

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
En Sciences De La Mer

Option : Environnement marin

Thème :

**Contribution à l'étude du phytoplancton toxique et/ou nuisible au
niveau d'une ferme conchylicole : Cas de la ferme « Orcamarine »
(Aïn-Taya)**

Réalisé par :

**Djemaoun Lynda
Fernani Asmaa**

Soutenues le 14 /09/2019 devant le jury composé de :

Mr. Otmani H.	Maître- Assistant(A)	ENSSMAL	Président
Mme.Sengouga A.	Maître- Assistant(B)	ENSSMAL	Examinatrice
Mme. Keraghel M.A.	Maître- Assistant(B)	ENSSMAL	Examinatrice
Mr. Zerrouki M.	Maître- Assistant(A)	ENSSMAL	Promoteur
Mme.Akli S.	Chargée du service Phytoplancton	LNAPPASM	Co-Promotrice
Mme. Amalou S.	Directrice Générale	LNAPPASM	Invitée

Année universitaire : 2018-2019

Remerciements

Au terme de ce travail, nous remercions Dieu le Tout-Puissant pour nous donner la santé, le courage et la volonté pour réaliser ce modeste travail.

Nous adressons nos remerciements les plus sincères à toutes les personnes qui nous ont permis d'évoluer dans la réflexion et l'élaboration de ce travail. Plus particulièrement, nous tenons à remercier :

Mme. AMALOU S, Directrice Générale du laboratoire LNCAPPASM de nous avoir donné la chance d'exercer notre travail au niveau du laboratoire, et qui nous a facilité les tâches, en mettant à notre disposition tous les moyens nécessaires pour travailler dans les meilleures conditions durant notre stage pratique.

*Nous tenons à remercier vivement **Mr KHOUDJA B**, propriétaire de la ferme « Orcamarine », et son technicien **MAAMAR**, d'avoir mettre à notre disposition sa barge, et tous les moyens nécessaires pour un bon déroulement des sorties en mer.*

On tient à remercier chaleureusement l'Ensemble des membres du jury qui ont accepté de regarder de près ce travail en sacrifiant de leurs temps :

Mr. Otmani H, en tant que président de jury

Melle. KERAGHEL M.A non seulement d'avoir accepté d'examiner ce mémoire mais aussi pour ses multiples orientations et son précieux temps qu'elle a accordé à ce travail à travers sa disponibilité.

Mme SENGOUGA A, qui a consacré son temps pour examiner ce travail.

Mr. ZERROUKI notre promoteur, Melle. AKLI notre co-promotrice, qui ont bien voulu guider ce travail.

Nos sincères remerciements s'adressent également à :

L'ensemble du personnel administratif et technique du laboratoire

LNCAPPASM

L'ensemble du personnel du laboratoire de Sidi fredj

de« l'ENSSMAL », en particulier Madame EDALIA.

Docteur Akmouche, médecin de l'école «ENSSEMAL », pour ses conseils constructifs et ses encouragements...

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à :

Mes parents, mes sœurs et mes frères qui n'ont jamais

Cessé de m'encourager pour mes études,

Toutes ma famille Fernani et Haddouch,

Mon binôme Hilwa et sa famille

Et toute la promotion

Environnement/Aménagement

Asmaa

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail

À mes chers parents pour l'éducation qu'ils m'ont prodigué ; avec tous les moyens et au prix de toutes les sacrifices qu'ils ont consentis à mon égard, pour le sens du devoir qu'ils m'ont enseigné depuis mon enfance, pour leur courage et leur patience d'avoir supportés mon absence durant mes études, et à qui je m'adresse au dieu les vœux les plus ardents pour la conservation de leur santé.

À mes sœurs, mes frères, mes nièces et mes neveux

À mes cher(e)s ami (e)s qui m'ont soutenu et encouragé

À mes collègues, ceux que ma réussite leur tient à cœur ...

À mon professeur Ons Daly-Yahia-Kéfi

À mon binôme Asma et sa famille

À toute la promotion environnement/Aménagement

« A chaque fois que j'apprends de nouvelles connaissances, je réalise encore plus mon Ignorance » L'imam Al-Chafii

**« كَلَّمَا أُدْبِنِي الدَّهْرُ أَرَانِي نَقْصَ عَقْلِي، وَكَلَّمَا أَزْدَدْتُ عِلْمًا أَزْدَادَ عِلْمِي بِجَهْلِي.. »
للإمام محمد بن إدريس الشافعي**

Hilwa (D.L)

Liste des figures

Figure 1 : Variété des frustules de diatomées (Mathieu et al., 2011).....	4
Figure 2 : A. <i>Thalassionema nitzschoides</i> B. <i>Chaetoceros decipiens</i> C. <i>Pseudo-nitzschia</i> ; Echelle (0,5µm) (Observation, x40) (Salhi, 2016).....	5
Figure 3 : Morphologie classique d'un dinoflagellé armé (Quéguiner, 2009).....	5
Figure 4 : A. <i>Prorocentrum micans</i> , B. <i>Gymnodinium chlorophorum</i> ; (Observation, x 40) (Salhi, 2016) ; C. <i>Alexandrium tamarense</i> (Hansen et al., 2004).....	6
Figure 5 : <i>Cryptomonas sp</i> (Quéguiner, 2009).....	7
Figure 6 : <i>Chlorella vulgaris</i> (Clement-Larosière, 2012).....	7
Figure 7 : <i>Euglena sp</i> (Observation : x40) (Salhi, 2009).....	8
Figure 8 : Expansion mondiale des événements toxiques de type PSP enregistrés entre 1970 et 2000 (Glibert et al., 2005).....	13
Figure 9 : Répartition des espèces et des événements nuisibles (entre 1985 et 2009) le long des côtes méditerranéennes (Zingone, 2009).....	14
Figure 10 : La dynamique des efflorescences algales dépend d'un équilibre entre les Gains et les Pertes (D'après Granéli et Turner, 2006 ; modifié).....	18
Figure 11 : Image satellitaire montrant la situation géographique de la ferme « Orca-marine » (Google earth, 2019).....	20
Figure 12 : Positionnement des stations échantillonnées dans la zone d'étude « ferme Orca- marine » (Google earth, 2019).....	23
Figure 13 : Système de prélèvement intégré sur la totalité de la colonne d'eau (technique du tuyau).....	24
Figure 14 : A. Mesure des paramètres <i>in-situ</i> . B. Fixation des échantillons C. Conservation des échantillons.....	26
Figure 15 : Auto-analyzer SAN plus System automatisée, SKALAR®.....	28
Figure 16 : Dosage de la chlorophylle <i>a</i> (A : filtration, B : Extraction). (LNCAPPASM, 2019).....	31
Figure 17 : A. Centrifugation, B. Mesure de l'absorbance dans un spectrophotomètre. (ENNSMAL, 2019).....	32
Figure 18 : Homogénéisation de l'échantillon et sédimentation dans une chambre de sédimentation.....	34

Figure 19 : Image illustrant la méthode de balayage de la chambre à sédimentation pour un dénombrement sur la cuve entière.....	35
Figure 20 : Observation sous microscope inversé de type MOTIC. (LNCAPPASM, 2019)....	36
Figure 21 : Evolution temporelle de la température des eaux des stations échantillonnées.....	38
Figure 22 : Evolution temporelle de la salinité des eaux des stations échantillonnées.....	39
Figure 23 : Evolution temporelle des teneurs en oxygène dissous des eaux des stations échantillonnées.....	40
Figure 24 : Evolution temporelle des teneurs en nitrites au niveau des stations échantillonnées.....	42
Figure 25 : Evolution temporelle des teneurs en nitrates au niveau des stations échantillonnées.....	43
Figure 26 : Evolution temporelle des teneurs en phosphates au niveau des stations échantillonnées.....	44
Figure 27 : Evolution temporelle des teneurs en silicates au niveau des stations échantillonnées.....	45
Figure 28 : Evolution temporelle des teneurs en Chlorophylle <i>a</i> au niveau des stations échantillonnées.....	46
Figure 29 : Proportion des classes phytoplanctoniques observées durant toute la période d'étude, au niveau des stations ST1, et ST2.....	48
Figure 30 : Proportion des classes phytoplanctoniques observées durant toute la période d'étude, au niveau la station ST3.....	49
Figure 31 : Abondance moyenne des groupes phytoplanctoniques observés durant toute la période d'étude, au niveau des stations échantillonnées.....	49
Figure 32 : Distributions spatio-temporelles des densités phytoplanctoniques.....	50
Figure 33 : Distribution des densités moyennes cellulaires (Cellules /l) des populations phytoplanctoniques au niveau des stations échantillonnées.....	50
Figure 34 : Evolution de la richesse spécifique au niveau des stations échantillonnées.....	52
Figure 35 : Les genres dominants pour les classes de diatomées et des dinoflagellés au niveau de la station 1.....	53
Figure 36 : Les genres dominants pour les classes des diatomées et des dinoflagellés au niveau de la station 2.....	54

Figure 37 : Les genres dominants pour les classes de diatomées et des flagellés au niveau de la station 3.....	54
Figure 38 : Densité cellulaire moyenne des diatomées nuisibles et/ou toxiques au niveau des stations échantillonnées durant la période d'étude.....	56
Figure 39 : Densité cellulaire moyenne des dinoflagellés nuisibles et/ou toxiques au niveau stations échantillonnées durant la période d'étude.....	57
Figure 40 : <i>Dinophysis spp</i> observés au microscope inversé au grossissement X 40, au cours de cette étude (Photo prise avec un téléphone portable).....	60
Figure 41 : <i>Alexandrium sp</i> observée au microscope inversé au grossissement X 40, au cours de cette étude (Photo prise avec un téléphone portable).....	62
Figure 42 : <i>Gymnodinium cf catenatum</i> Graham observé au microscope inversé au grossissement X 40, au cours de cette étude (Photo prise avec un téléphone portable).....	63
Figure 43 : <i>Pseudonitzschia spp</i> observées au microscope inversé au grossissement X 40, au cours de cette étude (Photo prise avec un téléphone portable).....	64
Figure 44 : <i>Scrippsiella spp</i> observée au microscope inversé au grossissement X 40, au cours de cette étude (Photo prise avec un téléphone portable).....	65
Figure 45 : Variation spatio-temporelle de la concentration de <i>Scrippsiella spp</i> au niveau des stations échantillonnées.....	65
Figure 46 : <i>Prorocentrum triestinum</i> Schiller observée au microscope inversé au grossissement X 40, au cours de cette étude (Photo prise avec un téléphone portable).....	66
Figure 47 : <i>Chaetoceros spp</i> observées au microscope inversé au grossissement X 40, au cours de cette étude (Photo prise avec un téléphone portable).....	68
Figure 48 : <i>Noctulica Scintillans</i> observées au microscope inversé au grossissement X 40, au cours de cette étude (Photo prise avec un téléphone portable).....	68
Figure 49 : Droite d'étalonnage des nitrates.....	IV
Figure 50 : Droite d'étalonnage des nitrites.....	IV
Figure 51 : Droite d'étalonnage des ortho-phosphates.....	V
Figure 52 : Droite d'étalonnage des silicates.....	V
Figure 53 : Photographies de quelques genres phytoplanctonique identifiés dans les eaux de la ferme conchylicole Orca marine (prises avec un téléphone portable).....	XVIII

