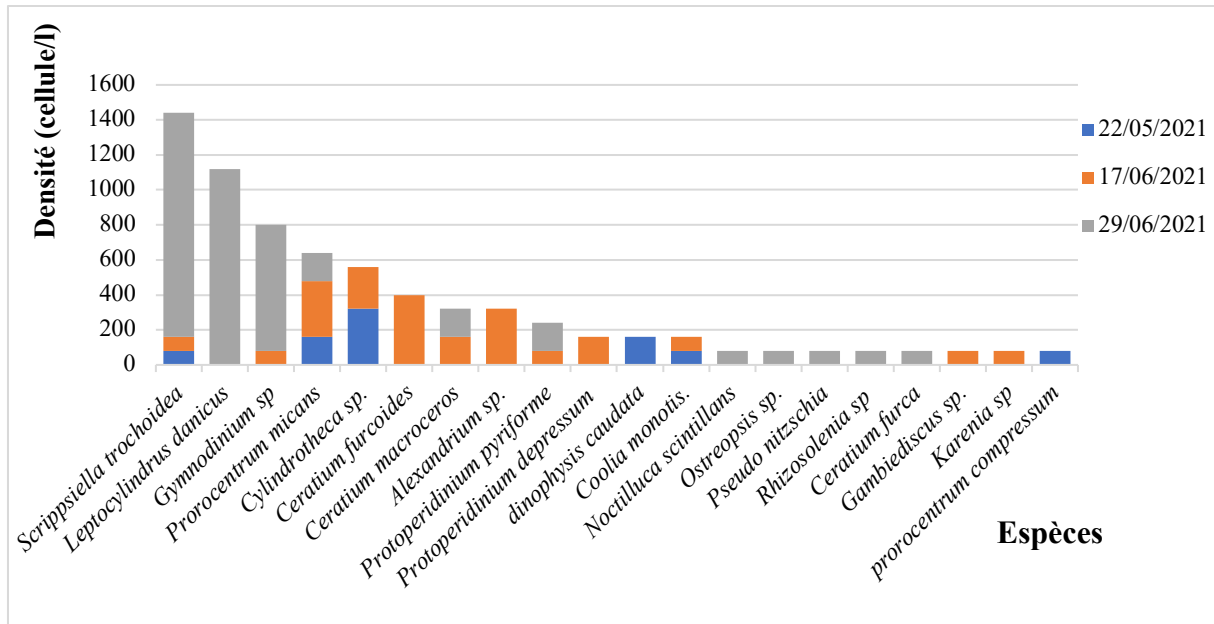


**Figure 52 :** Évolution de la dynamique spatio-temporelle des espèces phytoplanctoniques de la station 4 (filière des huîtres) au niveau de la ferme conchyliculture « CULTMARE » (**présent travail**).

#### III.4.1.5 Station 5 (Située dans la filière des huîtres)

Qualitativement, cette station présente un cortège floristique plus diversifié avec l'apparition simultanée des deux espèces toxiques, *Dinophysis caudata* et *Coolia monotis*. Les autres espèces toxiques/nuisibles de ce peuplement phytoplanctonique est caractérisé par une présence permanente de *Prorocentrum micans*, *Scrippsiella trochoidea*.

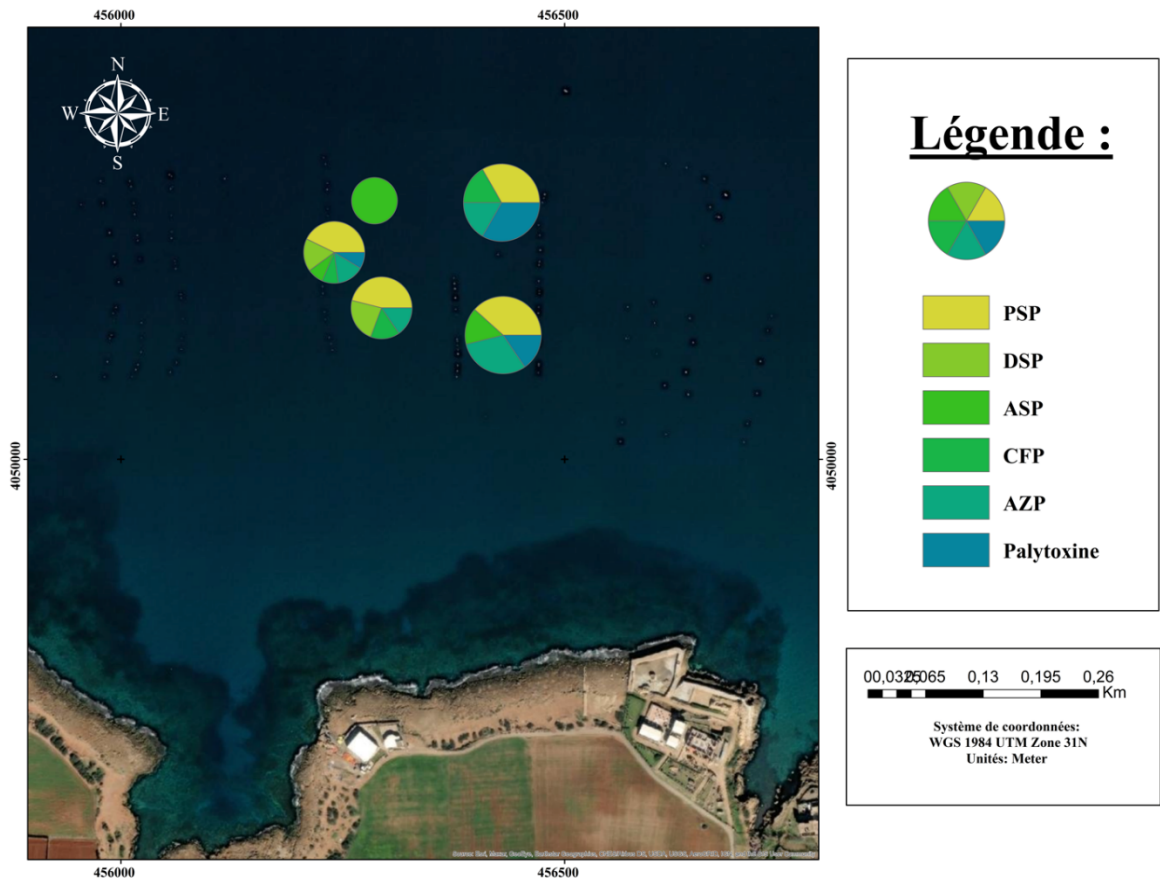
Quantitativement, le phytoplancton au niveau de cette station, est marquée, comme dans le cas des quatre stations précédentes, par des densités cellulaires importantes, ainsi la valeur maximale notée, est de  $1,280 \times 10^3$  cellules/l (figure 53), et la densité moyenne atteint 240 cellules/l. Cette population est dominée essentiellement et selon un ordre décroissant par *Scrippsiella trochoidea* ( $1,280 \times 10^3$  cellules/l), *Leptocylindrus danicus* ( $1,120 \times 10^3$  cellules/l), *Gymnodinium sp* (720 cellules/l), *Ceratium furcoides* (400 cellules/l), *Prorocentrum micans* (320 cellules/l) et *Alexandrium sp* (320 cellules/l).



**Figure 53 :** Évolution de la dynamique spatio-temporelle des espèces phytoplanctoniques de la station 5 (filière des huîtres) au niveau de la ferme conchyliculture « CULTMARE » (**présent travail**).

### III.4.2 Densité des agents producteurs de phycotoxines dans les stations de prélèvement

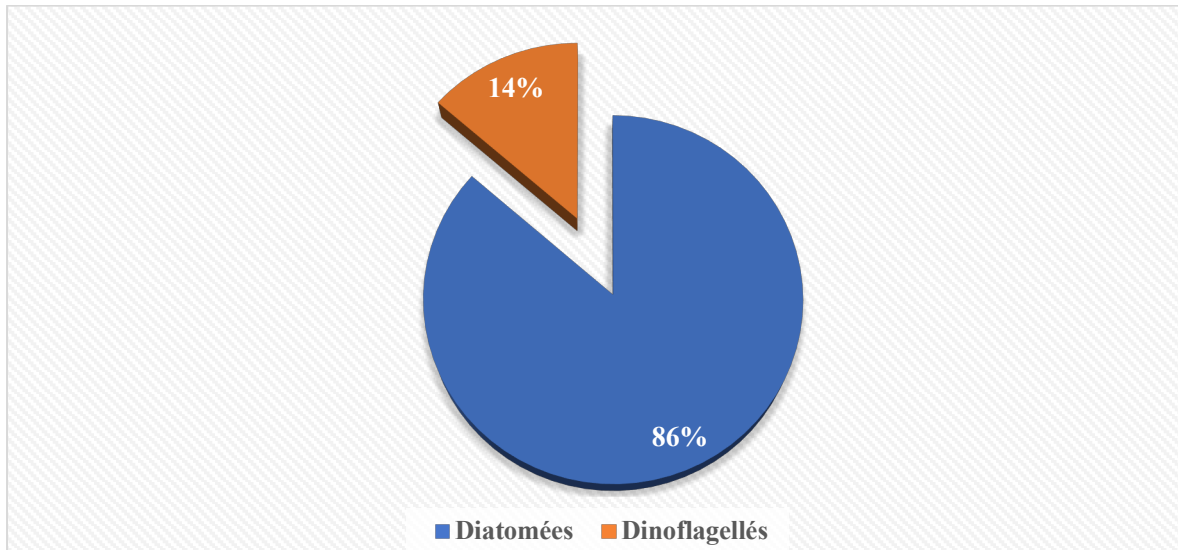
La figure ci-dessous présente la répartition spatiale des concentrations cellulaires relatives aux phytoplanctons toxiques ainsi que les phycotoxines (PSP, DSP, ASP, CFP, AZP et Palytoxine), dans la zone de production conchylicole des coquillages (moules et huîtres). la figure (54) montre les densités de ces espèces qui varient entre 80 et 400 cellules/l, avec une moyenne d'ordre 137,54 cellules/l. Les densités maximales (400 et 160 cellules/l) sont observées au niveau des stations 5 et 4 (filière des huîtres), causées par les agents producteurs de PSP (toxines paralysantes), DSP (toxines diarrhéiques) et ASP (toxines amnésiantes). Tandis que, les faibles densités (80 cellules/l) ont été observées au niveau des stations 1 et 2 (filières des moules), 3 et 5 (filière des huîtres) par les agents producteurs de, CFP (toxines ciguatériques), AZP (toxine aux azaspiracides) et Palytoxine.



**Figure 54 :** Concentrations des agents producteurs de phycotoxines au niveau de la ferme conchylicole « CULTMAR » (ArcGis BaseMap, 2021).