Liste des tableaux

Tableau 1 : Impacts des efflorescences de microalgues nuisibles (D'après Burkholder, 1998 ; Anderson et al., 2001 et Hallegraeff, 2010).....	10
Tableau 2 : Intoxications humaines après ingestion d'organismes contaminés : Phycotoxines classées en 5 principales catégories sur une base symptomatique (D'après Anderson et al., 2001; Hallegraeff, 2003).....	11
Tableau 3 : Autres types d'intoxications.....	12
Tableau 4 : Moyennes mensuelles des températures et précipitations de la région de Ain-Taya en 2017 (O.N.M, 2017).....	21
Tableau 5 : Tableau synoptique des stations échantillonnées.....	22
Tableau 6 : Récapitulatif des moyens de prélèvement, caractéristiques des flacons utilisés et l'agent de fixation et/ou de conservation et l'appareillage de mesure des paramètres étudiés.....	26
Tableau 7 : Etude comparative des résultats de l'Hurbal et ceux de notre étude.....	58
Tableau 8 : Densités cellulaires des <i>Alexandrium spp</i> observées au niveau des stations échantillonnées.....	61
Tableau 9 : Densités des cellules de <i>Prorocentrum triestinum</i> observées au niveau des stations échantillonnées durant la période d'étude.....	68
Tableau 10 : Gamme d'étalonnage des Nitrates.....	I
Tableau 11 : Gamme d'étalonnage des Nitrites.....	IV
Tableau 12 : Gamme d'étalonnage des orthophosphates.....	IV
Tableau 13 : gamme d'étalonnage des silicates.....	V
Tableau 14 : Résultats de mesure des paramètres <i>in-situ</i>	VII
Tableau 15 : Résultats de mesure des paramètres physico-chimique mesurés au laboratoire.....	VIII
Tableau 16 : Inventaire des espèces identifiées.....	IX
Tableau 17 : Densité des genres phytoplanctoniques toxiques et/ ou nuisibles identifiés dans la ferme conchylicole durant la période d'étude.....	X

Liste des abréviations

Abréviation	Signification
ENSSMAL	Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et l'Aménagement du Littoral.
LNCAPPASM	Laboratoire National de Contrôle et d'Analyse des Produits de la Pêche et de L'Aquaculture et de la Salubrité des Milieux
LCVRM	Laboratoire de Conservation et de Valorisation des Ressources Marines
IFREMER	Institut Français de Recherche pour l'Exploitation de La Mer
OCDE	Organisation de Coopération et de Développement Economique
ONM	Officie National de la Métrologie
UNESCO	Organisation des Nations Unies pour l'Education, la Science et la Culture
GPS	Global Positioning System
pH	Potentielle d'hydrogène
O.D	Oxygène dissous
N	Normalité (mol/l)
T	Température
S	Salinité
PSU	Practical Salinity Unit
Cell	Cellules par litre
Abs	Absorbance
GF/F	Glass microFiber filters
g	Gramme
L	litre
μmol	Micromole

Sommaire

Introduction générale

Chapitre I. Synthèse bibliographique

I. Synthèse bibliographique

I.1. Le monde phytoplanctonique	3
I.1.1. Définition	3
I.1.2. Organisation du phytoplancton	3
I.2. Les efflorescences algales (ou "HABs").....	8
I.2.1. Généralités sur les efflorescences et les microalgues nuisibles.....	8
I.2.2. Impacts des efflorescences de microalgues nuisibles.....	9
I.2.3. Mode d'action des phycotoxines et symptômes provoqués chez l'homme.....	11
I.2.4. Expansion des HABs	12
I.2.4.1. Expansion Mondiale	12
I.2.4.2. Expansion en Méditerranée	13
I.2.4.3. Antécédents sur les HABs en Algérie	15
I.3. Facteurs intervenant dans l'écologie des microalgues et la formation de blooms.....	16

Chapitre II. Matériel et méthode

II. Matériel et méthode	19
II.1. Présentation du site d'étude : Ferme conchylicole « Orcamarine ».....	19
II.1.1. Situation géographique	19
II.1.2. Relief et Hydrographie.....	20
II.1.3. Facteurs hydrodynamiques	20
II.1.4. Courantologie.....	20
II.1.5. Données climatiques	21
II.1.6. La productivité primaire	21
II.2. Echantillonnage.....	22

II.2.1. Stratégie d'échantillonnage	22
II.2.2. Méthode d'échantillonnage.....	23
II.2.2.1 Préparation de la sortie en mer.....	23
II.2.2.2 Prélèvement des échantillons	23
II.2.2.3.Facteurs environnementaux et mesures <i>in-situ</i>	25
II.2.2.4. Conservation des échantillons	25
II.3.Analyse des sels nutritifs	26
II.3.1. Méthodes d'analyse et principe général	26
II.3.2.Dosage de l'azote nitreux	27
II.3.3.Dosage de l'azote nitrique.....	28
II.3.4.Dosage des Orthophosphates (PO_4^{3-})	28
II.3.5.Dosage des silicates (SiO_2)	28
II.4.Analyse des paramètres biologiques	29
II.4.1. Dosage de la chlorophylle <i>a</i>	29
II.4.1. 1.Méthode et principe de dosage de la chlorophylle <i>a</i>	29
II.4.1.2.Mode opératoire de dosage de la chlorophylle <i>a</i>	29
II.5.Etude du phytoplancton	32
II.5.1. Principe d'analyse	32
II.5.2. Préparation des échantillons pour analyse.....	32
II.5.2. 1. Homogénéisation de l'échantillon	32
II.5.2.2. Remplissage de la chambre de sédimentation	32
II.5.3. Identification et dénombrement	33
II.5.3.1. Stratégies de dénombrement	33
II.5.3.2. Identifications et reconnaissance des espèces	33
II.5.4.Indices écologiques mesurés	34
II.5.4.1. Densité totale des cellules du phytoplancton (Dt).....	35
II.5.4.2. Richesse spécifique (S)	35
II.5.4.3.Dominance relative (Dr)	36

Chapitre III. Résultats et discussion

III. Résultats d'analyses et discussion	37
III.1. Variation des paramètres physico-chimiques	37
III.1.1. La température	37

III.1.2. La salinité	38
III.1.3. Oxygène dissous.....	39
III.2. Sels minéraux dissous	40
III.2.1. Azote nitreux (NO ₂ ⁻).....	40
III.2. 2.Azote nitrique (NO ₃ ⁻)	41
III.2.3. Les Phosphates (PO ⁻⁴)	43
III.2.4. Les silicates.....	44
III.3. Analyse des paramètres biologiques.....	45
III.3.1. Chlorophylle <i>a</i>	45
III.3.2 Analyse qualitative et quantitative du phytoplancton	46
III. 3.2.1. Composition taxonomique du phytoplancton	46
III.3.2.2. Densité totale Dt.....	49
III.3.2.3. Richesse spécifique	51
III.3.2.4. Dominance relative	52
III.3.2.5. Les espèces phytoplanctoniques responsables de bloom et/ou toxiques..	54
III.3.2.6. Description des espèces potentiellement toxiques et/ou nuisibles	58
III.3.2.6.1. Les espèces potentiellement toxiques	58
III.3.2.6.1.1. Les espèces responsables du syndrome DSP.....	58
III.3.2.6.1.2. Les espèces responsables du syndrome PSP	59
III.3.2.6.1.3. Les espèces responsables du syndrome ASP.....	63
III.3.2.6.2.Les espèces génératrices de Blooms.....	63
Conclusion générale	68
Références bibliographiques	
Annexes	
Résumé	

Introduction Générale

Introduction générale

Le phytoplancton constitue un élément de qualité des milieux aquatiques. Ce compartiment joue un rôle important dans les écosystèmes pélagiques côtiers. En effet, de par sa position de principal producteur primaire des océans, il est en général, un élément déterminant de la chaîne alimentaire profitable aux coquillages sauvages ou élevés. Il constitue en effet l'essentiel de la nourriture pour les bivalves lamellibranches (**Bourrelly, 1970**).

Il arrive cependant, dans certaines conditions hydrologiques, climatologiques, et nutritionnelles que des proliférations importantes de certaines de ces algues se produisent régulièrement, notamment au printemps. Le plus souvent, ces phénomènes naturels, parfois amplifiés par un enrichissement important du milieu en éléments nutritifs sont sans conséquence néfaste. Cependant, dans certaines situations ces proliférations peuvent avoir des effets négatifs occasionnant des pertes économiques considérables à l'aquaculture, à la pêche et au tourisme par leur impact sur les espèces marines, l'environnement et/ou sur la santé humaine. On parle alors de PAN (Acronyme de Prolifération d'Algues Nocives) ou HABs (en Anglais, Harmful Algal Blooms). Les blooms phytoplanctoniques n'ont cessé de croître au cours de ces dernières décennies. Ces événements toxiques et/ou nuisibles associés à la prolifération de ces micro-algues 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.* 1991b, Hallegraeff 1993). Les espèces responsables appartiennent aux Dinophycées, Chlorophycées, Chrysophycées, Cryptophycées, Euglénophycées, Prymnesiophycées et Prasinophycées (Cox, 1980).

L'activité aquacole (conchylicole et pisciculture) est développée par de nombreux pays pour pallier à la réduction des ressources halieutiques surexploitées par la surpêche. Cette activité est régulièrement confrontée aux HABs qu'elle contribue à générer et à entretenir par les produits azotés excrétés par les animaux d'élevage. Pour faire face à la recrudescence de ces phénomènes, et leurs effets sur la santé publique et l'économie, de nombreux pays en Europe, l'Australie, les États Unis, ont établi plusieurs programmes de recherche et de surveillance très élaborés. Les sites aquacoles sont ainsi étroitement surveillés et les autorités concernées sont régulièrement et rapidement alertées en cas d'apparition dans le milieu d'espèces potentiellement problématiques.

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 sites aquacoles et l'aménagement des zones littorales protégées. Le développement d'un système d'alerte et de surveillance des efflorescences algales nuisibles implique une détection rapide des proliférations à une échelle spatiale large. Cela permet une meilleure capacité de prévision (Sourisseau *et al.*, 2016). Dans ce contexte, En Algérie en 2015, un dispositif national de suivi et d'évaluation de la salubrité des zones de pêche et d'aquaculture : « SPHyTAL_2015 », a été mis en place, intitulé « Salubrité et peuplements phytoplanctoniques au niveau des côtes Algériennes. L'objectif principal de ces efforts et investissements est d'avoir une meilleure capacité de prévision d'adaptation et d'atténuation des risques liés aux HABs de manière générale et en particulier de protéger la santé publique, les ressources halieutiques, la structure et le fonctionnement des écosystèmes aquatiques, et ce par la

Introduction générale

détermination des caractéristiques physicochimiques, évaluation de la contamination chimique de l'eau, des sédiments et des biotes et étude des peuplements phytoplanctoniques toxiques, et leurs impacts sur le milieu et les ressources halieutiques.

La connaissance de la composition taxinomique des communautés phytoplanctoniques est nécessaire pour le suivi de la productivité d'un milieu, ainsi que l'évaluation de sa qualité en termes d'espèces potentiellement toxiques et/ou nuisibles pour les ressources vivantes et la santé humaine. Aussi, c'est à travers la compréhension de variation des facteurs physico-chimiques du milieu, et la dynamique des masses d'eau qui favorisent les successions des populations phytoplanctoniques y compris les espèces toxiques, que l'on peut estimer la qualité des milieux d'intérêts aquacoles (Cloutier, 1984). A cet effet, le présent travail porté sur « Contribution à l'étude du phytoplancton toxique et/ou nuisible au niveau d'une ferme conchylicole, cas de la ferme -Orcamarine- Ain Taya», s'inscrit dans une démarche de connaissance et de suivi des espèces potentiellement toxiques et/ou nuisibles dans le site en question.

L'objectif assigné à ce travail est de contribuer à identifier et à établir une liste floristique des espèces phytoplanctoniques, et à suivre principalement le développement et la dynamique des espèces phytoplanctoniques responsables de prolifération qu'elles soient toxiques /nocives (HABs) ou inoffensives, ce qui nous a permis également d'évaluer la qualité des eaux de cette ferme, et ceci à travers des campagnes de prélèvement ayant lieu du mois de Février au mois de Juin de l'année en cours.

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

Un premier chapitre : **Synthèse bibliographique**, 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 physico-chimiques des eaux de la zone d'étude sont décrites. A la suite, sont présentées les abondances des populations microphytoplanctoniques échantillonnées dont une partie est consacrée à la description des espèces potentiellement toxiques et/ou nuisibles inventoriées.

En dernier lieu, une conclusion générale est dégagée.

Chapitre I
Synthèse Bibliographique

I.1. Le monde phytoplanctonique

I.1.1. Définition

Le phytoplancton (du grec *phyton* ou plante et *planktos* ou errant) est constitué par l'ensemble du plancton végétal, c'est-à-dire des microorganismes photosynthétiques qui sont libres, passifs et en suspension dans la colonne d'eau. Il est constitué de cellules procaryotes photosynthétiques (les cyanobactéries) et de cellules eucaryotes groupées en chaînes ou isolées. Il est présent principalement dans la zone euphotique où il accomplit sa photosynthèse. Etant un producteur primaire, le compartiment phytoplanctonique joue un rôle capital dans les différents réseaux des écosystèmes pélagiques côtiers et océaniques. Ce matériel biologique, base de la chaîne trophique pélagique marine (**Hansen et al., 2000**), assure la fixation du CO₂ atmosphérique garantissant ainsi 45 % de la production planétaire primaire des molécules carbonées organiques (**Ba, 2006 ; Lévy et al., 2007**).

Le monde phytoplanctonique est représenté par une multitude de microorganismes bien diversifiés d'un point de vue taxonomique et phylogénétique, il regroupe des espèces autotrophes, mixotrophes ou hétérotrophes, des formes mobiles, fixées, planctoniques, benthiques, libres, symbiotes, ou parasites (**Sournia, 1986**). Il est estimé à **474 - 504** genres regroupant **3444 - 4375** espèces phytoplanctoniques (**David et al., 1994**), et seulement **80** espèces toxiques et environ **200** espèces nuisibles pour l'homme et la faune aquatique (**Sournia, 1995**).

I.1.2. Organisation du phytoplancton

Le premier niveau de classification du phytoplancton est basé sur la cytologie, les pigments photosynthétiques, les produits de réserve et leur localisation cytoplasmique, ainsi que leur niveau de complexité intracellulaire. Plus communément, d'autres critères tels que la reproduction, la nature du squelette, la mobilité permettent de ranger les algues en plusieurs classes. (**Groga, 2012**).

Les groupes phytoplanctoniques sont au nombre de trois (**Margullis et Schwartz, 1998**) :

- Le premier comprend les procaryotes qui appartiennent à la classe des cyanobactéries et qui dominant généralement les écosystèmes océaniques ;
- Le second groupe représenté par les eucaryotes appartenant à la lignée verte, et qui comprend des espèces, renfermant de la chlorophylle, appartenant au groupe des Chlorophycées et des Euglénophycées ;
- Le troisième groupe représenté par les eucaryotes appartenant à la lignée rouge et qui comprend essentiellement les diatomées, les dinoflagellés, les Coccolithophoridées et les chrysophycées (Silicoflagellés).

A ce jour, huit principales classes différenciées selon des critères morphologiques, cytologiques, biochimiques et reproductifs ont été recensées dans les milieux aquatiques (**Rolland, 2009 in Groga, 2012**) :

I.1.2.1. Les Diatomées (bacillariophycées)

Algues unicellulaires d'une taille comprise entre 2 à 200 µm et peuvent former des chaînes (**Seguin et al., 1997**). Elles engloberaient plus de 100 000 espèces, et on estime que près de 15 000 ont été identifiées à ce jour (**Germain, 1981**).

Les diatomées secrètent une paroi cellulaire, dépourvue de cellulose, formée de pectine et imprégnée de silice, ce qui limite fortement leur croissance en milieu pauvre en cet élément. Cette paroi, appelée le frustule, est formée de deux valves, l'hypo et l'épithèque, qui s'emboîtent l'une dans l'autre. Ces deux valves aux surfaces ornées d'épines sont percées de pores assurant les échanges de gaz, de métabolites et de nutriments (Martin-Jézéquel et al., 2000). La morphologie, la structure du frustule et l'ornementation des valves sont des critères d'identification des diatomées (Ricard, 1987).

Elles pullulent surtout dans les milieux riches en nutriments. Elles commandent le peuplement phytoplanctonique dans les régions de remontée d'eaux profondes. En milieu côtier méditerranéen, les diatomées se développent principalement au printemps, après l'enrichissement en sels nutritifs des couches de surface suite au brassage hivernal. Les pigments caractéristiques sont les chlorophylles *a* et *c*, la fucoxanthine, la diadinoxanthine, la diatoxanthine et le carotène (Quéguiner, 2009).

Les diatomées comportent deux ordres :

- Les Centrales à valves circulaires et ornements et à symétrie radiale (le genre *Coscinodiscus*, genre *Thalassiosira*, genre *Melosira*).
- Les Pennales à valves allongées avec ornements, à symétrie bilatérale par rapport à deux plans perpendiculaires entre eux et perpendiculaires au plan valvaire. La plupart des formes sont benthiques, mais il existe des formes planctoniques parfois abondantes : *Cylindrotheca closterium*, *Phaeodactylum tricornutum* et certaines espèces des genres *Thalassionema* et *Asterionella*.

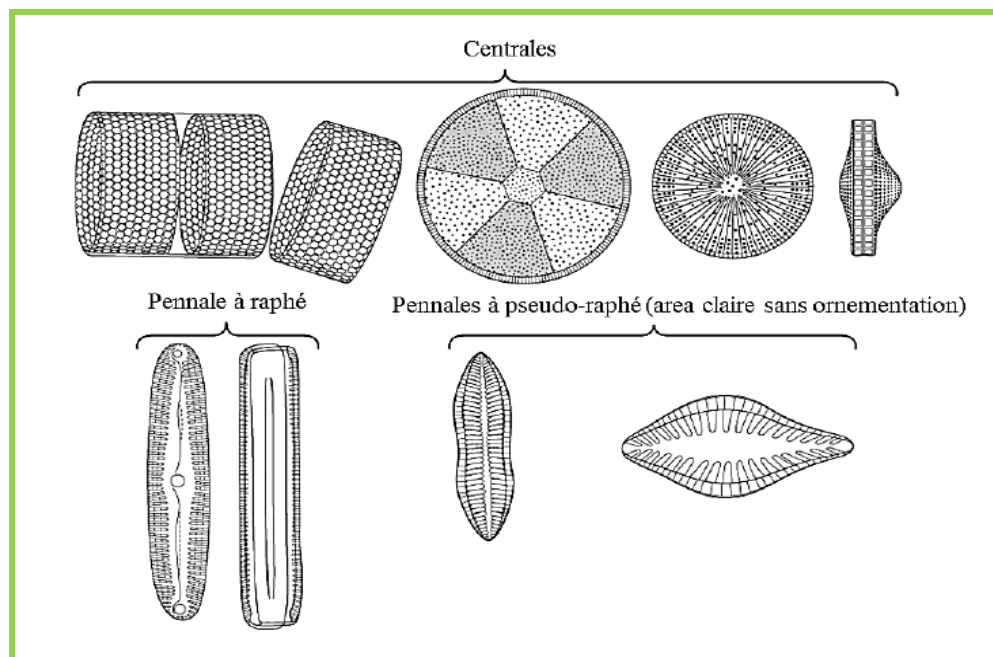


Figure 1 : Variété des frustules de diatomées (Mathieu et al., 2011).



Figure 2 : *A. Thalassionema nitzschoides* **B.** *Chaetoceros decipiens* **C.** *Pseudo-nitzschia*;
Echelle (0,5 μ m) (Observation, x40) (*Salhi, 2016*).

I.1.2.2. Les dinoflagellés (Péridiniens = Dinophycées)

Les dinoflagellés occupent la seconde place après les diatomées dans la contribution à la production primaire des océans et principalement au niveau du microphytoplancton méditerranéen (**Trégouboff et Rose, 1978**), et appartenant du nano au microplancton de taille comprise entre 5 et 200 μ m. Ils regroupent environ 300 espèces dont la plupart sont mobiles (**Bourelly, 1985a**) ; environ 50 % d'espèces de péridiniens décrites sont hétérotrophes, les autres sont phototrophes ou mixotrophes (**Stoecker et al., 1997 ; Steidinger et al., 2001**).

Les dinoflagellés sont des microorganismes unicellulaires qui possèdent deux flagelles (un transversal et un deuxième longitudinal) leur permettent d'effectuer des déplacements tournoyants et des migrations verticales. Le rôle du flagelle transversal, logé dans un sillon équatorial (cingulum) permet à la cellule de se retourner sur elle-même. Le flagelle longitudinal, orienté vers l'arrière de la cellule, s'insère dans un sillon dit sulcus, et assure l'essentiel de la propulsion (**Sournia, 1986**). Le cingulum sépare la cellule en deux parties. Une partie antérieure appelée épithèque ou épisome et une partie postérieure dite hypothèque ou hyposome. Chez certains groupes dépourvus de cingulum et sulcus les deux flagelles sont insérés antérieurement (**Taylor, 1987**).

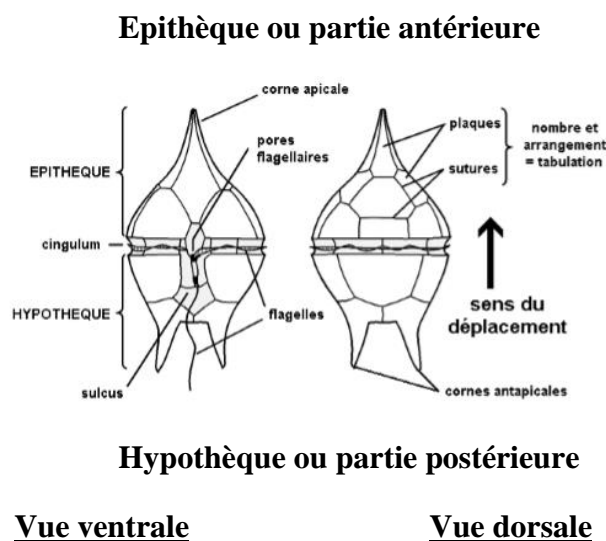


Figure 3 : Morphologie classique d'un dinoflagellé armé (**Quéguiner, 2009**).