### III.5 Examen du liquide inter-valvaire chez les moules et des huîtres

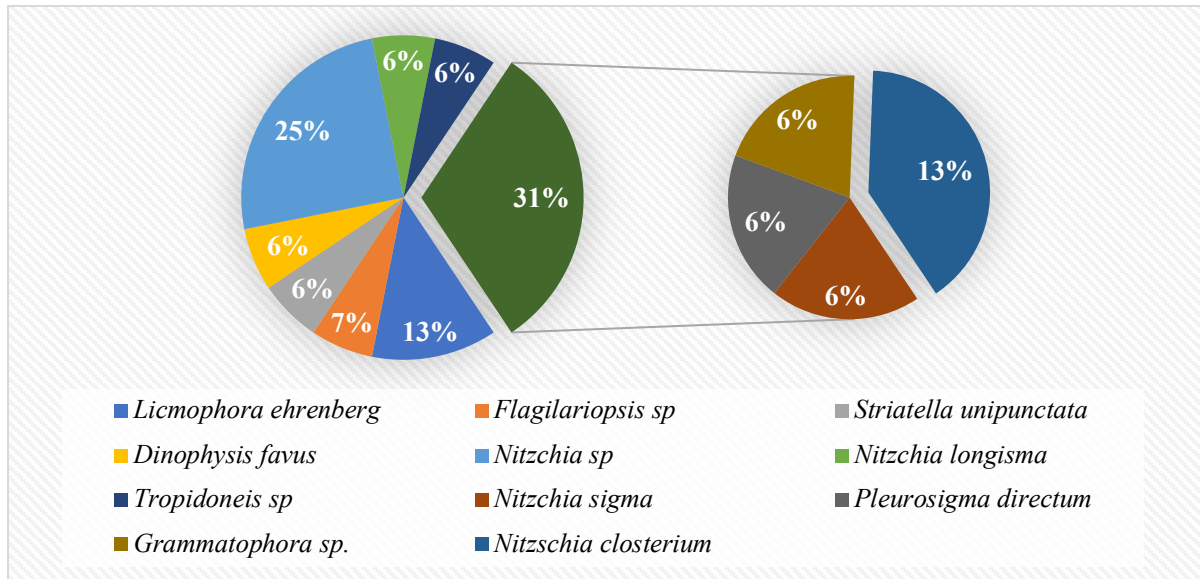
Selon leur représentation dans l'eau inter-valvaire des moules et des huîtres, les éléments planctoniques observés sont globalement marqués par une forte abondance des Diatomées 86% et les Dinoflagellés n'atteignent que 14 % (Figure 55). Cependant, certains espèces de zooplancton ont été observé, telle que des *Tintinides*, *Globigerina bulloides* et quelques larves de bivalves.



**Figure 55 :** Le pourcentage d'abondance de la population de phytoplancton dans le liquide inter-valvaire des moules et des huîtres (**présent travail**).

#### III.5.1 Les huîtres

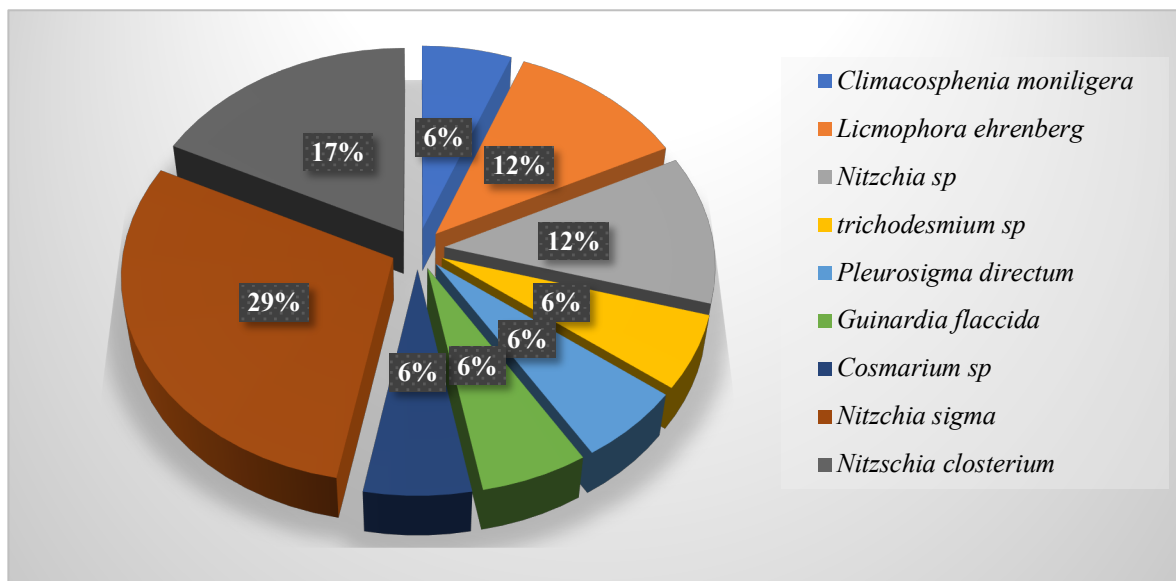
L'observation du liquide inter-valvaire des huîtres récoltées au niveau de la ferme « CULTMAR » nous a permis d'identifier une liste de 11 espèces phytoplanctonique (figure 56). Pour les Diatomées, le genre *Nitzschia sp* était dominant avec 25%, suivi par *Licmophora ehrenberg*, *Nitzschia closterium* à 12,5%. Le reste des espèces présente une équi-dominance avec la valeur de 6,25%, il s'agit de *Nitzschia longisma*, *Tropidoneis sp*, *Nitzschia sigma*, *Pleurosigma directum*, *Grammatophora sp*, et de l'espèce *Dinophysis favus* pour les Dinoflagellés (avec 6,25 %).



**Figure 56 :** Pourcentage de l'abondance du phytoplancton inter-valvaires des huîtres (**présent travail**).

### III.5.2 Les moules

Le liquide inter-valvaire des moules examinés dans le cadre de ce travail, révèle une dizaine d'espèces phytoplanctonique appartenant toutes aux groupes des Diatomées (figure 57). L'espèce *Nitzchia sigma* est dominante avec 29% de la population, suivi par *Nitzchia closterium* 17% *Licmophora ehrenberg* 12%. Le reste des espèces varient entre 5 et 6 % de l'abondance totale du phytoplancton inter-valvaires, nous citons : *Climacosphenia moniligera*, *Trichodesmium sp*, *Pleurosigma directum*, *Guinardia flaccida* et *Cosmarium sp*.



**Figure 57 :** Pourcentage de l'abondance du phytoplancton inter-valvaires des moules (**présent travail**).

### III.6 Discussion

L'objectif du présent travail, constitue une contribution à l'identification des différents genres ou espèces phytoplanctonique potentiellement toxiques et/ou nuisibles, la caractérisation physico-chimique des eaux, et la recherche des liens possibles entre les deux compartiments physico-chimique et phytoplanctonique, propres à notre site d'étude (ferme conchylicole CULTMARE).

L'analyse des échantillons prélevés durant ce travail, a permis de contribuer à une estimation de la composition phytoplanctonique de la ferme conchylicole « CULTMARE » en fin de la période printanière (Mai – Juin 2021)

L'approche qualitative qui a été effectuée sur une totalité de 15 échantillons, au niveau de ferme conchylicole « CULTMARE », montre une richesse spécifique de 77 taxons phytoplanctoniques enregistrés pendant la période d'étude. Ce peuplement est dominé par deux groupes taxonomiques importants : les Dinoflagellés avec 40 espèces et les Diatomées avec 23 espèces, le reste sont classée comme des Divers avec 13 espèces.

Ces valeurs concordent avec celles trouvés par **Djemaoun et Fernani (2019)** dans la ferme conchylicole « ORCA-MARINE » à Aïn Taya, et qui ont recensé une richesse spécifique de 78 Taxa., de même avec le travail de **Hadjaji (2010)** qui a recensé 77 taxa dans la baie de Annaba. Ces richesses spécifiques restent faibles, par rapport à **Ferhi (2007)** qui a pu recenser dans la même région un inventaire de 154 espèces en 2007.

Durant cette étude, l'évolution de la distribution spatiale du phytoplancton dans la zone d'étude, montre que les cinq stations présentent des densités plus élevées en mois de juin. Selon la littérature la croissance du phytoplancton est étroitement liée à la température (**Buford et Person, 1998**), ainsi qu'à la présence des éléments nutritifs, et aux conditions de luminosité. De plus, il est rapporté que le système est compliqué par sa grande diversité, permettant ainsi la succession du phytoplancton (**Margalef et al., 1958**).

Après, une étude quantitative nous avons observé la dominance des Diatomées avec un pourcentage dépassant 50% de la densité cellulaire totale, les Dinoflagellés viennent au second plan, avec généralement 39%. La concentration de ces groupes a été déjà trouvé par **Djemaoun et Fernani (2019)** dans la ferme conchylicole de Aïn Taya « ORCA-MARINE ». En effet, la dominance des diatomées est un constat noté par **Mokrane et al. (2019)** dans la plupart des

stations de la région côtière algérienne. Selon **Chrétiennot-Dinet (1998)**, la présence des diatomées est un indice d'une communauté phytoplanctonique en bon état.

**Velikova et al., (1999)** notent que, la classe des Bacillariophyceae est caractérisée par une saison de reproduction qui débute en Avril jusqu'à Mai. Tandis que les Dinoflagellés sont des espèces qui dominent durant les mois les plus chauds de l'année.

Parmi les genres qui ont contribué largement à la dominance des Diatomées dans cette étude nous avons le genre *Cylindrotheca sp*, *Navicula sp* et *Nitzschia sp*.

En parallèle, les principaux genres de Dinoflagellés rencontrés régulièrement sont : *Protoperidinium sp*, *Ceratium sp*, *Prorocentrum sp.*, *Alexandrium sp* et *Scrippsiella sp*. Ces espèces ont été signalées par **Gaumer (1981)**, **Kennouche (2000)** et **mokrane et al. (2019)** dans les eaux algéroises.

Selon **Ehrhardt et Seguin (1978)**, les Diatomées et les Dinoflagellés, sont les deux groupes les plus abondants parmi le phytoplancton marin. Cette abondance peut être expliquée par leurs pouvoir de migration verticalement dans des conditions hydrodynamiques idéal, ces propriétés leurs permettent d'adopter rapidement une répartition avantageuse vis-à-vis des gradients lumineux.

Du point de vue taxonomique, les travaux de **Bougis (1974)**, révèle que le phytoplancton en générale dans le milieu marin montre une grande diversité. Toutefois, la classe prédominante est celle des Diatomées, suivie par la classe des Dinophycées. Les autres classes phytoplanctoniques (Chlorophycées, Cryptophycées, Prasinophycées, Euglénophycées,...) sont incluses mais avec moins de diversité.

D'une manière générale, les résultats d'identification et de dénombrement des espèces phytoplanctonique recensées durant toute la période des prélèvements réalisés au niveau des cinq stations échantillonnées, sont caractéristiques du bassin Méditerranéen, ils peuvent être comparables avec ceux signalé par **Djemaoun et Fernani (2019)**, à Aïn Taya au niveau de la ferme conchylicole « ORCA-MARINE », et **Illoul (2012)**, au niveau de la Baie d'Alger. Comme ils présentent une similitude avec ceux observés par **Daly Yahia-Kéfi (1998)**, au niveau des côtes tunisiennes et ceux notés par **Elghrib et al. (2012)**, au niveau des côtes marocaines.

Les valeurs des indices de diversité en l'occurrence l'indice de Shannon (oscillent entre 1.01 et 1.4) et de l'indice d'équitabilité qui tendent vers 1, indiquent que le peuplement phytoplanctonique étudié à CULTMARE est plus au mois diversifié et équilibré (distribution équitable de la densité cellulaire des différents taxons). Ces valeurs sur la structure du

peuplement phytoplanctonique des eaux côtières de la région de Tipaza se concordent avec celles estimées par **Baka et Rouabah (2018)** et **Chiker et Badache (2016)**.