Les dinoflagellés sont habituellement classés en deux groupes :

A) les péridiniales cuirassés avec des plaques ou thèques cellulosiques (enveloppes servant de protection) et regroupent des formes représentés par les genres *Gonyaulax* , *Peridinium* ; possédant une thèque avec des expansions de petite taille et le genre *Néoceratium*, dont la thèque cellullosique est épaisse et munie généralement de trois cornes de grande taille, une apicale et deux postérieures : *Néoceratium furca* et *Néoceratium fusus*.

B) Les dinoflagellés nus dont les Gymnodiniales qui sont riches de plus de 200 espèces et dotées d'une enveloppe fragile de nature cellullosique (**Quéguiner, 2009**). Ces dinoflagellés présentent une thèque sans tabulation mais à sillon bien marquée. Les Gymnodiniacées renferment des espèces nuisibles pour les niveaux supérieurs à savoir les poissons, nous pouvons citer comme exemple *Noctiluca miliaris*, une Gymnodiniale luminescente se développant dans les écosystèmes côtiers (**Ciminiello et al., 2000**).

La plupart des dinoflagellés sont de couleur brune mais certains peuvent être de couleur verte. L'analyse pigmentaire montre que les chloroplastes sont riches en chlorophylle *a* et *c* ainsi que divers caroténoïdes dont la dinoxanthine et la diadinoxanthine ainsi que la péridinine qui est responsable de la coloration brune plus ou moins foncée de plusieurs espèces et qui est caractéristique de ce groupe phytoplanctonique. La reproduction asexuée est prédominante par rapport à la reproduction sexuée. La formation de kystes de résistance issus de la reproduction sexuée (conjugaison de gamètes et formation d'un planozygote donnant un kyste) permet à l'espèce de résister aux conditions environnementales défavorables, la propagation et la dispersion dans les écosystèmes marins (**Blackburn et Parker, 2005 ; Anderson et Rengefors, 2006 ; Bravo et Figueroa, 2014**).

Certaines espèces de dinoflagellés planctoniques ou benthiques sont capables de produire des toxines et susceptibles de provoquer des efflorescences conduisant dans certains cas à la formation de marées rouges (Red Tides) avec des densités cellulaires importantes. (**Daranas et al., 2001 ; Paerl, 1988 ; Montresor, 1995 ; Anderson, 1989**) (**Figure 7**).

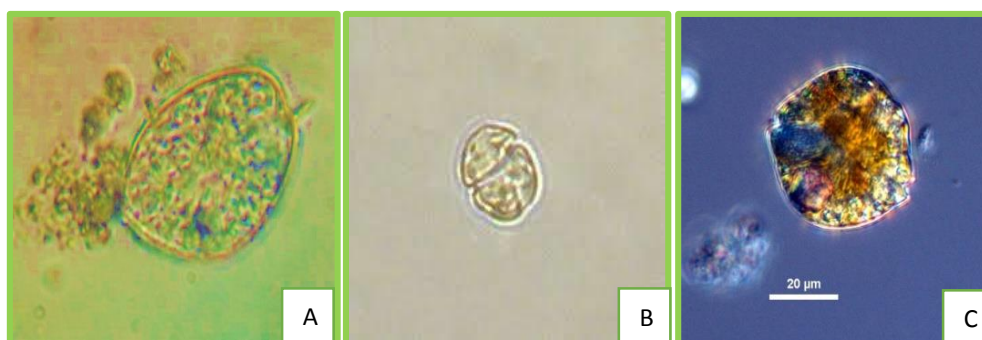


Figure 4 : **A.** *Prorocentrum micans*, **B.** *Gymnodinium chlorophorum* ; (Observation, x 40) (Salhi, 2016) ; **C.** *Alexandrium tamarense* (**Hansen et al., 2004**).

I.1. 2.3. Les Cryptophycées

Ce sont des microalgues biflagellées pouvant être hétérotrophes, comptant parmi les organismes photosynthétiques des eaux côtières marines et saumâtres. La classification repose essentiellement sur des critères morphologiques. Les cryptophycées possèdent, en plus des chlorophylles *a* et *c*, de la phycoérythrine. Elles sont formées par un seul ordre ; les Cryptomonadales (Novarino et Lucas, 1993).



Figure 5 : *Cryptomonas sp* (Quéguiner, 2009).

I.1. 2.4. Les Chlorophycées

Ce sont des algues vertes unicellulaires filamenteuses ou en colonies. La chlorophylle *b* est le pigment photosynthétique principal. Les chlorophycées sont importantes dans l'étude de la production primaire et des réseaux trophiques puisqu'elles peuvent constituer jusqu'à 75 % de la biomasse chlorophyllienne (Rassoulzadegan, 1982). C'est une classe très riche, grâce à son aptitude à s'adapter à une large gamme de conditions environnementales (Seguin et al., 1992).

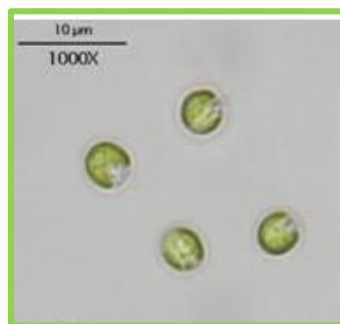


Figure 6 : *Chlorella vulgaris* (Clement-Larosière, 2012).

I.1. 2.5. Les Euglénophycées

Les Euglénophycées sont des unicellulaires biflagellés, à cellule déformable, proches des protozoaires. Elles sont généralement épibenthiques, fréquemment hétérotrophes et saprophytes. Les pigments caractéristiques sont les chlorophylles *a* et *b*, le β -carotène, la néoxanthine, la diatoxanthine et la diadinoxanthine.



Figure 7 : *Euglena sp* (Observation : x40) (Salhi, 2009).

I.1. 2.6. Les Cyanophycées

Les Cyanophycées, organismes procaryotes, regroupent plus de 110 genres et environ 1000 espèces dulçaquicoles. La plupart des cyanobactéries sphériques appartiennent à la famille des Chroococcacées et les filamenteuses aux familles des Nostocacées et Oscillatoriacées (**Bourelly 1985a**). Les cellules appartenant à cette classe se caractérisent par l'absence de noyau, de plaste et de reproduction sexuée. Les cyanobactéries (ou « algues bleues ») se distinguent des procaryotes hétérotrophes par la présence de chlorophylle *a* et de pigments accessoires (phycocyanine, phycoérythrine, caroténoïdes) (**Ganf et al., 1991 ; Schagerl et Donabaum 2003; Colyeret al., 2005**).

I.1. 2.7. Les xanthophycées

Elles regroupent plus de 100 genres et environ 600 espèces dulçaquicoles. Elles vivent à l'état unicellulaire, colonial ou de filament et sont caractérisées par une plus grande proportion de pigments caroténoïdes (β -carotène) que de chlorophylle, ce qui peut expliquer leur couleur jaune-verte (**Ettl 1978**). Les cellules mobiles possèdent deux flagelles de taille différente. La paroi cellulaire est souvent absente et quand elle est présente, elle contient une grande quantité de pectine et peut être siliceuse chez plusieurs espèces. Les xanthophycées se divisent essentiellement par fission binaire mais peuvent également former des zoospores. (**Ott et Oldham-Ott, 2003**).

I.1. 2.8. Les Chrysophycées

Algues unicellulaires, de forme allongée et de petite taille (2 à 3 microns). Elles vivent indépendantes ou en colonies, dont certaines vivent dans une enveloppe protectrice appelée lorique (**Mollo et Noury, 2013**). Leurs cellules possèdent un ou plusieurs plastes jaunes ou bruns à cause de la forte concentration en xanthophylles et caroténoïdes masquant la couleur due aux chlorophylles *a* etc. (**Wetzel et al., 2001**). La plupart de ces cellules obtiennent leur énergie par mixotrophie, c'est à dire qu'elles sont capables d'autotrophie et d'hétérotrophie.

I.2. Les efflorescences algales (ou "HABs")

I.2.1. Généralités sur les efflorescences et les microalgues nuisibles

Les efflorescences nocives d'espèces microalgales sont connues sous le terme anglosaxon "Harmful Algal Blooms" (**HABs**). Ces blooms se traduisent généralement par une

forte augmentation des densités cellulaires de ces microorganismes (10^5 - 10^7 cellules /l) (**Hallegraeff, 2003**) sur une courte période de temps (**1-3 semaines ; Masó et Garcés, 2006**). Ces proliférations massives engendrent une coloration de l'eau de mer (jaunâtre, rougeâtre, brunâtre ou verdâtre) qui varie en fonction des pigments photosynthétiques des microalgues. Cependant, de nombreuses espèces produisent peu de pigments et leurs efflorescences sont plus difficiles à détecter (**Cohu, 2012**). Par ailleurs, certaines espèces de microalgues ne forment pas de blooms à fortes biomasses (abondance de quelques centaines ou milliers de cellules par litre) mais peuvent produire de puissantes toxines ayant des conséquences dramatiques pour l'Homme et pour l'environnement (**Aquino-Cruz, 2012 ; Accoroni, 2012**).

Parmi les **5 000** espèces de phytoplancton marin recensées (**Sournia et al., 1991**), environ **300** peuvent former des efflorescences. Seulement **60-80** espèces (2%) de ces **300** taxons sont nuisibles (**Smayda, 1997**). Parmi l'ensemble des espèces phytoplanctoniques nuisibles, **40%** sont toxiques (**Al-Ghelani et al., 2005**), et ont donc la capacité de synthétiser des biotoxines et de causer par conséquent la contamination des bivalves filtreurs (huîtres, moules et palourdes), et des larves de crustacés et de téléostéens (**Hallegraeff, 2003**). Ces phycotoxines peuvent s'accumuler le long de la chaîne alimentaire et engendrer différents syndromes associés à des troubles neurologiques ou gastriques chez les consommateurs (**Al-Ghelani et al., 2005**). D'autres espèces ne sont pas toxiques mais nocives en raison de leurs fortes biomasses. Ces dernières peuvent causer des anoxies (ou des hypoxies), et avoir des répercussions négatives sur d'autres organismes marins (colmatage/abrasion des branchies des téléostéens et mortalités massives d'invertébrés) ainsi que sur l'environnement (dégradation de la qualité de l'eau, mousses et écumes, mucus et substances gluantes...) (**Anderson, 2009; Rodger et al., 2011; D'Silva et al., 2012**).

En milieu marin, les zones confinées comme les ports et les baies sont particulièrement concernées par la prolifération d'espèces micro algales nuisibles (**Garcés et al., 2000; Vila et al., 2001a**). Ces efflorescences d'organismes phytoplanctoniques et microphytobenthiques sont généralement induites par des espèces appartenant aux groupes des Diatomées, des Dinoflagellés, des Raphidophytes, des Prymnésiophycées et des Silicoflagellés (**Moore et al., 2008; Aquino-Cruz, 2012; Accoroni, 2012**). Cependant, les dinoflagellés représentent à eux seuls **75%** (**45-60** taxons) de toutes les espèces responsables des HABs (**Smayda, 1997**).

I.2.2. Impacts des efflorescences de microalgues nuisibles

➤ Impacts sanitaires

Les mollusques bivalves représentent les vecteurs les plus courants d'intoxications humaines. Ces organismes peuvent bio-accumuler une grande quantité de phycotoxines dans leurs tissus par filtration (**Cohu, 2012**). Ces toxines n'induisent aucun effet néfaste pour les bivalves filtreurs, mais elles représentent des vecteurs de toxicité pour leurs prédateurs (**Gerssen et al., 2010**). Par ailleurs, ces biotoxines sont résistantes à la chaleur et ne peuvent donc pas être inactivées par la cuisson (**Hallegraeff, 2003**). Chez l'homme, la consommation des fruits de mer contaminés engendre ainsi de graves intoxications alimentaires, associées à divers troubles neurologiques ou gastriques.

Tableau 1: Impacts des efflorescences de microalgues nuisibles (D'après Burkholder, 1998 ; Anderson et al., 2001 et Hallegraeff, 2010).

Impacts	
Risques pour la santé humaine	<ul style="list-style-type: none"> -Intoxications des consommateurs de mollusques et de poissons (empoisonnements, maladies gastro-intestinales et neurologiques) ; -Exposition aux toxines (inhalation d'embruns, contacts cutanés, ou absorption orale lors de la baignade).
Effets sur les écosystèmes	<ul style="list-style-type: none"> -Mortalités massives des poissons (dues à des conditions anoxiques ou à des toxines) ; -Mortalité des bivalves filtreurs, d'invertébrés, et des mammifères marins -Régression de la flore aquatique submergée suite à une réduction de la luminosité ; -Perturbation de l'équilibre de la boucle microbienne ; -Effets négatifs sur la croissance et la survie des larves ou d'autres stades de vie de certains organismes.
Pertes économiques	<ul style="list-style-type: none"> -Coûts des traitements médicaux ; -Mortalités importantes chez les poissons en cages et pertes des populations de mollusques ; -Effondrement de la consommation locale et de l'exportation des produits de la mer ; -Changements dans l'esthétique de l'environnement côtier, induisant la fermeture des plages et une diminution de leur fréquentation par les touristes et les usagers de la mer ; - Coûts de la mise en place des programmes de surveillance et de lutte contre les HABs.

I.2.3. Mode d'action des phycotoxines et symptômes provoqués chez l'homme

Tableau 2 : Intoxications humaines après ingestion d'organismes contaminés : Phycotoxines classées en 5 principales catégories sur une base symptomatique (**D'après Anderson et al., 2001; Hallegraef, 2003**).

Type d'intoxication	Toxines	Organismes incriminés	Principaux vecteurs	Symptômes et manifestations cliniques
Paralytique (PSP: Paralytic Shellfish Poisoning)	Saxitoxine Néosaxitoxine Gonyautoxine	Dinoflagellés : <i>Alexandrium spp.</i> (<i>A. catenella</i>) <i>Pyrodinium spp.</i> <i>Gymnodinium spp.</i>	-Mollusques bivalves : moules, huîtres, palourdes, coquilles Saint-Jacques -aérosols	Au bout de 30 mn : maux de têtes, nausées, diarrhées. Au bout de 24 hr : paralysie musculaire, et difficultés respiratoires.
Diarrhéique (DSP: Diarrhetic Shellfish Poisoning)	Acide okadaïque Dinophysistoxine	Dinoflagellés : <i>Dinophysis spp.</i> <i>Prorocentrum spp.</i> (<i>P. lima</i>)	-Mollusques bivalves : moules, palourdes, coques, coquilles Saint-Jacques -aérosols	Au bout de 30 min à quelques heures : diarrhée ; nausées ; vomissements et douleurs abdominales. Cas extrême : L'exposition chronique peut favoriser la formation de tumeurs au niveau du système digestif.
Amnésique (ASP: Amnesic Shellfish Poisoning)	Acide domoïque	Diatomées: <i>Pseudo-Nitzschia spp.</i> <i>Nitzschia spp.</i>	-Mollusques bivalves : moules, coquilles Saint-Jacques -aérosols	Au bout de 3 à 5 h : nausées ; vomissements ; diarrhée et crampes abdominales. Cas extrême : Réduction de la réaction à la douleur ; vertiges ; hallucinations ; confusion ; amnésie/perte de la mémoire à court terme et convulsions.
Neurotoxique (NSP: Neurotoxic Shellfish Poisoning)	Brevetoxines	Dinoflagellés : <i>Karenia spp.</i> (<i>K. brevis</i>)	-Mollusques bivalves : huîtres, palourdes -aérosols	Au bout 3–6 h : maux de têtes, nausées, diarrhées, faiblesse musculaire, altération des perceptions, difficultés respiratoires, double vision, etc.
Ciguatérique (CFP : Ciguatera Fish Poisoning)	Ciguatoxines Maïtotoxines Scaritoxines Gambierol	Dinoflagellés benthiques du genre <i>Gambierdiscus</i> (<i>G. toxicus</i>)	-Poissons herbivores et carnivores	Symptômes développés entre 12-24 heures: après la consommation de poissons : maux de têtes, nausées, diarrhées, douleurs abdominales.

Tableau 3 : Autres types d'intoxications

Type d'intoxiation	Toxines	Organismes incriminés	Principaux vecteurs	Symptômes et manifestations cliniques
Palytoxicose (Palytoxicosis)	Palytoxine et ses analogues	Dinoflagellés benthiques du genre <i>Ostreopsis</i> : <i>O. cf. ovata</i> , <i>O. siamensis</i> , <i>O. mascarenensis</i>	-Moules, - Crabes, - Oursins - Poissons -Aérosols	Salivation ; crampes abdominales ; nausées ; diarrhée sévère ; spasmes musculaires ; irritations cutanées ; fièvre et difficultés respiratoires, suivie de la mort dans les cas les plus graves. Troubles respiratoires en cas de présence d'aérosols (Amzil et al., 2001).
Intoxication aux azaspiracides (AZP: AZaspiracid shellfish poisoning)	Azaspiracide	Dinoflagellés: <i>Azadinium spp.</i> (<i>A. spinosum</i>)	-Mollusques bivalves (Moules) -Aérosols	Nausées ; vomissements ; crampes abdominales et diarrhée (Lawrence et al., 2011; Hess et al., 2015). Effets neurotoxiques ; lésions sévères de l'intestin, de la rate et des tissus hépatiques lors des tests souris (Anderson et al., 2001; Twiner et al., 2008).

I.2.4. Expansion des HABs

I.2.4.1. Expansion Mondiale

Depuis les dernières décennies, il semble de plus en plus évident que la fréquence et l'aire de répartition mondiale des HABs sont en train d'augmenter (**Anderson, 1989; Smayda, 1989; Van Dolah, 2000; Sellner et al., 2003; Glibert et al., 2005; Hallegraef, 2010**).

Ces invasions biologiques s'accroissent et présentent un caractère irréversible qui en fait un des problèmes environnementaux majeurs de ce siècle, dont une des conséquences se traduit par l'homogénéisation à l'échelle globale des écosystèmes (**Boudouresque, 1999**). Seules 16% des écorégions marines seraient exemptes d'espèces invasives (**Molnar et al., 2008**). Les HABs connaissent une expansion inquiétante. Depuis 1970, **5 fois** plus de zones sont touchées par des HABs de type PSP (Figure 8) (**Glibert et al., 2005**).

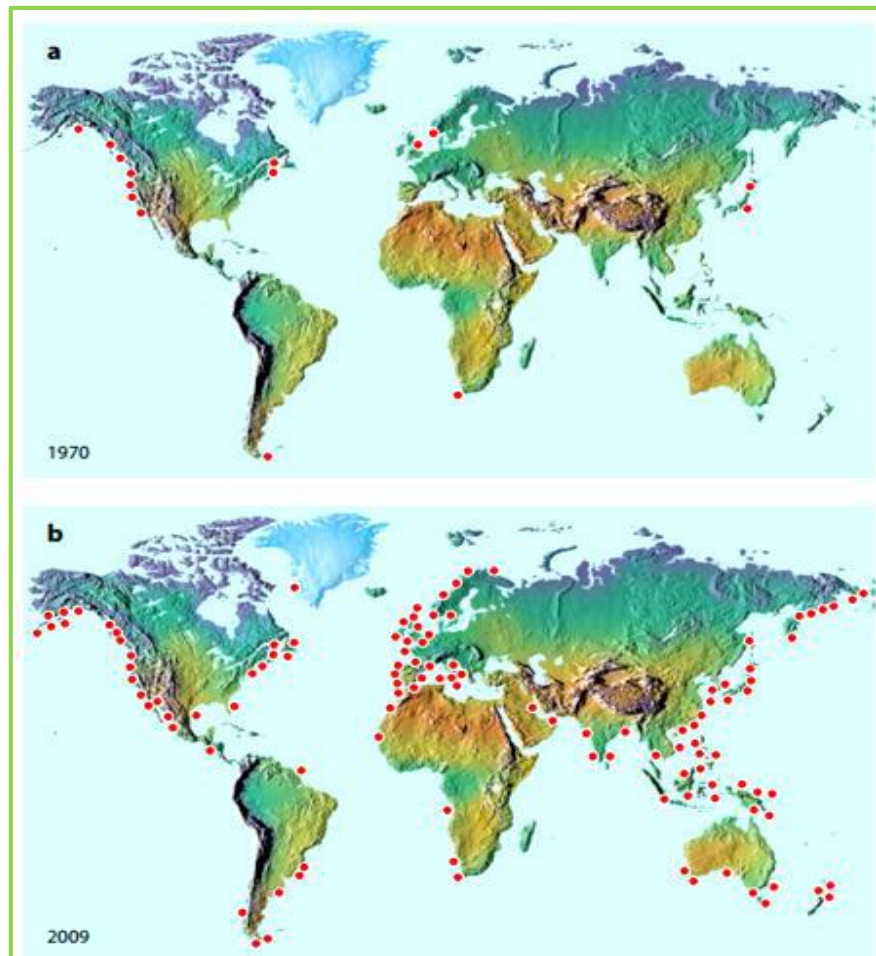


Figure 8 : Expansion mondiale des événements toxiques de type PSP enregistrés entre 1970 et 2000 (Glibert *et al.*, 2005).

L'expansion globale géographique et temporelle des HABs peut être expliquée par plusieurs facteurs. Par exemple, l'activité humaine à travers l'excès de pollution des eaux, dû au rejet d'éléments nutritifs provenant des pratiques agricoles, d'élevages intensifs, à la pêche excessive et aux déchargements des eaux de ballast. Les changements climatiques peuvent participer aussi à l'expansion des HABs. Cette expansion peut être considérée comme un phénomène naturel en rapport avec des propriétés physiologiques des microalgues. Un autre facteur pouvant expliquer cette prolifération est le développement actuel de nouvelles techniques analytiques des laboratoires permettant de détecter plus d'HAB (Gilbert *et al.*, 2005).