En plus de l'objectif fondamental assigné à ce travail et qui vise à explorer la composition phytoplanctonique d'un site de production conchylicole, un autre objectif spécifique a été fixé en relation avec l'état sanitaire de cette zone aquacole.

Par conséquent, cette étude a permis d'identifier plusieurs genres toxiques dans la ferme conchylicole « CULTMARE », qui produit des phycotoxines dangereuses impliquée dans les « HABs ». Ces derniers s'accumulent dans les organismes marin (coquillages, certains poissons...) et peuvent contaminer l'homme via la chaîne alimentaire et entraîner la mort dans les cas graves.

Pour les Diatomées, nous mentionnons la présence du seul genre : *Pseudo-nitzschia* qui est associé à la production des toxines amnésiantes (ASP). Pour le cas des Dinoflagellés on a identifié et dénombré les genres suivants : *Alexandrium* (PSP), *Dinophysis* (DSP), *Coolia* (PSP), *Proto-peridinium* (AZAs), *Gambierdiscus* (CFP) et *Ostreopsis* (Palytoxine).

Le seuil d'alerte a été défini à partir des données historiques et correspond à une concentration minimale d'espèces nuisibles pouvant induire une toxicité des coquillages.

Ce qui est rassurant, ce sont les faibles concentrations qu'ont été enregistrées chez ces espèces toxiques et qui ne dépassent pas la valeur de 360 cellules/l. Selon les normes fixées par les réglementations en vigueur traitant, de la santé publique, dans le domaine des denrées d'origine marine, (**Neaud-Masson et Lemoine, 2017**) aucune de ces espèces ne dépasse la concentration des seuils d'alerte.

Néanmoins, pour le genre *Dinophysis* une concentration maximale de 160 cellules/l a été enregistrés durant notre étude dans la filière des huîtres. Ce taxon peut induire une toxicité des mollusques bivalves à très faible concentration dans l'eau (quelques centaines de cellules par litre d'eau, soit moins de 1 %, voire de 0,1 % du nombre total de cellules dans un échantillon). **Ryckaert (2009)** définit un seuil d'alerte à 500 cellules par litre pour *Dinophysis*, et ce, à partir des données historiques.

Les teneurs moyenne en nitrate, nitrite phosphate et silicate sont respectivement de l'ordre de 0,02 ; 0,01 ; 0,09 et 0,11  $\mu\text{mol/l}$ , enregistrées dans le site de la ferme « CULTMARE ». Ces valeurs sont très faibles par rapport aux valeurs enregistrées par **Djemaoun et Fernani (2019)** au niveau de la ferme conchylicole « ORCA-MARINE » à Aïn Taya. Selon **Frehi et al., (2007)** les sites caractérisés par une eau oligotrophe favoriseraient le développement des formes Thécals comme *Dinophysis*, *Prorocentrum* et *Proto-peridinium*.

Concernant les espèces nuisibles pour la faune marine, sont aussi détectées durant la période d'étude ; ces derniers produisent des ichthyotoxines libérées dans l'eau et qui sont donc directement toxiques pour les espèces marines, végétales ou animales. Il s'agit des genre Dinoflagellés suivants : *Ceratium*, *Prorocentrum*, *Karenia*, *Gyrodinium*, *Noctiluca*, *Scrippsiella*, *Akashiwo*, *Gonyaulax*. Pour les Diatomées, nous mentionnons la présence des genres nuisibles : *Cylindrothetheca*, *Chaetoceros*, *Leptocylindrus*, *Thalassiosira*, *Rhizosolenia*. Ces mêmes espèces ont été observé par **Djemaoun et Fernani (2019)**, à Aïn Taya au niveau de la ferme conchylicole « ORCA-MARINE », à des fortes concentrations. Cela, peut être expliqué par la période d'échantillonnage, en fait, l'étude qui s'y déroulée à Aïn Taya du mois de Janvier jusqu'au mois de Juillet, inclue toute la saison printanière favorable pour le développement du phytoplancton.

L'observation ponctuelle et très fréquente des espèces *Ceratium furca* et *Scrippsiella trochoidea* dans la ferme conchylicole « CULTMARE », est probablement due à sa capacité de supporter des conditions environnementales fluctuantes et contrastées, car elle s'adapte à une large gamme de température et salinité. Les efflorescences de ces espèces provoquent des marées rouges toxiques (rouge-brun) et/ou une décoloration de l'eau, ainsi, endommagent les branchies des poissons et appauvrissent l'oxygène dissous en provoquant des conditions anoxiques (**Wang et al., 2007 ; Morton et al., 2011**).

Malgré la présence de ce cortège d'espèces toxique et/ou nocives contributrices aux « HABs », aucune efflorescence algale massive et exceptionnel (Concentration > 10<sup>6</sup>cellules/l) (**Pal et Choudhury, 2014**) n'a été observé durant cette étude.

En revanche, l'absence d'une espèce dans nos récoltes ne signifie pas forcément qu'elle est absente dans la fermer conchylicole, cela, peut être expliqué probablement par la limite de la méthode (**Uthermöhl, 1958**), utilisée pour l'observation des espèces de phytoplancton car une espèce n'est possible à observer qu'à partir d'une concentration minimale de 100 cellules/l.

Les moules se nourrissent par filtration d'éléments microscopiques à travers leurs branchies. Etant donné leur fixation, ce sont des collecteurs passifs et leur nutrition est conditionnée par la circulation d'eau qui véhicule les particules alimentaires (**Desgouille, 1969**). Bien que nous n'ayons pas considéré l'alimentation des moules et huîtres, nous avons tenté de tenir compte des remarques et données complémentaires sur la diversité et la composition du phytoplancton dans le liquide inter-valvaire, ceci permettra d'insister sur son rôle trophique et la place du phytoplancton dans le domaine mytilicole.

En effet, la variété spécifique identifiée dans les liquides inter-valvaire de nos échantillons de moules et huîtres est assez riche, marquée par 23 espèces phytoplanctoniques. Les Dinoflagellés représentés dans ce liquide avec 3 espèces, sont toujours, en deuxième rang après les Diatomées (20 espèce). Ces résultats concordent avec le travail qui a été fait sur les bivalves au laboratoire de biologie animale (Plancton, en France) par **Desgouille (1969)**. D'après **Sonier, (2017)**, il y a une corrélation taille des particules (surtout leur diamètre) et le tamisage par les branchies; c'est-à-dire que, l'efficacité de rétention de celles-ci par les bivalves augmente généralement en fonction de la taille des particules. Au sujet de cette sélection, **Coe (1945)** pour les moules et **LE Roux (1956)** pour les huîtres, confirme et avancent que la sélection des éléments est basée davantage sur leur taille et leur forme que sur leur qualité alimentaire et leur disponibilité dans le milieu.

## IV. Conclusion

L'objectif défini pour ce travail était l'étude, description et l'identification de certains espèces toxiques et / ou nuisibles répertoriés dans le cadre d'un suivi ponctuel du phytoplanctonique dans la ferme conchylicole « CULTMARE » à Tipaza.

Le traitement de quinze (15) échantillons prélevés au niveau la ferme analyse durant la période qui s'est étalée du mois de Mai au mois de juin 2021, nous a permis de conclure ce travail en quelques points essentiels :

La distribution spatiale des densités cellulaires a révélé une composition phytoplanctonique hétérogène entre les groupes phytoplanctoniques ciblés selon les stations d'échantillonnages et les filières (moules ou huîtres), de la ferme conchylicole « CULTMARE » ;

La succession des populations phytoplanctonique est largement conditionnée par les paramètres physico-chimiques. Les faibles variations des sels nutritifs au niveau de la ferme surtout des teneurs en azote, réduisent considérablement les risque d'eutrophisation ;

Nous avons observé deux types de taxons phytoplanctoniques : ceux produisant des biotoxines, toxiques (6 espèces) pour l'homme via la chaîne alimentaire et ceux nuisibles pour la faune marine (14 espèces). Néanmoins, en aucun moment, le peuplement phytoplanctonique n'a dépassé une concentration totale de  $1,360 \times 10^3$  cellules/l.

D'une manière générale, les densités moyennes des espèces potentiellement toxiques et/ou nuisibles inventoriées au cours de ce présent travail sont faibles, et se situent en dessous des seuils d'alerte, à l'exception du genre *Dinophysis* qui peut être toxique à des faibles concentrations. Ceci nous inciter à mettre au premier rang une hypothèse sur le genre *Dinophysis* comme agent responsable de l'intoxication alimentaire par les moules au niveau de la ferme. Dans cette situation, nos résultats restent encore génériques et insuffisants pour confirmer cette hypothèse.

Nonobstant la courte durée de l'échantillonnage, le présent travail a permis la détection de plusieurs espèces toxique et nuisibles.

En revanche, il est primordial de mettre en place un système durable et efficace de surveillance du phytoplancton des et au niveau des ferme d'aquaculture, car les risques environnementaux liés à la prolifération des microalgues représentent une menace grandissante, aussi bien pour la santé publique que pour l'économie Algérienne.

Il est nécessaire de faire des analyses des toxines sur les chairs totales égouttées des coquillages vivants, et voir si ces derniers dépassent le seuil réglementaire qui a été mis par **REPHYTOX (2018)**.

Par ailleurs, des moyens de comptage et d'identification plus précis et plus performant tels que : la microscopie électronique, l'Epi-fluorescence, l'utilisation de colorants spécifique, ainsi que les nouveaux outils d'identification du plancton (FlowCAM et ZooPhytoImage), permettrait une identification plus poussée des espèces contribuant aux « HABs ».

En effet, il sera plus intéressant comme perspective de poursuivre cette étude, selon les différentes saisons, assurant ainsi un meilleur suivi temporel des successions phytoplanctonique dans le temps au niveau de la ferme conchylicole « CULTMARE ». Une meilleure connaissance de ces espèces avec un échantillonnage plus étendu dans le temps et dans l'espace, s'avèrent nécessaire et primordiale pour le développement de la conchyliculture en Algérie.