I.2.4.2. Expansion en Méditerranée

En Méditerranée, les HABs ont été rarement documentés avant les années 1980 (Cecchi *et al.*, 2016). Depuis, ces événements sont de plus en plus observés (Figure 9) et plusieurs épisodes toxiques ont été signalés dans différentes régions côtières du bassin méditerranéen.

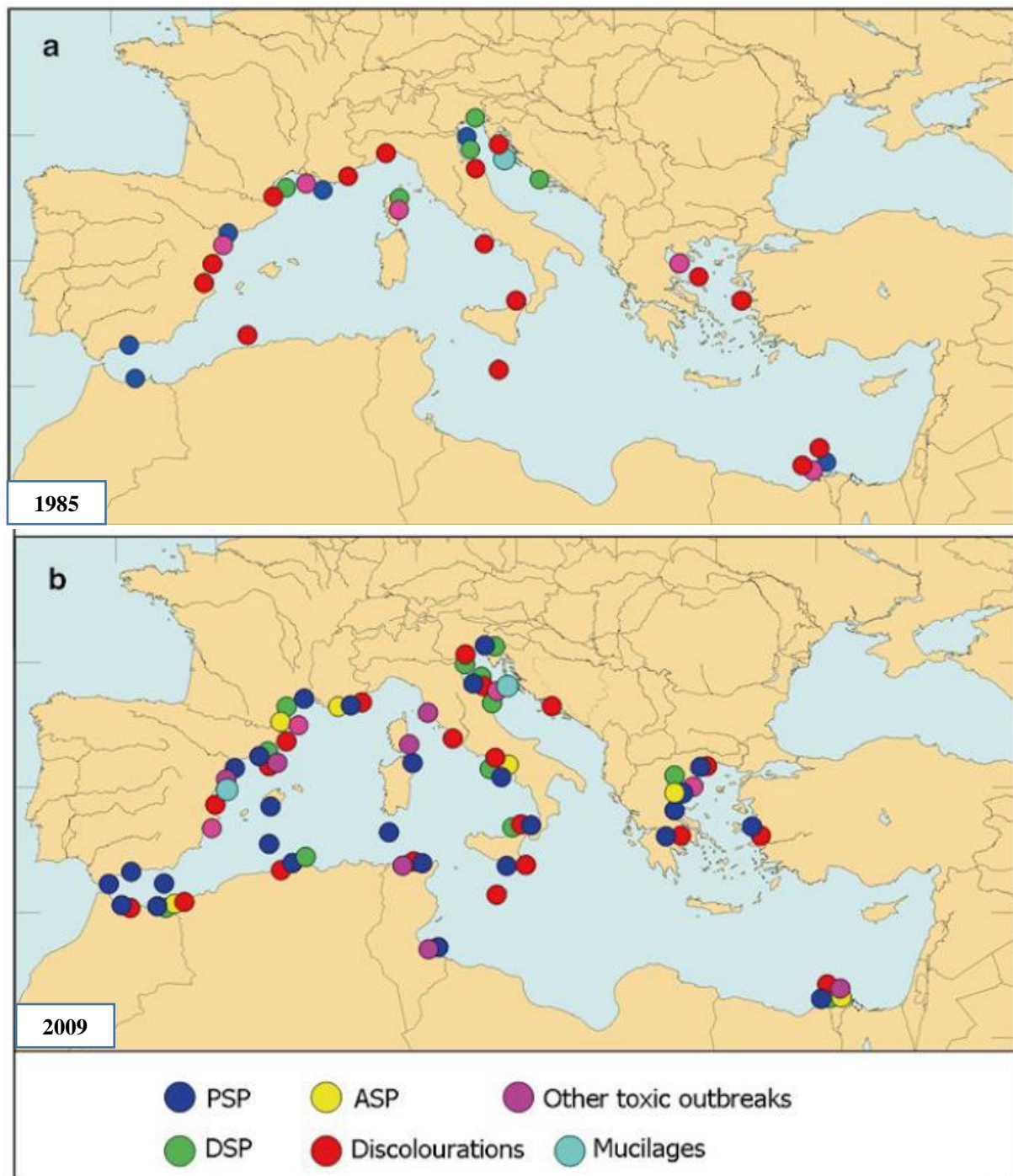


Figure 9 : Répartition des espèces et des événements nuisibles (entre 1985 et 2009) le long des côtes méditerranéennes (Zingone, 2009).

Ces efflorescences nuisibles (HABs) sont des événements récurrents dans les eaux côtières de la Méditerranée et sont observées principalement dans les ports, les baies et les lagunes (Collos *et al.*, 2004 ; Penna *et al.*, 2005). Dans ces écosystèmes, les niveaux et la disponibilité des éléments nutritifs, l'abondance du phytoplancton et essentiellement des espèces d'algues nuisibles sont beaucoup plus élevés que dans les eaux en haute mer (Ignatiades, 2005). Le premier bloom reconnue en Méditerranée était en 1994 à Valence en

Espagne, et depuis 1996 (jusqu'en 2003) des efflorescences annuelles d'*Alexandrium catenella* ($\geq 10^5$ cellules/l) et *Alexandrium minutum* ($\geq 10^6$ cellules/l) ont été constatées sur les côtes Espagnoles (Bravo et al., 2008).

Le genre *Alexandrium*, est considéré comme le plus impliqué dans les épisodes de HABs, plus par sa diversité spécifique que par l'ampleur et les conséquences des efflorescences qu'il provoque (Vila et al., 2001). *Alexandrium minutum* représente l'espèce ayant provoqué le plus d'intoxications humaines en Méditerranée et essentiellement en Espagne, en France et en Grèce durant les dernières décennies (Ignatiades et al., 2007 ; Van Lenning et al., 2007). *A. catenella* a également été responsable de multiples efflorescences toxiques en France et en Italie (Vila et al., 2005 ; Laabir et al., 2013). Le dinoflagellé *Gymnodinium catenatum* a provoqué de multiples efflorescences sur les côtes Sud de l'Espagne ainsi qu'au niveau des côtes Nord Méditerranéennes du Maroc et de l'Algérie (Bravo et al., 1994 ; Taleb et al., 2001 ; Illoul et al., 2005).

Au cours des dix dernières années, les espèces tropicales du genre *Ostreopsis* sont devenues plus fréquentes dans le Nord-Ouest de la Méditerranée (Espagne, Italie, Grèce, Monaco et France), et dans le Sud- Ouest de la Méditerranée (Tunisie, Algérie,) (Amzil et al., 2001; Ciminiello et al., 2014).

I.2.4.3. Antécédents sur les HABs en Algérie

L'essentiel des travaux sur le phytoplancton des côtes algériennes s'est déroulé dans la région d'Alger (baie et mer ouverte). La première étude entre 1924 et 1925, Maurice Rose établit les premières listes de dinoflagellés et de diatomées de la baie d'Alger (Rose, 1925, 1926). A partir de la fin des années 40, Bernard et son équipe se sont consacrés à l'étude du courant atlantique qui longe les côtes algériennes et à son impact sur les populations nanoplanktoniques. Ils existent, d'une part, les travaux quantitatifs de Krüger (1950). Bernard et Bertoldo (1958) et Bucalossi (1960), d'autre part l'étude d'ensemble du microplancton par Tellai (1964), celle d'un cycle annuel du phytoplancton et de sa répartition verticale par Lalami taleb (1971), celle des Dinoflagellés par Pincemin (1966), et un certain nombre de travaux de Bernard dont nous retiendrons l'un des plus récents (Bernard et Taleb, 1970) s'adressant aux Diatomées et Coccolithophoridés. Par contre, de seules quelques données ponctuelles existent pour le littoral algérien dont le phytoplancton marin demeure à ce jour peu connu. Les travaux disponibles concernent les baies d'Alger et d'Annaba (Frehi, 1995; Ounissi et Frehi, 1999; Frehi 2002, Frehi et al., 2007, Illoul et al., 2004 ; Illoul et al., 2008a ;), mais aucun inventaire exhaustif n'existe à ce jour. Les travaux de Frehi en 2002, au niveau de la baie de Annaba ont révélé la présence de quelques espèces toxiques et/ ou nuisibles telles que *Alexandrium catenella* qui a été signalé pour la première fois dans les eaux algériennes. Connu pour être toxique, ce taxon a provoqué un bloom dans la baie d'Annaba au mois de mars à une température de 17°C, avec une densité de 117.10^3 cellules /l, l'espèce *Gymnodinium catenatum* a provoqué un bloom à la fin du mois de juin avec une densité de $3,5. 10^6$ cellules /l, et l'espèce nuisible *Scrippsiella trochoidea* qui a constitué un bloom avec une densité maximale de 885.10^3 cellules/l en juillet 2003. Les travaux réalisés par illoul entre 2001 et 2003, au niveau des eaux algéroises ont mis en évidence la présence de plusieurs espèces responsables des HABs, tels que le cas du bloom d'*Holococcolithophora sphaeroidea*, qui s'agit du premier évènement

HAB causé par un Coccolithophoride enregistré en Algérie, né dans le port d'Alger, et qui a duré plus de Quinze (15) jours, avec une concentration maximale supérieure à 10^8 cellules/l. Un dinoflagellé gymnodinial non enregistré précédemment dans notre région : *Lepidodinium chlorophorum* a produit des eaux colorées (Vertes) dans le port d'Alger où il a atteint des densités supérieures à 10^6 cellules/l. Les espèces productrices de toxines DSP, les dinophysis ont atteint des concentrations supérieures à 10^3 cellules/l dans la baie d'Alger. Il s'agit des premiers blooms, sur les côtes algériennes, signalé le 23 Juillet 2003 au port d'Alger (**Illoul et al., 2008**).

Kryptoperidinium foliaceum est un autre dinoflagellé générateur d'eaux colorées. Il a été détecté pour la première fois en 2003, dans le port de « Khemisti » au niveau de la baie de Bou-Ismaïl, où il a produit un bloom coloré (forte coloration brune) ($5,6 \cdot 10^5$ cellule/l). Il s'agit du second signalement de cette espèce en Méditerranée après celui de la Tunisie. Enfin, Citons également le cas du dinoflagellé toxique *Ostreopsis sp* qui a été à l'origine d'intoxication respiratoires humaines à l'été 2003, dans la région d'Alger. Il s'agit des premiers cas d'intoxication par cette espèce enregistrés sur la rive sud de la Méditerranée. Ces intoxication ont touché près de 300 habitants et estivants au niveau de la wilaya d'Alger (**Illoul, 2003**).

Le réseau de surveillance du phytoplancton toxique de la wilaya d'Alger qui a été mis en place par l'APPL en 2009 a également enregistré quelques blooms ; Durant le mois de juillet 2009, environ 100 cas d'intoxication respiratoire ont été enregistrés dans la région Ouest d'Alger, causés par l'espèce *Ostreopsis spp*. En 2010, durant le premier trimestre un bloom non toxique causé par l'espèce *Noctiluca Scintillans* a été observé au niveau de la plage thalassothérapie de la wilaya d'Alger. Durant le mois de Juillet 2013, un bloom de coloration jaunâtre à Verdâtre a été observé sur toute la baie d'Alger, causé par la prolifération de l'espèce non toxique *Holococcolithophora sphaeroidea*. Cette coloration a été observée jusqu'au mois de Septembre. Il est intéressant de noter que la première détection d'une prolifération d'algue nocive qui remonte à 1956 a été enregistrée dans un site confiné : le port d'Alger. **Hollande et Enjument (1957 ; in PNUE/FAO/OMS, 1996)** y décrivent un bloom ($2 \cdot 10^6$ cellules par litre) de la chloromonadine ichthyotoxique *Chatonella subsala* sans qu'aucun impact n'ait été signalé sur la faune marine.