## V. REFERENCE BIBLIOGRAPHIE

- **Amzil Z., Fresnel J., Le Gal D., Billard C. (2001).** *Domoic acid accumulation in french shellfish in relation to toxic species of Pseudo-nitzschia multiseriata and P. pseudodelicatissima.* *Toxicon*, 39, 1245-1251.
- **Aminot, A et Chaussepied, M. (1983).** Manuel des analyses chimiques en milieu marin. Centre national pour l'exploitation des océans. France. Eddition : Cnexo.P.P 100-230
- **Anderson D., et al. (2000).** *Estimated Annual Economic Impacts from Harmful Algal Blooms (HABs) in the United States.* WHOI Tech Rept. No. 2000-11. Woods Hole, MA: Department of Biology and Marine Policy Center, Woods Hole Oceanographic Institution.
- **Anderson DM, Keafer BA, Kleindinst JL et al. (2014).** *Alexandrium fundyense cysts in the Gulf of Maine: long-term time series of abundance and distribution, and linkages to past and future blooms.* *Deep Sea Res Part II* 103:6–26.
- **Anderson DM, Taylor CD, Armbrust EV. (1987).** *The effects of darkness and anaerobiosis on dinoflagellate cyst germination.* *Limnol Oceanogr* 32:340–35.1.
- **Anderson Donald M. (2005).** *The Ecology and Oceanography of Harmful Algal Blooms: Multidisciplinary Approaches to Research and Management.* IOC Technical Series 74, UNESCO 2007. (English only). IOC/2007/TS/74.
- **Anderson, D.M., B. Reguera, G.C. Pitcher, et al. (2010).** *The IOC International Harmful Algal Bloom Program: History and science impacts.* (en ligne).(Consulter le 06/06/2021), disponible sur le Web: <https://doi.org/10.5670/oceanog.2010.25>.
- **Anderson, L. W. and Krathwohl, D. R., et al. (2001).** *A Taxonomy for Learning, Teaching, and Assessing: A Revision of Bloom's Taxonomy of Educational Objectives.* Boston, MA. édition (19 décembre 2000), 336 p.
- **Azanza R.V., Brosnahan M.L., Anderson D.M., et al. (2018).** *The Role of Life Cycle Characteristics in Harmful Algal Bloom Dynamics.* (en ligne).(Consulter le 02/07/2021), disponible sur le Web: [https://doi.org/10.1007/978-3-319-70069-4\\_8](https://doi.org/10.1007/978-3-319-70069-4_8)
- **Baka R. et Rouabah A. (2018).** *Dynamique & diversité du peuplement phytoplanctonique de la région centre algérienne Cas de la baie de Bou-Ismaïl.* Mémoire d'ingénieur. Aquaculture. Dely Brahim, Alger, Algérie. ENSSMAL. 73 p.

- **Bates, S.S., Hubbard, K.A., Lundholm, N., et al (2018).** *Pseudo-nitzschia, Nitzschia, and domoic acid: new research since 2011.* Harmful Algae, PP. 3–43.
- **Belin Catherine, Raffin Bernard. (1998).** *Les espèces phytoplanctoniques toxiques et nuisibles sur le littoral français de 1984 à 1995, résultats du REPHY (réseau de surveillance du phytoplancton et des phycotoxines).* RST.DEL / MP-AO 98-16.
- **Bendif, E., Probert, I., Herve, A., Billard, C., et al. (2011).** *Integrative taxonomy of the Pavlovophyceae (Haptophyta): A reassessment.* Protist, PP. 738–761.
- **Botes, L. (2003).** *Phytoplankton Identification Catalogue ñ Saldanha Bay, South Africa, April 2001.* GloBallastMonographSeries No. 7. IMO London.
- **Bougis, P. (1974).** *Ecologie du plancton marin. 1. Le phytoplancton. 2. Le zooplancton.* 1st Edition Masson, Paris, France, pp. 1-100.
- **BRUSLÉ J. (1995).** *The impact of harmful algal blooms on finfish. Mortality, pathology and toxicology.* Repères Océan n010. Ed. IFREMER, 75 p.
- **Bushaw-Newton, K.L. and Sellner, K.G. (1999).** *Harmful Algal Blooms.* (en ligne).(Consulter le 15/07/2021), disponible sur le Web. [http://state-of-coast.noaa.gov/bulletins/html/hab\\_14/hab.html](http://state-of-coast.noaa.gov/bulletins/html/hab_14/hab.html).
- **Butcher, R.W.(1967).** *An introductory account of the smaller algae of British coastal waters. Part IV: Cryptophyceae.* Fish. Invest. London, Ser, PP. 1-54.
- **Chapelle A., C. Le Bec, R. Siano, F. et al. (2014).** *Étude sur la prolifération de la micro algue Alexandrium minutum en rade de Brest.* Projet Daoulex. Rapport d'avancement n° 2 : Analyse des traces biologiques d'Alexandrium minutum dans les sédiments de la Rade de Brest, R.INT.ODE/Dyneco/Pelagos 2014-07.
- **Chiker F., et Badache A. (2016).** *Contribution à l'étude du peuplement phytoplanctonique de la région centre Algérienne.* Mémoire Master. Spécialité : Biodiversité et développement durable. Blida, Algérie. Université de Blida1. 47 p.
- **Chrétiennot-Dinet, M.-J., Desreumaux, N., & Vignes-Lebbe, R. (2014).** *An interactive key to the Chrysochromulina species (Haptophyta) described in the literature.* PhytoKeys, PP. 47–60.
- **Chu, S.P. (1946).** *Contributions to our knowledge of the genus Euglena.* Sinensia 17: 75-134.
- **COE W.R. (1945).** *Nutrition and growth of the Californiabay-mussel (Mytilusedulisdiegensis).* - 1.exp. Zool., 99, pp. 1-24.

- **Courties, C., Perasso, R., Chrétiennot-Dinet, M.-J., et al. (1998).** *Phylogenetic analysis and genome size of ostreococcus tauri (chlorophyta, prasinophyceae)*. Journal of Phycology, pp. 844–849.
- **Daly-Yahia-Kéfi, O. (1998).** *Le phytoplancton de la baie de Tunis : Analyse dinoflagellés. Thèse géographique, quantitative et synécologique des diatomées et des se de doctorat. Département des Sciences Biologiques. Tunisie. Université de Tunisie II, 33 p.*
- **Dajoz Roger. (1985).** *Linné, un précurseur de l'écologie*. In: Bulletin mensuel de la Société linnéenne de Lyon, 54<sup>e</sup> année, pp. 53-64.
- **Dajoz Roger. (1976).** *Les Coléoptères Murmiidae et Euxestidae de la faune paléarctique*. Morphologie, biologie, systématique. In: Bulletin mensuel de la Société linnéenne de Lyon, 45<sup>e</sup> année, pp. 182-192.
- **Daranas A., Norte M., Fernandez J. (2001).** *Toxic marine microalgae. Toxicon.*, 39: 1101- 1132.
- **Debenest, T., Silvestre, J., Coste, M., et al. (2009)** . *A new cell primo- culture method for freshwater benthic diatom communities*. J Appl Phycol 21: 65-73.
- **Desgouille Arlette (1969).** *Les moules du Lazaret (Rade de Toulon) (suite) - Le plancton dans la nutrition des moules*. Science et Pêche, 185, 9-14.
- **Djemaoun, I et Fernani, A. (2019).** *Contribution à l'étude phytoplanctonique toxique et/ ou nuisibles au niveau d'une ferme conchylicole : Cas de la ferme « Orcamarine » (Aïn Taya)*. Mémoire ingénieure. Spécialité : Environnement Marin. Dely Brahim. Alger, Algérie : ENSSMAL, 68 p.
- **Doering, P.H. and C.A. Oviatt. (1986).** Application of filtration rate models to field populations of bivalves: An assessment using experimental mesocosms. Marine Ecology Progress Series 31:265-275.
- **Duy, T. N., Lam P. K. S., et al. (2000).** *Toxicology and Risk Assessment of Freshwater Cyanobacterial (Blue-Green Algal) Toxins in Water*. Rev Environ Contam Toxicol (163): 113-186.
- **Edwards M, Johns DG, Leterme SC, et al. (2006).** *Regional climate change and harmful algal blooms in the northeast Atlantic*. Limnol. Oceanogr. PP. 820-829.
- **Ehrhardt J.P., Seguin G. (1978).** *Le plancton, composition, ecologie, pollution, ecologie fondamentale et appliquée* , Gauthier-Villars, Paris, France, 210p.

- **Elghrib, H., Somoue, L., Elkhiaati, et al (2012).** *Distribution du phytoplancton dans les zones d'upwelling de la côte atlantique marocaine située entre les latitudes 32°30'N et 24°N.* Comptes Rendus Biologies, 335(8) p.
- **Falciatore, A., & Bowler, C. (2002).** *REVEALING THEMOLECULARSECRETS OFMARINEDIATOMS.* *Annual Review of Plant Biology*, 53(1), 109–130.
- **FAO. (2004).** *Marine Biotoxins. FAO Food and Nutrition Paper-Food and Agriculture. Organization of the United Nations*, 80: 278 p.
- **Feifel KM, Fletcher SJ, Watson LR et al. (2015).** *Alexandrium and Scrippsiella cyst viability and cytoplasmic fullness in a 60-cm sediment core from Sequim Bay, WA.* *Harmful Algae* 47:56–65.
- **Frehi H., Couté A., Mascarell G., Perrette-Gallet C., et al. (2007).** *Dinoflagellés toxiques et/ou responsables de blooms dans la baie d'Annaba (Algérie).* C.R. Biologies 330, 615-628.
- **Fritsch, F. E. (1935).** *Structure and reproduction of the algae* (Vols. I and II). Cambridge: Cambridge University Press.
- **Garcés, E., Camp, J. (2012).** *Habitat changes in the Mediterranean Sea and the consequences for harmful algal blooms formation.* In: Stambler, N. (Ed.), *Life in the Mediterranean Sea: A look at habitat changes.* Nova Science, Hauppauge (US), pp. 519–541.
- **Gaumer M. (1981).** *Annual evolution of the micro-planktonic communities of Algiers Bay. Variation of the specific composition related to the nature of the nutritional factor limiting the algal biomass.* Doctoral Thesis 3rd cycle, Univer. Pierre and Marie Curie, 91 p.
- **GEOHAB. (2006).** *Global Ecology and Oceanography of Harmful Algal Blooms, Harmful Algal Blooms in Eutrophic Systems.* P.Glibert (ed.). IOC and SCOR, Paris and Baltimore, 72 p.
- **Gómez, F. (2012).** *A checklist and classification of living Dinoflagellates (Dinoflagellata, Alveolata).* *CICIMAR Océánides*, 27, 65-140.
- **Hackett, J. D., Anderson, D. M., Erdner, D., et al. (2004).** *Dinoflagellates: a remarkable evolutionary experiment.* *American Journal of Botany*, 91 p.
- **Hadjadji, I., Masseret, E., Plisson, B., et al. (2012).** *Clonal variation in physiological parameters of Alexandrium tamarense: implications for biological invasions and maintenance.* *Cahiers De Biologie Marine*.PP. 357-363 .

- **Hallegraeff GM, Bolch C J. (1992).** *Transport of dinoflagellate cysts in ships' ballast water: implications for plankton biogeography and aquaculture.* Journal of Plankton Research 14, 1067–1084.
- **Hallegraeff GM. (1993).** *A review of harmful algal blooms and their apparent global increase.* Phycologia, 32 (2): PP. 79-99.
- **Hallegraeff, G.M.; Anderson, D.M.; Cembella, A.D. et al. (2004).** *Manual on Harmful Marine Microalgae.* 2nd revised edition. Paris, France, UNESCO, 793pp. (Monographs on Oceanographic Methodology, 11).
- **Hansen G., Turquet J., Quod J.P., Ten-Hage L., et al. (2001).** *Microalgues potentiellement nuisibles de l'Océan indien occidental - Guide basé sur une étude préliminaire.* IOC Manuals and Guides, 41, UNESCO, 108 p.
- **Hegaret, H., S.E. Shumway, G.H. Wikfors, et al. (2008).** *Potential transport of harmful algae via relocation of bivalve molluscs.* Marine Ecology Progress Series 361:169- 179.
- **Heisler J, Glibert P, Burkholder J, Anderson D, et al. (2008).** *Eutrophication and harmful algal blooms: A scientific consensus.* Harmful Algae. Volume 8, 3-13 p.
- **Hense I, Beckmann A. (2006).** *Towards a model of cyanobacteria life cycle – effects of growing and resting stages on bloom formation of N<sub>2</sub>-fixing species.* Ecol Model 195:205–218.
- **Hoagland P, Scatasta S. (2006).** *The economic effects of harmful algal blooms.* In Graneli E and Turner J (eds.), *Ecology of Harmful Algae.* Ecology Studies Series. Dordrecht, The Netherlands: Springer-Verlag, Chap. 29.
- **Hamel A., Benkhelif A. (2017).** *Structuration de la périphérie Est de la ville de Tipaza ( Cas d'études POS AU03 ).* Mémoire Master . Spécialité : Architecture et projet URBAIN Blida, Alger. Université de Blida 1, 61p.
- **Hoppenrath, M., Elbrächter, M., & Drebes, G. (2009).** *Marine phytoplankton : selected microphytoplankton species from the North Sea around Helgoland and Sylt.* Schweizerbarth Verlag, Stuttgart eds : 1 mai 2009. P.P 1-20
- **Hoppenrath, M., Murray, S. A., Chomérat, N., and Horiguchi, T. (2014).** *Marine Benthic Dinoflagellates Unveiling Their Worldwide Biodiversity.* Stuttgart: Schweizerbart. Kleine Senckenberg-Reihe, Vol. 54.

- **HORNER, R.-A. (2005).** *A Taxonomic Guide To Some Common Marine Phytoplankton*, Editions Biopress Limited, Bristol, Angleterre, 195 p.
- **Illoul, H., Hernandez, F.R., Vila, M., et al. (2012).** *The genus *Ostreopsis* along the Algerian coastal waters (SW Mediterranean Sea) associated with a human respiratory intoxication episode.* *Cryptogamie, Algologie*, 33 (2): PP. 209-216 .
- **Illoul, H., Maso, M., FortuñoAlós, J.M., et al. (2008).** *Potentially harmful microalgae in coastal waters of the Algiers area (SouthernMediterraneanSea).* *Algologie* 29, 261–278.
- **Iltis André. (1980).** *Les algues.* In : Durand Jean-René (ed.), Lévêque Christian (ed.). *Flore et faune aquatiques de l'Afrique sahélo-soudanienne : tome 1.* Paris : ORSTOM, (44), 9-61.
- **Jacques G. et Christian H. (2003).** *Traitement des données stationnelles (faune).* REBENT.10 p
- **Jeong, H.J., Y. Yoo, D., J.S. Kim, K.A. et al. (2010).** *Growth, feeding and ecological roles of the mixotrophic and heterotrophic dinoflagellates in marine planktonic food webs.* *Ocean Science Journal*, pp. 65-91.
- **John, B.D.M. (1994).** *Alternation of generations in algae: its complexity, maintenance and evolution.* *Biological Reviews*, 69: 275-291.
- **Johnston A. M., Raven J. A., Beardall J., and Leegood R. C. (2001)** Carbon fixation: Photosynthesis in a marine diatom. *Nature* 412(6842), 40-41.
- **Jordan, R. W., Cros, L., & Young, J. R. (2004).** *A revised classification scheme for living haptophyte.* *Micropaleontology*, 50, 55–79.
- **Jorgensen, C.B. (1966).** *The Biology of Suspension Feeding.* Pergamon Press, London, 1st edition (January 1, 1966), 357 p.
- **Kennouche H.(2000).** Contribution à l'étude des dinoflagellés dans la région de Sidi Fredj. Mémoire D.E.U.A, ISMAL. 31p.
- **Kim, J., Linton, E., & Shin, W. (2016).** *Morphological and genetic diversity of *Euglena deses* group (Euglenophyceae) with emphasis on cryptic species.* *Algae*, pp. 219-230.
- **Kumar H.D., Singh H.N. (1979).** *Cyanophyta.* In: *A Textbook on Algae.* Palgrave, London. (en ligne).(Consulter le 02/06/2021), disponible sur le Web: [https://doi.org/10.1007/978-1-349-16144-7\\_5](https://doi.org/10.1007/978-1-349-16144-7_5)

- **Lavoie, I., Hamilton, P., Campeau, S., et al (2008).** *Guide d'identification des diatomées des rivières de l'Est du Canada.* Québec: Presses de l'Université du Québec.
- **LE ROUX S., (1956).** *Phytoplankton et cotenus stomacaux d'huîtres portugaises (Gryphaeaangulata LMK) dans le bassin d'Arcachon.* - Rev. Trav. Insf. Pêchesmarif., 210(2). Pp. 163-169.
- **Liu, D., Archer, N., Duesing, K., Hannan, G., et al. (2016).** Mechanism of fat taste perception: Association with diet and obesity. *Progress in Lipid Research*, 63, 41–49.
- **Magurran A.E., (1988).** Ecological diversity and its measurement. *Princeton Univ. Press*, Princeton. 179 p.
- **Manahan, D.T., S.H. Wright, G.C. Stephens, et al. (1982).** *Transport of dissolved amino acids by the mussel Mytilus edulis: Demonstration of net uptake from seawater by HPLC analysis.* *Science* 215:1253-1255 p.
- **Mann, D. G., & Droop, S. J. M. (1996).** 3. Biodiversity, biogeography and conservation of diatoms. *Hydrobiologia*, 336(1-3), pp. 19–32.
- **Margalef R., Herrera J., Muñoz F. (1958).** *La production du phytoplankton dans les eaux cotières du Levant espagnol.* Publisher: Commission Internationale pour l'Exploration Scientifique de la mer Méditerranée. pp. 269-275.
- **Markov, S. (2002).** *Chlorophyceae.* Bryan D. Ness. ISBN 978-1-58765-084-0. Pp 216-217
- **Mertens, K. N., Rengefors, K., Moestrup, Ø., et al (2012).** *A review of recent freshwater dinoflagellate cysts: taxonomy, phylogeny, ecology and palaeocology.* *Phycologia*, 51, 612–619 p.
- **Mokrane Zakia, Mustapha BOUDJENAH, Yasmina BELKACEM, et al. (2019).** *Report on the Diatoms and Dinoflagellates Distribution along the Algerian Coasts : Inter-Region Comparison.* *Journal of Resources and Ecology*, 10(4) : 432–440.
- **Neaud-Masson , N. Lemoine ,M. (2017).** *Procédure nationale de la surveillance sanitaire des phycotoxines réglementées dans les zones de production de coquillages.* Prescriptions du réseau de surveillance des phycotoxines dans les organismes marins (REPHYTOX). PP. 17-19.
- **Nezan E, Piclet G & Grossel H. (1997).** *Guide pratique à l'usage des analystes du phytoplankton.* IFREMER 1-73 p.
- **Not, F., Siano, R., Kooistra, W., et al. (2012).** *Diversity and Ecology of Eukaryotic Marine Phytoplankton.* *Advances in Botanical Research*, PP. 1-53.

- **Padisak, J. (2004).** *Phytoplankton*. In: O'Sullivan, P.E. and Reynold, C.S Eds. The Lakes Handbook (Vol. 1). Blackwell Publishing. pp 251-308.
- **PaerlHans W., Timothy G. Otten,et al.,(2018).** *Mitigating the Expansion of Harmful Algal Blooms Across the Freshwater-to-Marine Continuum. Environmental Science & Technology* 52 (10), 5519-5529
- **Pal, R., & Choudhury, A.K. (2014).** *An Introduction to Phytoplanktons: Diversity and Ecology. India Springer.*ISBN : 978-81-322-1837-1.Pp 1-73
- **Paulmier G. (1992).** *Catalogue illustre des microphytes planctoniques et benthiques des côtes Normandes.* Rapport IFREMER DRV/92.007-RH/Le Robert, 1-100 p.
- **Potapova, M. and Charles, D.F. (2007).** *Diatom metrics for monitoring eutrophication in rivers of the United States.* Ecological Indicators.pp. 48-70.
- **Prescott, L.M., Harley, J.P., Klein , D.A., (2013).** *Microbiologie.* De boeck Université, Bruxelles. 4ème édition,P.P..10-30 p.
- **Ramade F. (2008).** *Dictionnaire encyclopédique des sciences de la nature et de la biodiversité.* DUNOD, Paris, France. 1, 181-182, 145, 546, 647 p.
- **Reid, R.G.B. (1981).** *Aspects of bivalve feeding and digestion relevant to aquaculture nutrition.* Louisiana State University, Baton Rouge. Pp. 231-251
- **Reynolds, C. (2006).** *The Ecology of Phytoplankton* (Ecology, Biodiversity and Conservation).Cambridge,London ,CambridgeUniversityPress.,pp. 1- 237.
- **Reynolds, C.S. (1984)** *The Ecology of Freshwater Phytoplankton.* Cambridge. Cambridge University Press, London Pp 5-100.
- **Round, F.E., Crawford, R.M. and Mann, D.G. (1990).** *The Diatoms. Biology and Morphology of the Genera.* Cambridge University Press, , 747 pp.
- **Ryckaert ,M, Margat, S, Derrien ,A, et al ,(2009).** *Etat de la situation sanitaire des zones de production conchylicole dans les Pertuis Charentais.* Volet 2 : Phytoplankton
- **Sieburth, J.McN., Smetacek, V. and Lenz, J. (1978).** *Pelagic ecosystem structure: heterotrophic compartments of the plankton and their relationship to plankton size fractions.* Limnology and Oceanography, 23, 1256–63.
- **Smayda TJ.(1997).** *Harmful algal blooms: Their ecophysiology and general relevance to phytoplankton blooms in the sea.* Limnol. Oceanogr., 42 (5, Supp2): 1137-1153.
- **Smayda TJ. (1990).** *Novel and nuisance phytoplankton blooms in the sea: Evidence for a global epidemic.* In: Granéli E, Sundstroem B, Elder L, Anderson DM (eds) Toxic Marine Phytoplankton. Elsevier, New-York: 29-40.

- **Smith, G. M. (1950).** *Fresh-Water Algae of the United States*. 2nd ed. Mc-Graw-Hill, New York, 719 pp.
- **Sommer, U. (1988).** *Some size-relationships in phytoplankton motility*. *Hydrobiologia*. 161 : 125-131.
- **Sonier, Rémi (2017).** *Rôle nutritionnel du picophytoplancton pour les bivalves d'élevage*. Thèse. Rimouski, Québec, Université du Québec à Rimouski, Institut des sciences de la mer de Rimouski, 179 p.
- **Sournia A, Chretiennot-Dinet MJ, Ricard M. (1991).** *Marine phytoplankton: How many species in the world ocean?* *J. Plankton Res.*, 13 (5): 1093-1099.
- **Steve Cooper et Candace Dolan. (2006).** The Great BayCoast Watch guide to common Gulf of Maine phytoplankton. NHU-H-06-003.P12
- **Tan TohHii, Leaw, Chui Pin, Leong, Sandric, et al. (2016).** *Marine micro-phytoplankton of Singapore, with a review of harmful microalgae in the region*. National University of Singapore. ISSN 2345-7600.P96.
- **Taylor, F.J.R., Hoppenrath, M. & Saldarriaga, J.F. (2008).** *Dinoflagellate diversity and distribution*. *Biodivers Conserv* 17, 407–418
- **Trégouboff G., Rose M. (1957).** *MANUEL DE PLANCTONOLOGIE MEDITERRANEENNE*. Centre National de la Recherche Scientifique, 2 tomes (Textes & Illustrations), Paris.
- **Utermöhl H. (1958).** *Perfectionner la méthodologie quantitative du phytoplancton*. *Communication de l'Association internationale de limnologie théorique et appliquée*.9, 1-38.
- **Van Dam, H., Mertens, A. & Sinkeldam, J. (1994).** *A coded checklist and ecological indicator values of freshwater diatoms from The Netherlands*. *Netherlands Journal of Aquatic Ecology*, pp. 117–133
- **Vanderploeg HA, Liebig JR, Carmichael WW, et al. (2001).** Zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) selective filtration promoted toxic *Microcystis* blooms in Saginaw Bay (Lake Huron) and Lake Erie. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 58: 1208-1221.
- **Vargo, G. A., Heil, C. A., Spence, D (2001).** In: G. M. Hallegraeff, S. I. Blackburn, C. Bolch, & R. J. Lewis (Eds.), IOC of UNESCO (pp. 157–160).
- **Velikova, V., Moncheva, S. and Petrova, D. (1999).** *Phytoplankton dynamics and red tides (1987–1997) in the Bulgarian Black Sea*. *Oceanology*, 37(3), 376–84.