I.3. Facteurs intervenant dans l'écologie des microalgues et la formation de blooms

L'origine du développement des microalgues toxiques ou nuisibles est souvent difficile à déterminer. Les facteurs influençant la dynamique de ces microalgues sont complexes et spécifiques à la zone géographique étudiée ainsi qu'à l'organisme mis en cause (**Anderson et al., 2012**). Cette complexité requiert une considération globale des différents facteurs intervenants, ainsi que de leurs interactions. Toutefois, les zones côtières confinées ainsi que les zones portuaires restent des milieux très propices pour le développement des efflorescences algales où les kystes produits pendant le bloom ne sont pas sujets à une dispersion et favorisent l'initiation des efflorescences prochaines (**Cembella et Therriault, 1989 ; Larocque et Cembella, 1990 ; Bravo et al., 2008**).

Sur une échelle globale, **Hallegraeff (2010)** a souligné l'importance du rôle joué par le changement climatique dans le succès de l'établissement (occurrence, intensité/fréquence et distribution/expansion) de certaines espèces responsables d'HABs. Divers facteurs sont en

cause : **(i)** l'augmentation de la température, **(ii)** la stratification des eaux de surface, **(iii)** l'altération des courants océaniques, **(iv)** l'intensification ou l'affaiblissement des upwellings, **(v)** la stimulation de la photosynthèse par des niveaux élevés en CO₂, **(vi)** la calcification réduite suite à l'acidification des océans, **(vii)** les fortes précipitations et tempêtes (induisant des changements au niveau du ruissellement et de la disponibilité des micronutriments).

Sur une échelle plus réduite, plusieurs facteurs entrent également en jeu, à savoir : **(i)** les processus physiques (hydrodynamisme, turbulence et brassage de la colonne d'eau), **(ii)** la température et la luminosité, **(iii)** la salinité et la disponibilité des nutriments, **(iv)** les polluants et les contaminants chimiques, **(v)** les interactions allélopathiques.

➤ **Autres facteurs**

-L'eutrophisation :

L'enrichissement des zones côtières en nutriments a favorisé la prolifération de certains microorganismes, affectant ainsi la production planctonique de la zone. Des travaux montrent que l'eutrophisation, peut être mise en cause soit dans les écosystèmes où les HABs n'existaient pas auparavant soit dans les endroits où il y a eu une extension spatio-temporelle des efflorescences (**Gowen et al., 2008 ; Hays et al., 2005**).

-La mixotrophie :

Le développement de ce régime alimentaire, ainsi que le basculement entre la phototrophie et l'hétérotrophie est considéré comme une conséquence directe de l'eutrophisation ou l'oligotrophisation, qui a participé au développement et à la prolifération d'un nombre croissant d'espèces responsables de HABs (**Burkholder et al., 2008 ; Glibert et Legrand, 2006**). Des études récentes ont montré que les bactéries participent également au contrôle et à la régulation des HABs. Certaines bactéries sont capables de stimuler la croissance algale et d'augmenter la toxicité de certaines espèces ou au contraire d'agir comme un algicide pour arrêter la croissance des microalgues (**Paerl et Millie, 1996 ; Bates et al., 1995**).

-Le broutage par le zooplancton :

La prédation sélective constitue un des facteurs permettant de contrôler l'abondance et la biomasse du phytoplancton (**Yahel et al., 1998**). La sélection des classes de tailles adaptée à la consommation par le zooplancton favorise la prolifération des classes de taille du phytoplancton non adaptées à la consommation (**Boon et al., 1994**). La toxicité de certaines espèces phytoplanctoniques vis-à-vis du zooplancton influence l'efficacité de broutage et constitue un facteur supplémentaire favorisant l'établissement et le maintien d'efflorescences.

-Le cycle de vie des espèces nuisibles :

Les efflorescences d'algues nuisibles, apparaissent et disparaissent généralement assez brusquement, même si dans certains cas les conditions environnementales favorables à la prolifération des espèces incriminées persistent (**Anderson et al., 1983 ; Kremp et Heiskanen, 1999**). Durant le cycle de vie de certaines espèces nuisibles, il y a formation de formes benthiques très résistantes, « les kystes » qui permettent à l'espèce de se protéger des conditions environnementales défavorables et d'être à l'origine des efflorescences toxiques futures lorsqu'elles sont présentes en densités importantes dans le sédiment.

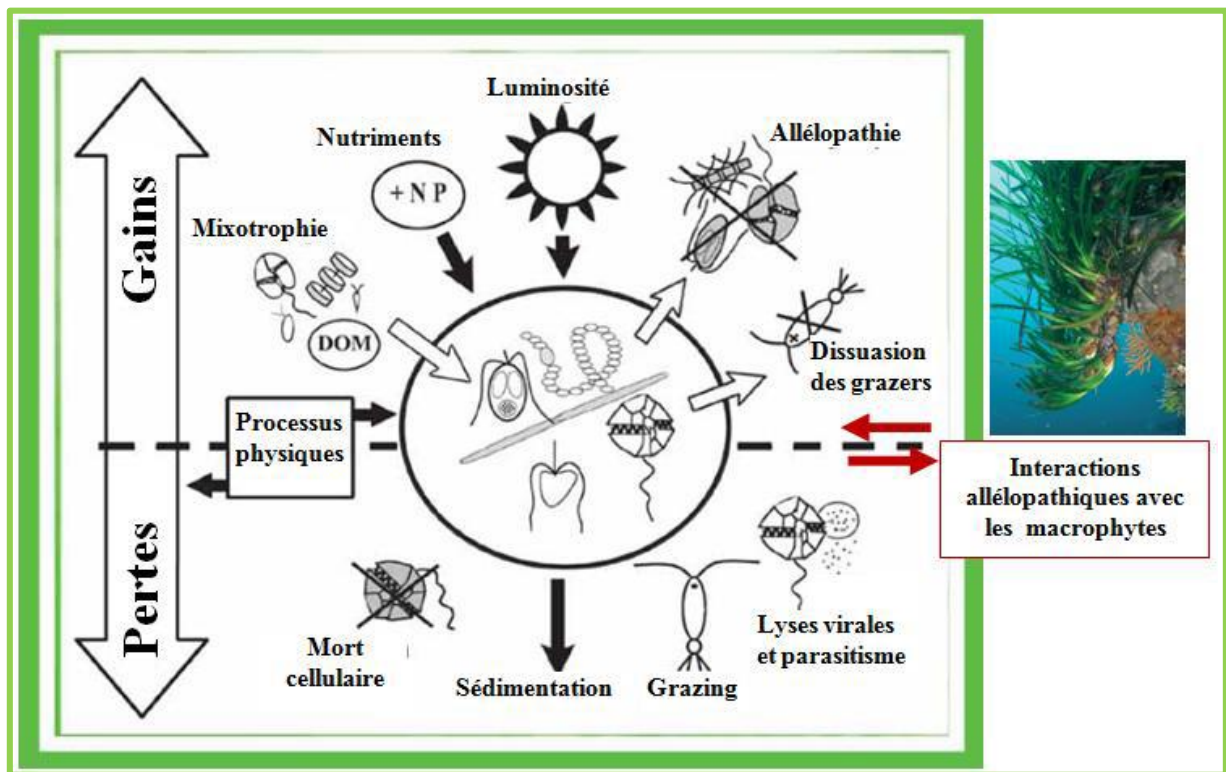


Figure 10 : La dynamique des efflorescences algales dépend d'un équilibre entre les Gains et les Pertes (D'après Granéli et Turner, 2006 ; modifié).

Chapitre II

Matériel & Méthodes

II. Matériel et méthode

Préambule

Le présent travail a été réalisé au niveau du laboratoire national de contrôle et d'analyse des produits de la pêche et de l'aquaculture et de la salubrité des milieux (LNCAPPASM) sise à Ain Benian. Dans le cadre de l'exécution de ses missions, le laboratoire a mis en œuvre un vaste programme de surveillance de la qualité des eaux des fermes conchylicoles, implantées au niveau du littoral algérois. En effet, les mollusques bivalves se nourrissent en filtrant l'eau, et leur qualité sanitaire dépend directement de la qualité de l'eau.

Ce programme a un double objectif l'un environnementale et l'autre de protection de la santé humaine. Il prévoit la surveillance des contaminants chimiques (métaux lourds, hydrocarbures), ainsi les contaminants microbiologiques. Il prévoit également la surveillance du phytoplancton, les épisodes de Bloom phytoplanctonique en particulier les espèces toxiques, objet de la présente étude, ainsi que les phycotoxines dans les coquillages.

Le dosage des sels nutritifs (nitrites, nitrates, silicates, et ortho-phosphates) a été effectué au niveau du laboratoire de Conservation et de Valorisation des Ressources Marines (LCVRM-ENSSMAL-Sidi Fredj).

II.1. Présentation du site d'étude : Ferme conchylicole « Orcamarine »

II.1.1. Situation géographique

La ferme conchylicole « Orca marine », implantée dans la commune de Ain Taya, en dehors de la baie d'Alger, à proximité de la plage Surcouf, c'est une ferme d'élevage des moules et des huitres, située sur la bande côtière algérienne, à 22 km au nord-est de chef-lieu de la wilaya d'Alger. Elle s'étend sur une superficie d'un (1) hectare, dans le milieu marin, et 2000 m² dans le milieu terrestre.

- Les coordonnées géographiques de positionnement du site sont :

Latitude : Entre 36° 47' 55" et 36° 48' 00" Nord ;

Longitude : Entre 03° 19' 10" et 03° 19' 13" Est.



Figure 11 : Image satellitaire montrant la situation géographique de la ferme « Orca-marine » (Google earth, 2019).

II.1.2. Relief et Hydrographie

Aïn Taya est construite en bordure d'une falaise escarpée au pied de laquelle s'étend une plage de sable fin. Adossée à la mer Méditerranée, elle fait face à d'innombrables îlots dont le rocher de Bonnetah et le rocher de la Bordelaise. Elle a été fondée sur l'emplacement d'un marécage alimenté par différentes sources. On compte essentiellement quatre sources principales. Outre la source des oiseaux (Aïn Tir) d'où vient probablement le nom d'Aïn Taya, on peut citer la source blanche (Aïn Baydha), la source noire (Aïn Kahala) ainsi que la source publique (Aïn El Baylek). (Benzohra, 1993 in Attouche, 2008)

II.1.3. Facteurs hydrodynamiques

L'hydrodynamisme du site d'étude, est représenté d'une part par la houle qui est essentiellement de direction Nord-est et Nord-Ouest, pouvant dépasser 3, 25m/s en hiver, et d'autre part, par les courants côtiers locaux ; les plus importants dus à la houle et représentent les courants de dérive et de retour. (US Naval Weather Service – S.S M.O, 1971 in Chebab, 1996).