- **Wang, Z. H., Qi, Y. Z. and Yang, Y. F. (2007).** *Cyst formation: an important mechanism for the termination of Scrippsiellatrochoidea (Dinophyceae) bloom.* Journal of Plankton Research. 29(2) : 209-218.
- **Wirtz, K., Smith, S.L. (2020).** *Vertical migration by bulk phytoplankton sustains biodiversity and nutrient input to the surface ocean.* Sci Rep 10, 1142.
- **Yasumoto T., Oshima Y., Sugawara W., et al,(1980).** *Identification of Dinophysis fortii as the causative organism of diarrhetic shellfish poisoning.* Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish., 46 : 1405-1411.
- **Zalack, J. T., Smucker, N. J., & Vis, M. L. (2010).** *Development of a diatom index of biotic integrity for acid mine drainage impacted streams.* Ecological Indicators, 10(2), 287–295.
- **Zingone, A., Escalera, L., Aligizaki, K., et al,(2020).** *Toxic marine microalgae and noxious blooms in the Mediterranean Sea: A contribution to the Global HAB Status Report.* Harmful algae, 102 p.
- **Zingone, A., Enevoldsen, H., Hallegraeff, G.M. (2017).** *Are HABs and their societal impacts expanding and intensifying? A call for answers from the HAB scientific community.* In: Proença, L.A.O., Hallegraeff, G.M. (Eds.), Marine and Fresh-Water Harmful Algae. Proceedings of the 17th International Conference on Harmful Algae 2016. International Society for the Study of Harmful Algae and Intergovernmental Oceanographic Commission of UNESCO 2017, pp. 14–17.

**Site Internet :**

- <https://www.who.edu/> (consulter le 12/06/2021)
- <https://hab.who.edu/> consulter le (15/06/2021)
- <http://www.plancton-du-monde.org/module-formation/dino.html#> (1/06/2021)
- <https://inspection.canada.ca/salubrite-alimentaire-pour-les-consommateurs/fiches-de-renseignements/produits-et-risques/poisson-et-produits-de-mer/biotoxines-dans-les-mollusques/fra/1332275144981/1332275222849#shr-pg0> (consulter 15/09/2021)
- <http://cultmare.com/> ( 17/10/2021).

## VI. Annexes

### Annexe n°1 : Préparation du LUGOL

1-La solution iodo-iodurée de Lugol alcalin

- Iode en paillettes 10 g,
- Iodure de potassium 20 g,
- Acétate de sodium 20 g,
- Eau distillée 200 ml.

Broyer au mortier l'iode ( $I_2$ ) et l'iodure de potassium (IK) avec un peu d'eau. Compléter en eau distillée. Agiter jusqu'à complète dissolution.

Puis ajouter 20 g d'acétate de sodium ( $CH_3COO-Na$ ). Lorsque la solution, est proche de la saturation, il convient d'éliminer tout précipité éventuel en faisant décanter la solution avant utilisation.

UTILISATION : ajouter à l'eau de l'échantillon pour une concentration finale de 0,50/0, soit 8 gouttes pour 100ml afin d'obtenir une couleur brun clair (miel). Si perte de cette couleur dans le temps alors ajouter quelques gouttes de plus.

IDENTIFICATION DES DANGERS : Produit non considéré comme dangereux selon la Directive 67/548/CEE.

**Annexe n°2 : Dosage des sels nutritifs****1) Dosage des nitrates et nitrites :****Les réactifs :****A) Solution tampon**

Produits chimiques requis :

- Chlorure d'ammonium ( $\text{NH}_4\text{Cl}$ ) .....50 gr.
- Solution ammoniacale(  $\text{NH}_4\text{OH}$  25%).....  $\pm$  1 ml
- Hydroxyde de sodium ( $\text{NaOH}$  ).....5 gr.
- Eau distillée ( $\text{H}_2\text{O}$ ) \* 1000 ml.
- Brij 35 (30%) .....3 ml.

**Préparation :** Dissoudre le chlorure d'ammonium dans  $\pm$  800 ml d'eau distillée. Ajuster le pH à 8,2 avec la solution d'ammoniacale. Ajouter l'hydroxyde de sodium et le dissoudre. Remplir jusqu'à 1 litre d'eau distillée, ajouter le Brij 35 et mélanger.

**Note :** La solution est stable pendant une semaine. Conserver à 4°C lorsque la solution n'est pas utilisée.

**B) Réactif de coloration :**

Produits chimiques nécessaires :

- Acide o-phosphorique ( $\text{H}_3\text{P}_04$  (85%)).....150 ml.
  - Sulfanilamide ( $\text{C}_6\text{H}_8\text{N}_2\text{O}_2\text{S}$ ).....10 gr.
  - N-(1-Naphthyl) ethylenediamine dihydrochloride ( $\text{C}_{12}\text{H}_{16}\text{C}_{12}\text{N}_2$ )..... .0,5 gr.
- Eau distillée ( $\text{H}_2\text{O}$ )\* 850 ml.

**Préparation :** Diluer l'acide o-phosphorique dans  $\pm$  700 ml d'eau distillée. Ajouter le sulfanilamide et le N-(1-Naphthyl) ethylenediamine dihydrochloride et dissoudre. Remplir jusqu'à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

**Note :** La solution est stable pendant 2 semaines. Conserver dans une bouteille de couleur sombre.

**C) Standards :**

Solution mère 100 ppm N

Produits chimiques requis :

- Nitrate de sodium ( $\text{NaNO}_3$ ).....0,6068 gr.
- Eau distillée ( $\text{H}_2\text{O}$ )\* 1000 ml.

**Préparation :** Dissolvez le nitrate de sodium dans 800 ml d'eau distillée. Remplissez jusqu'à 1 litre d'eau distillée et mélangez.

Note : La solution est stable pendant 4 semaines. Conserver à 4°C lorsque la solution n'est pas utilisée.

**Préparation solution mère 10 ppm N** : Diluer 10 ml de solution mère 100 ppm N à 100 ml avec de l'eau distillée.

Note : Préparez la solution mère 10 ppm N chaque semaine.

## 2) Dosage des Orthophosphate :

### Les réactifs :

#### A) Solution de molybdate d'ammonium :

Produits chimiques requis :

- Tartrate d'antimoine et de potassium ( $K_2(SbO)_2C_8H_4O_{10} \cdot 3 H_2O$ ) .....230 mg.
- Acide sulfurique ( $H_2SO_4$  (97%)) .....64,4 ml.
- ammonium molybdate ( $(NH_4)_6Mo_7O_{24} \cdot 4H_2O$ ) .....6 gr.
- Eau distillée ( $H_2O$ )\*1000ml.
- FFD6.....2ml.

**Préparation** : Dissoudre le tartrate d'antimoine de potassium dans  $\pm$  800 ml d'eau distillée. Ajouter avec précaution l'acide sulfurique en le faisant tourner et en le refroidissant constamment. Ajouter le molybdate d'ammonium et le dissoudre. Remplir jusqu'à 1 litre d'eau distillée, ajouter le FFD6 et mélanger.

**Note** : Ne pas utiliser de cuillères métalliques pour le molybdate d'ammonium. La sensibilité peut être augmentée de 50% en utilisant 35 ml d'acide sulfurique concentré au lieu de 69,4. Avec les 35 ml l'interférence du silicate est de 10% pour 300 ppb Si et de 10% pour 10 ppm Si dans une gamme de 100 ppb P. A la fin le pH doit être  $< 1$ . La solution est stable pendant 5 jours. Conserver à 4°C lorsque la solution n'est pas utilisée.

#### B) Solution d'acide ascorbique :

Produits chimiques requis :

- Acide ascorbique ( $C_6H_8O_6$ ) .....11 gr.
- Acétone ( $C_3H_6O$ ) .....60 ml.
- Eau distillée ( $H_2O$ )\* 1000 ml.
- FFD6.....2 ml.

**Préparation** : Dissoudre en l'acide ascorbique  $\pm$  800 Ajouter avec précaution, tout en remuant et en refroidissant constamment, l'acide sulfurique. Ajouter le molybdate d'ammonium et le dissoudre. Remplir jusqu'à 1 litre d'eau distillée, ajouter le FFD6 et mélanger.

**Note :** La solution est stable pendant 5 jours. Conserver à 4°C lorsque la solution n'est pas utilisée.

### C) Standards :

Solution mère 100 ppm P

Produits chimiques requis :

- Dihydrogène o-phosphate de potassium( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ).....0,4394 gr.
- Eau distillée ( $\text{H}_2\text{O}$ ) \* 1000 ml.

**Préparation :** Dissoudre le dihydrogène de potassium o-phosphate de potassium dans  $\pm$  800 ml d'eau distillée. Remplir jusqu'à 1 litre d'eau distillée et mélanger.

**Note :** La solution est stable pendant 4 semaines. Conserver à 4°C lorsque la solution n'est pas utilisée.

**Préparation Solution mère 100 ppm P :** Diluez 10 ml de solution mère 100 ppm P à 100 ml avec de l'eau distillée.

**Note :** Préparer la solution mère 10 ppm P chaque semaine.

### 3) Dosage des Silicate :

**Les réactifs :**

#### A) Solution d'acide sulfurique :

Produits chimiques nécessaires :

- Acide sulfurique ( $\text{H}_2\text{SO}_4$  (97%))..... 10 ml.
- Eau distillée ( $\text{H}_2\text{O}$ )\* 990 ml.
- FFD6.....2 ml.

**Préparation :** Diluer l'acide sulfurique dans  $\pm$  800 ml d'eau distillée. Remplissez jusqu'à 1 litre d'eau distillée, ajoutez le FFD6 et mélangez.

**Note :** La solution est stable pendant 1 semaine. Conserver à 4°C lorsque la solution n'est pas utilisée.

#### B) Solution de molybdate d'ammonium :

Produits chimiques requis :

- Molybdate d'ammonium ( $((\text{NH}_4)_6\text{MO}_7\text{O}_{24}\cdot 4\text{H}_2\text{O})$ ).....20 gr.
- Eau distillée ( $\text{H}_2\text{O}$ )\* 1000 ml.
- FFD6.....2 ml.

**Préparation :** Dissoudre le molybdate d'ammonium dans  $\pm$  800 ml d'eau distillée. Remplir jusqu'à 1 litre d'eau distillée, ajoutez le FFD6 et mélangez.

**Note** : Conserver dans une bouteille en polyéthylène. La solution est stable pendant 1 jour. Ne pas utiliser de cuillères en métal pour le molybdate d'ammonium.

**C) Solution d'acide oxalique :**

Produits chimiques nécessaires :

Acide oxalique ( $C_2H_2O_4 \cdot 2H_2O$ ).....44 gr.

Eau distillée ( $H_2O$ ) \* 1000 ml.

**Préparation** : Dissoudre l'acide oxalique dans 800 ml d'eau distillée. Remplir jusqu'à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

**Note** : Conserver dans une bouteille en polyéthylène. La solution est stable pendant 1 mois. Conserver à 4°C lorsque la solution n'est pas utilisée.

**D) Solution d'acide ascorbique**

Produits chimiques requis :

- Acide ascorbique ( $C_6H_8O_6$ )..... 40 gr.
- Eau distillée ( $H_2O$ )\* 1000 ml

**Préparation** : Dissoudre l'acide ascorbique dans  $\pm$  800 ml d'eau distillée. Remplir jusqu'à 1 litre d'eau distillée et mélanger.

**Note** : La solution est stable pendant 1 semaine. Conserver à 4°C lorsque la solution n'est pas utilisée.

**E) Standards :**

Solution mère 100 ppm Si

Produits chimiques requis :

- Sodium
- Métasilicate ( $Na_2SiO_3 \cdot 9H_2O$ ).....1,0119 gr.
- d'eau distillée ( $H_2O$ )\* 1000ml

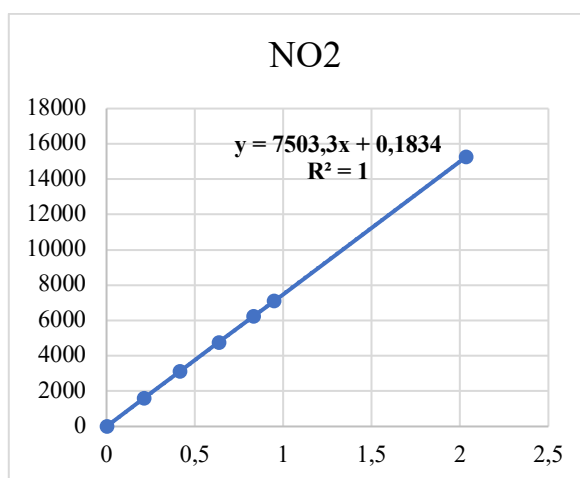
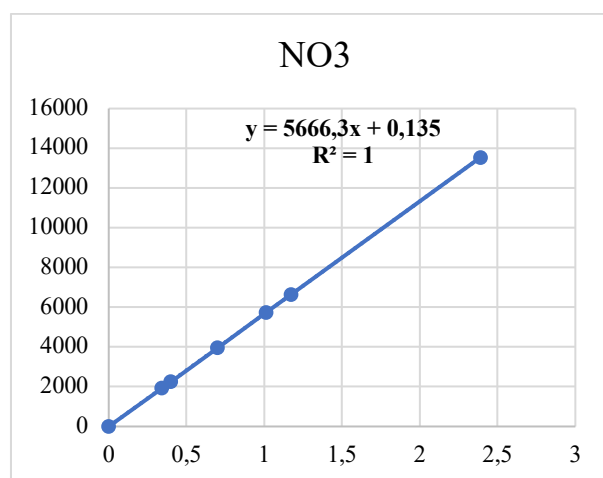
**Préparation** : Dissoudre le métasilicate de sodium dans  $\pm$  800 ml d'eau distillée. Remplir jusqu'à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

**Note** : La solution est stable pendant 1 mois. Conserver dans une bouteille en polyéthylène.

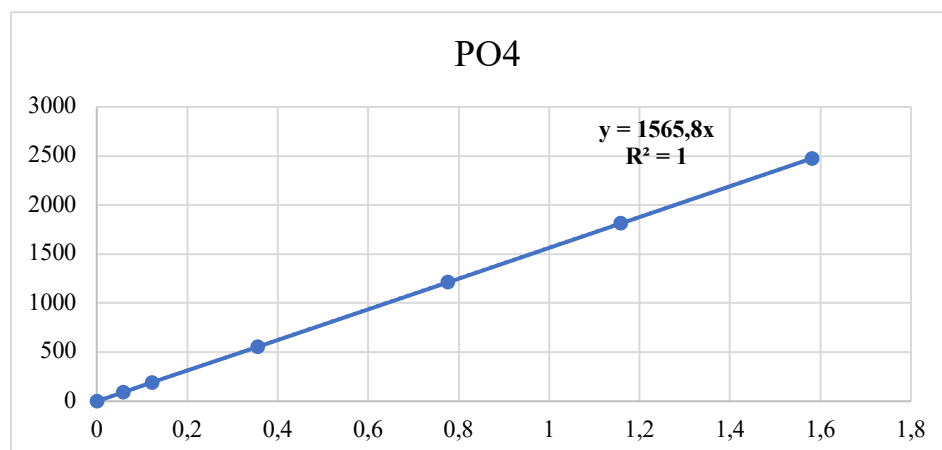
**Préparation Solution mère 100 ppm Si** : Diluez 10 ml de solution mère 100 ppm Si à 100 ml avec de l'eau distillée.

**gamme d'étalonnage de Nitrites :**

Standards	NO3 $\mu\text{mol/l}$	Hauteur de pics de NO3	NO2 $\mu\text{mol/l}$	Hauteur de pics de NO2
Standard n°1	0,3400	1927	0,2132	1600
Standard n°2	0,3981	2256	0,4134	3102
Standard n°3	0,6984	3958	0,6346	4762
Standard n°4	1,0099	5722	0,8305	6232
Standard n°5	1,1696	6627	0,9468	7104
Standard n°6	2,3909	13548	2,0328	15253

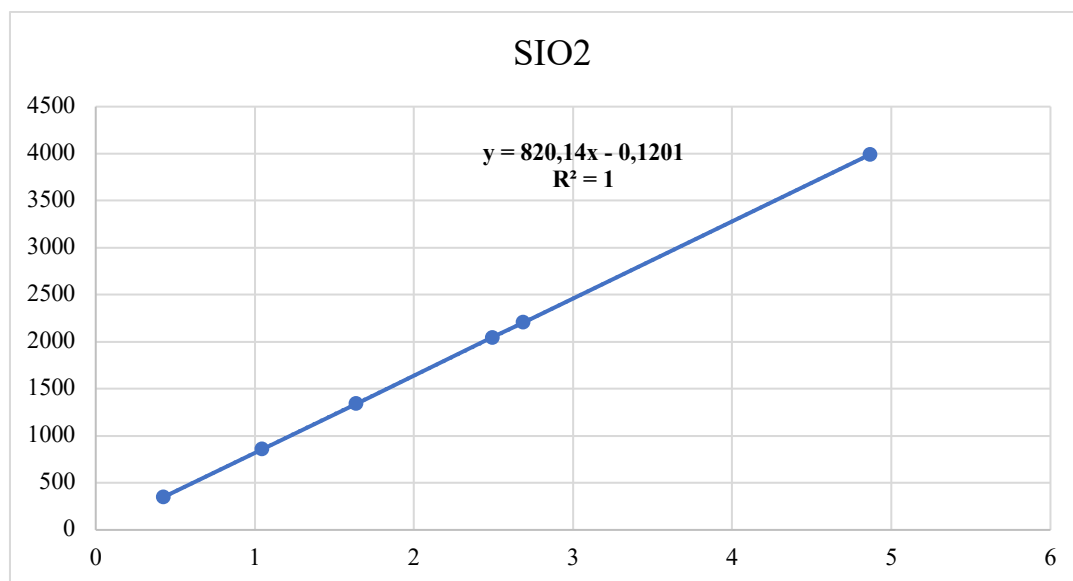
**Gamme d'étalonnage de phosphate :**

Standards	PO4 $\mu\text{mol/l}$	Hauteur de pics de PO4
Standard n°1	0,0581	91
Standard n°2	0,1226	192
Standard n°3	0,3551	556
Standard n°4	0,7760	1215
Standard n°5	1,1585	1814
Standard n°6	1,5813	2476

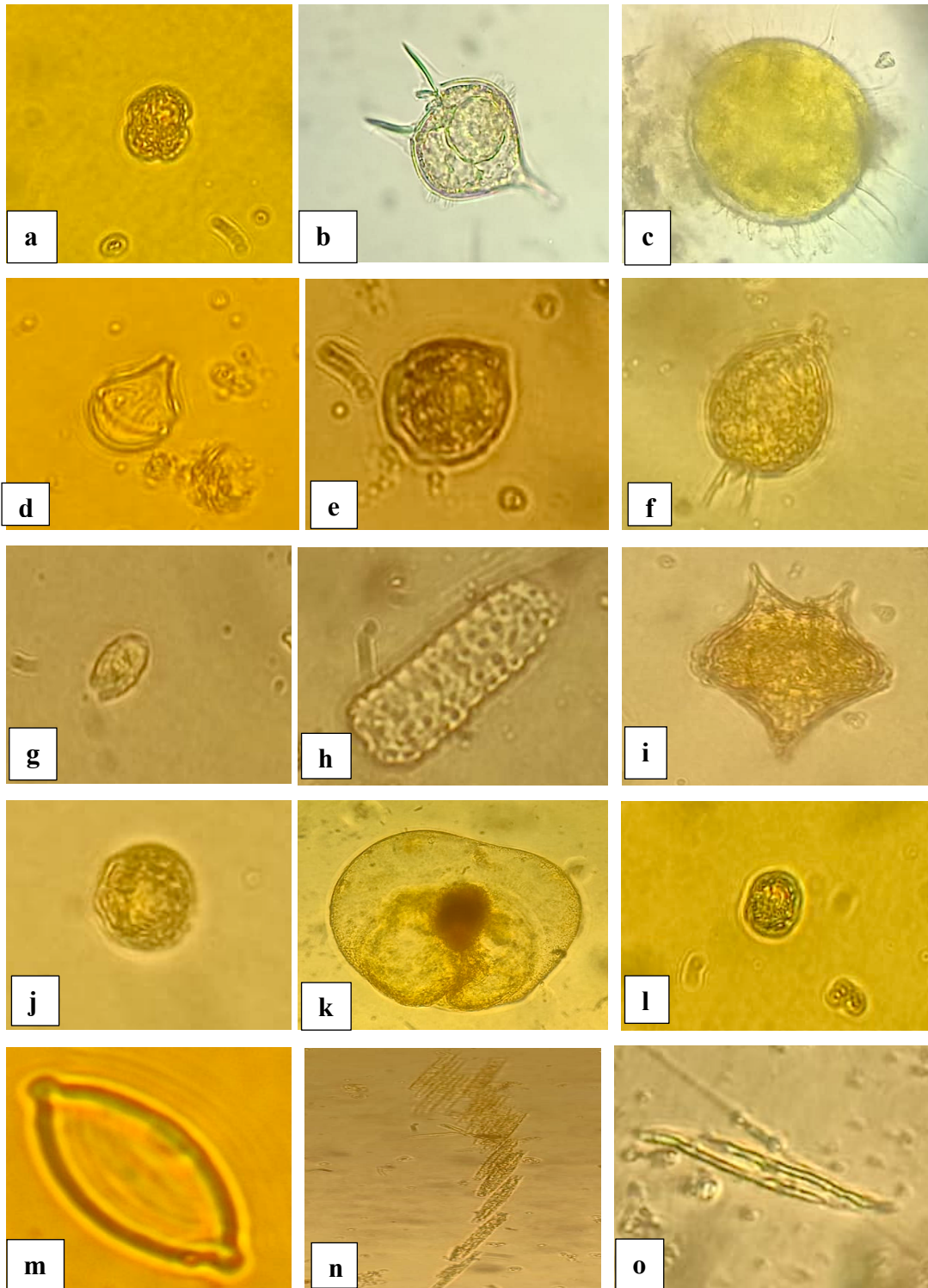


**Gamme d'étalonnage de silicate :**

Standards	SIO2 $\mu\text{mol/l}$	Hauteur de pics de SIO2
Standard n°1	0,4222	346
Standard n°2	1,0443	856
Standard n°3	1,6347	1341
Standard n°4	2,4909	2043
Standard n°5	2,6863	2203
Standard n°6	4,8654	3990

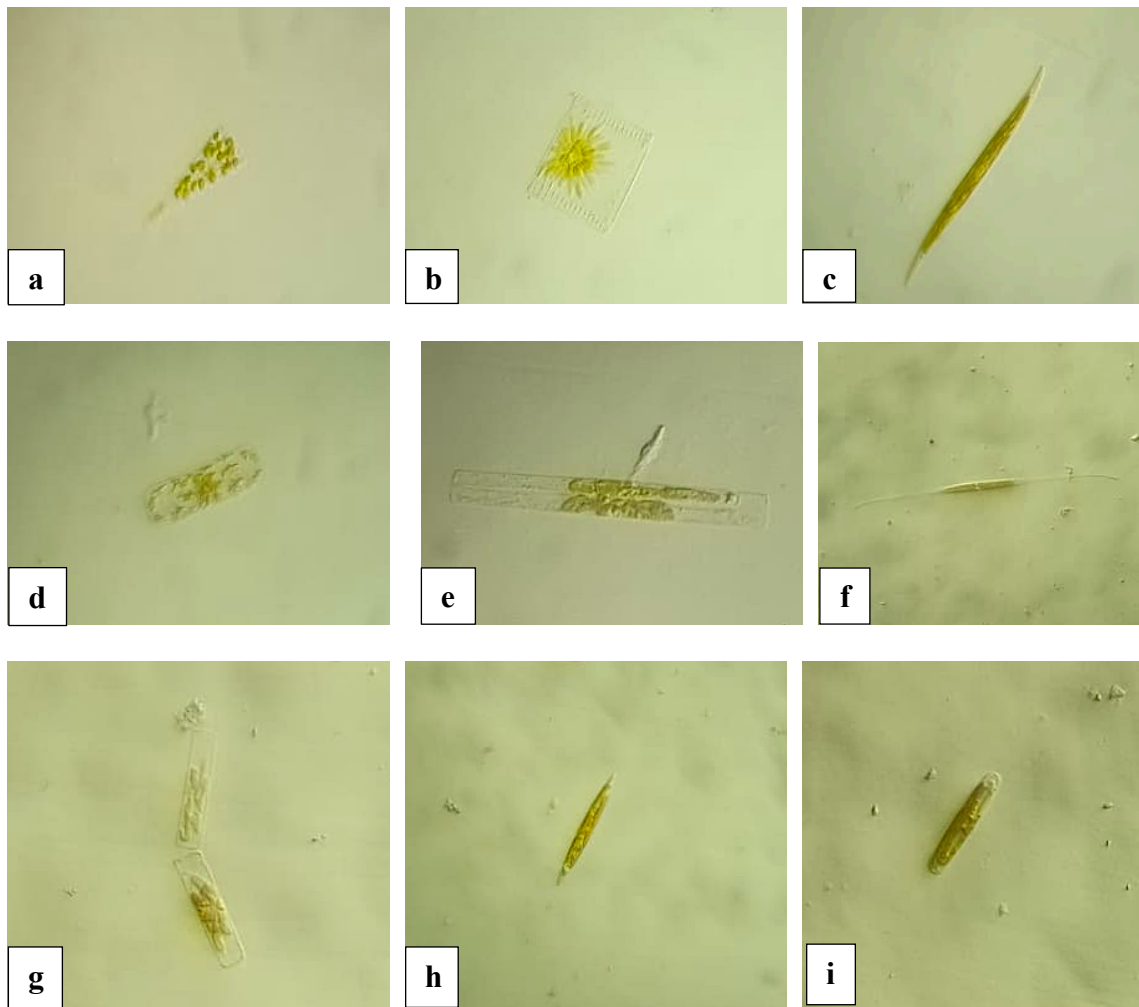


## Annexe n°3 : Quelques photos d'espèces identifiées en mer à CULTMARE (présent travail).



**a** : *Karenia* sp, **b** : *Protoperidinium diabolum*, **c** : Cyste de *Lingulodinium polyedrum*  
**d** : *Gonyaulax* sp, **e** : *Protoperidinium conicoides*, **f** : *Protoperidinium pyriforme*,  
**g** : *Amphidinium* sp, **h** : *Polykrikos beauchampii*, **i** : *Protoperidinium depressum*,  
**j** : *Coolia monotis*, **k** : *Noctiluca scintillans*, **l** : *Prorocentrum minimum*,  
**m** : *Navicula monilifera*, **n** : *Bacillaria* sp, **o** : *Pleurosigma capense*

**Annexe n°4** : quelques espèces identifiées dans l'eau inter-valvaire des moules et huîtres à CULTMARE (présent travail).



**a** : *Licmophora ehrenberg*, **b** : *Striatella unipunctata*, **c** : *Nitzschia sigma*  
**d** : *Tropidoneis sp*, **e** : *Flagilariopsis sp*, **f** : *Nitzschia closterium*  
**g** : *Grammatophora sp*, **h** : *Pleurosigma directum*, **i** : *Nitzschia sp*.

## Résumé :

Nous présentons ici, l'inventaire ainsi que la dynamique temporelle du peuplement phytoplanctonique et en particulier, des espèces potentiellement toxiques et/ou nuisibles dans la ferme conchylicole « CULTMARE » (Tipaza). L'étude physico-chimique réalisée parallèlement à celle du phytoplancton a montré quelques propriétés oligotrophiques des stations, la température et salinité fluctuent selon la saison. Les analyses qualitative et quantitative des peuplements phytoplanctoniques révèlent l'existence de 77 taxons, parmi lesquels une espèce, qui appartient à la classe des Diatomées potentiellement toxiques, c'est le genre *Pseudo-nitzschia*, et six autres espèces appartenant, à la classe des dinoflagellés comme : *Dinophysis sp*, *Alexandrium sp*, *Ostreopsis sp*, *Protoperidinium sp*, *Coolia monotis* et *Gambierdiscus sp*, qui sont potentiellement toxique. D'autres espèces qui sont potentiellement nuisibles ont été également observées, il s'agit des Dinoflagellés comme : *Ceratium sp*, *Scrippsiella sp*, *Karenia sp*, *Prorocentrum sp*, *Gyrodinium sp*, *Akashiwo sp*, *Gonyaulax sp* et *Noctiluca sp*. Les diatomées potentiellement nuisibles se distinguent dans le site d'étude avec les espèces : *Cylindrotheca sp*, *Rhizosolenia sp*, *Thalassiosira sp*, *Chaetoceros sp* et *Leptocylindrus sp*. Ces espèces n'ont pas été impliquée durant notre travail, à des blooms phytoplanctoniques (HAB). L'examen de liquide inter-valvaire des moules et des huîtres montre un inventaire de 23 espèce phytoplanctonique appartenant à deux classes où les Diatomées sont plus abondants que les Dinoflagellés.

**Mots clés :** Phytoplancton toxique, phytoplancton nuisible, ferme conchylicole, , CULTMARE, Tipaza.

## Abstract:

We present here, the inventory as well as the temporal dynamics of the phytoplanktonic population and in particular, the potentially toxic and/or harmful species in the shellfish farm "CULTMARE" (Tipaza). The physico-chemical study carried out in parallel to that of phytoplankton showed some oligotrophic properties of the stations, the temperature and salinity fluctuate according to the season. Qualitative and quantitative analyses of phytoplankton populations reveal the existence of 77 taxa, among which one species, which belongs to the class of potentially toxic Diatoms, is the genus *Pseudo-nitzschia*, and six other species belonging to the class of dinoflagellates such as: *Dinophysis sp*, *Alexandrium sp*, *Ostreopsis sp*, *Protoperidinium sp*, *Coolia Monotis* and *Gambierdiscus sp*, which are potentially toxic. Other species that are potentially harmful were also observed, these are Dinoflagellates such as:

*Ceratium sp, Scrippsiella sp, Karenia sp, Prorocentrum sp, Gyrodinium sp, Akashiwo sp, Gonyaulax sp and Noctiluca sp*. The potentially harmful diatoms are distinguished in the study site with the species: *Cylindrotheca sp, Rhizosolenia sp, Thalassiosira sp, Chaetoceros sp and Leptocylindrus sp*. These species were not involved during our work, to phytoplankton blooms (HAB). The examination of inter-valvular liquid of mussels and oysters shows an inventory of 23 phytoplankton species belonging to two classes where Diatoms are more abundant than Dinoflagellates.

**Key words:** Toxic phytoplankton, harmful phytoplankton, shellfish farm, CULTMARE, Tipaza.

### الملخص:

نقدم هنا قائمة الجرد وكذلك الديناميكيات الزمنية للعوالق النباتية وعلى وجه الخصوص الأنواع السامة و / أو الضارة المحتملة في مزرعة المحار "CULTMARE" ( تيبازا). أظهرت الدراسة الفيزيائية والكيميائية التي أجريت بالتوازي مع دراسة العوالق النباتية بعض الخصائص قليلة التغذية للمحطات ، ودرجة الحرارة والملوحة تتقلب حسب الموسم. تكشف التحليلات النوعية والكمية لمجموعات العوالق النباتية عن وجود 77 نوعًا ، من بينها نوع واحد ينتمي إلى فئة الدياتومات التي يحتمل أن تكون سامة ، وهو جنس *Pseudo-nitzschia* ، وستة أنواع أخرى تنتمي إلى فئة الدينوفلاجيلات مثل *sp* ، والتي يحتمل أن تكون سامة. كما لوحظت أنواع أخرى قد تكون ضارة ، وهي دینوفلاجيلات مثل *Ceratium sp* و *Gambierdiscus sp* ، والتي *Coolia sp* ، *Protoperidinium sp* ، *Ostreopsis sp* ، *Alexandrium sp* و *Scrippsiella sp* و *Karenia sp* و *Prorocentrum sp* و *Gyrodinium sp* و *Akashiwo sp* و *Gonyaulax sp* و *Noctiluca sp*. تم تمييز الدياتومات التي يحتمل أن تكون ضارة في موقع الدراسة مع الأنواع *Cylindrotheca sp* و *Thalassiosira sp* و *Rhizosolenia sp* و *Chaetoceros sp* و *Leptocylindrus sp* لم تشارك هذه الأنواع أثناء عملنا في إزهار العوالق النباتية (HAB) يُظهر فحص السائل بين الصمامات لببح البحر والمحار جردًا لـ 23 نوعًا من العوالق النباتية تنتمي إلى فئتين حيث تكون الدياتومات أكثر وفرة من الدينوفلاجيلات.

**الكلمات المفتاحية:** العوالق النباتية السامة ، العوالق النباتية الضارة ، مزرعة المحار ، CULTMARE، تيبازا.