II.1.4. Courantologie

La circulation des courants le long des côtes africaines est appelée « courant Algérien ». Il est défini comme une veine d'eau de surface près du méridien 0°, avec les caractéristiques suivantes : une largeur de l'ordre de 50 Km, une profondeur maximale de l'ordre de 150 m, une vitesse maximale supérieure à 50 cm/s. (Benzohra, 1993 in Boudouma et Chenennou, 2007).

II.1.5. Données climatiques

Le climat de la région est méditerranéen. Les précipitations moyennes annuelles sont de l'ordre de 700 mm par an. Les températures atmosphériques moyennes minimales et maximales annuelles varient entre 14 °C et 22°C. (Guettaf, 1997).

Pour caractériser le climat de cette région, on procède à une synthèse des principaux facteurs climatiques (Températures et Précipitations) (tableau 4). Différents auteurs dont **Bagnouls et Gausson, Emberger et Stewarts** ont proposé des synthèses numériques et graphiques qui rendent mieux compte de cette réalité.

Tableau 4 : Moyennes mensuelles des températures et précipitations de la région de Ain-Taya en 2017 (O.N.M, 2017).

Mois	Janvier	Fevrier	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Août
M (°C)	17	17	19	21	24	28	31	32
m (°c)	6	6	7	9	12	16	19	20
T Moyenne (°C)	11	11	13	15	18	22	25	26
P mm	73	68	65	58	56	17	14	12

M : Température maximale moyenne (°C) ; **m** : Température minimale moyenne (°C) ;

P : Précipitation mensuelle moyenne (mm) ; **(M+m/2)** : Température moyenne mensuelle (°C)

- Les colonnes en jaune correspondent à notre période d'étude.

II.1.6. La productivité primaire

Les tourbillons du bassin algérien sont les zones méditerranéennes les plus riches en chlorophylle *a* en février-mars, avant que le bloom phytoplanctonique ne se développe dans la partie Nord occidentale (**Taupier-Letage et al., 2003**). Ces tourbillons sont prévisibles d'une année à l'autre (**Cotté, 2005**).

Le bloom phytoplanctonique saisonnier n'intervient pas de façon homogène à l'échelle du bassin, car il est modulé par la dynamique de moyenne échelle. Le schéma qui semble se dégager est le suivant :

- En décembre janvier, le bloom est établi et limité au Courant algérien, et/ou à une bande côtière.
- En février, le bloom s'établi dans les tourbillons côtier.
- En mars, le bloom s'établi dans les tourbillons du large.
- En règle générale, le bloom est très peu prononcé dans la zone du large, en dehors des tourbillons (**Millot et Taupier-Letage, 2005**).

II.2.Echantillonnage

II.2.1. Stratégie d'échantillonnage

Les stations d'échantillonnage ont été choisies de manière à nous permettre de répondre à l'objectif de notre étude, et mener un suivi de la qualité de l'eau d'un site conchylicole.

Les stations d'échantillonnage ont été déterminées par choix raisonnés ; en fonction de l'emplacement des pochons des mollusques. Trois (03) stations (ST1, ST2 et ST3) ont été sélectionnées : (Figure 12).

- La première station (ST1), située au niveau de l'emplacement des pochons des moules ;
- La troisième station (ST3), située au niveau de l'emplacement des pochons des huitres ;
- La deuxième (ST2), intermédiaire entre les deux stations précédentes. Une fois fixée, la position de ces points de prélèvement est relevée à l'aide d'un récepteur GPS (GCS-WGS 1984), dans le système de coordonnées règlementairement en vigueur), afin de pouvoir les suivre dans l'historique des données et les retrouver à chaque opération de prélèvement.

Tableau 5 : Tableau synoptique des stations échantillonnées.

Code de la station		Station 1 (St1)	Station 1 (St2)	Station 1 (St3)
localisation	Longitude	03° 18' 44.6'' Est.	03° 18' 48.99'' Est.	03° 18' 58.89'' Est.
	Latitude	36° 47' 54.3''Nord	36° 47' 50.57''Nord	36° 47' 48.16''Nord
Profondeur		Entre 0 m et -10 m		



Figure 12 : Positionnement des stations échantillonnées dans la zone d'étude « ferme Orca-marine » (Google earth, 2019).

II.2.2. Méthode d'échantillonnage

II.2.2.1 Préparation de la sortie en mer

- **Le multi paramètre de terrain utilisé pour la mesure *in-situ*** des paramètres physico-chimiques de l'eau a pour intérêt de fournir des valeurs instantanées. Pour des raisons de facilité et de coût d'analyse, les sondes ont tendance à se substituer à l'échantillonnage classique et à la mesure en laboratoire, notamment en ce qui concerne les paramètres de salinité, de température. Il est toutefois recommandé d'établir un suivi métrologique poussé des sondes de terrain. Pour ce faire les instruments ont d'abord été étalonnés.

- **Flaconnage et conditionnement**

Les critères de choix des flacons sont fonction des caractéristiques du matériau. Selon la nature du matériau, il peut se produire des modifications de l'échantillon : adsorption, désorption, diffusion à travers les parois du flacon (**Aminot et Kerouel, 2004**).

Pour minimiser le risque de contamination, un prétraitement rigoureux des moyens de collecte et de filtration des échantillons de l'eau est effectué avant chaque sortie. Les flacons sont lavés avec de l'eau de robinet, puis avec de l'eau acidulée à base d'acide chlorhydrique à 0,1N, ensuite avec l'eau distillée. Pour une meilleure traçabilité des résultats, et pour faciliter le travail en mer chaque bouteille est munie d'une étiquette sur laquelle sont notés la date, le nom de la station, et le motif de l'analyse.

II.2.2.2 Prélèvement des échantillons

Le prélèvement d'un échantillon d'eau est une opération très délicate, car elle représente une phase primordiale dans l'acquisition des résultats.

Les prélèvements sont réalisés *in situ*, au niveau des filières conchylicoles, à bords d'une barge d'aquaculture, durant une période de 5 mois s'étalant du mois de Février au mois de juin 2019, selon un rythme bimensuel.

La récolte des échantillons et la mesure des paramètres physicochimiques ont été effectuées en trois stations distribuées le long d'une radiale orientée Nord–Est, avec un gradient bathymétrique (entre 0 et 10 m), et en suivant l'axe de l'emplacement des filières conchylicoles. L'ensemble des prélèvements a été réalisé de jour entre 09 h et 12h.

Afin de déterminer les concentrations en éléments nutritifs (NO_2^- , NO_3^- , PO_4^- et $\text{Si}(\text{OH})_4$), et en chlorophylle *a*, des échantillons d'eau de mer ont été prélevés en surface, à l'aide d'un sceau, A chaque opération de prélèvement, des bouteilles en chlorure de polyvinyle (pvc) de 1 litre sont rincées deux fois avec l'eau de mer de chaque station avant qu'elles soient remplies. Les flacons destinés au dosage des pigments chlorophylliens ont été couverts du papier aluminium.

Il existe plusieurs méthodes approuvées, pour prélever des échantillons quantitatifs de phytoplancton, tirés d'un volume d'eau connu. Durant notre étude, pour l'analyse du phytoplancton, un prélèvement d'un échantillon intégré représentant la totalité de la colonne d'eau a été mené grâce à un système tuyau (Figure 13), l'eau est collectée régulièrement au cours de la descente dans le tube. Ce tube d'un diamètre de 2 cm et d'une longueur de 10 m.

Cette longueur a été estimée de sorte que la profondeur sur laquelle l'échantillon sera prélevé sera inférieure à la hauteur maximale de la zone échantillonnée, qui est à $h = 15$ m, et ce afin d'éviter la perturbation du sédiment lors du prélèvement, et de parcourir toute la longueur des pochons des bivalves. Ce type de prélèvement appelé technique du tuyau conformément à la norme **NF EN 15.204 de 2016**. Elle présente l'avantage de donner un échantillon homogène représentatif de l'ensemble de la colonne d'eau (**Tableau 6**).

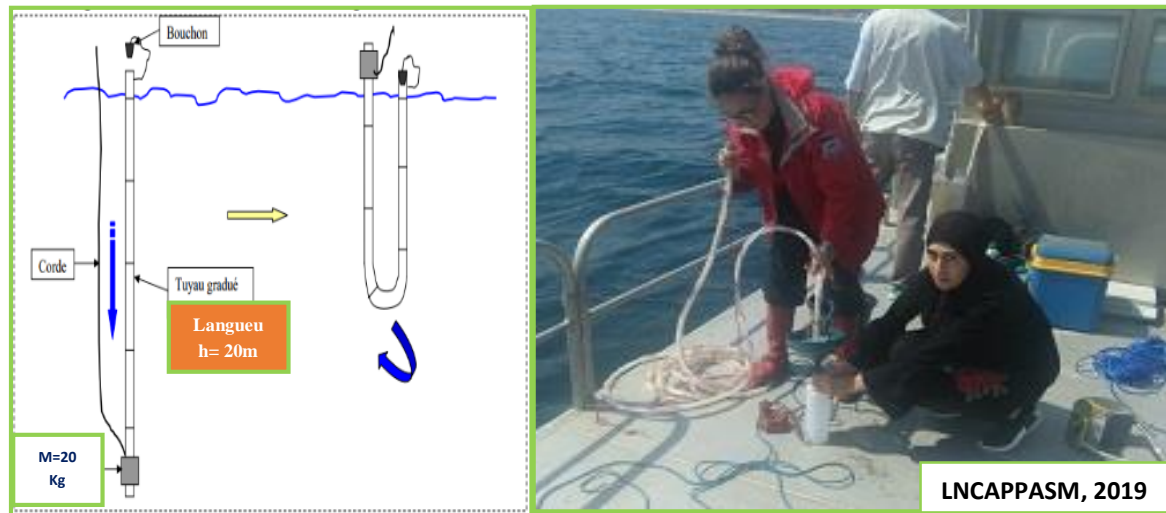


Figure 13 : Système de prélèvement intégré sur la totalité de la colonne d'eau (technique du tuyau).

Au niveau de chaque station, un volume de un litre est prélevé dans une bouteille en chlorure de polyvinyle (PVC), destiné au dénombrement, et à l'étude de la composition spécifique (Genre et espèce) du phytoplancton. L'échantillon est ensuite fixé avec du **lugol** alcalin afin de fixer les structures phytoplanctoniques contenues dans l'échantillon (**Druart et al., 2005**). Le volume de ce fixateur doit être suffisant pour donner à l'échantillon une légère coloration brune « thé claire » (**Bourrelly, 1966 ; Thronsdén, 1978**). Au minimum 8 gouttes pour 100 ml sont ajoutées. (**Annexes n°1**)

Toutes les bouteilles ne sont pas remplies à ras bord, de façon à permettre le brassage de l'échantillon pour en assurer l'homogénéité (**Tableau 6**).

Pour chaque opération d'échantillonnage, une fiche spécifique, donnant les principaux éléments signalétiques généraux de la campagne (nom du site, de la station, identité des préleveurs, dates/heures, conditions météorologiques, le cas échéant variations hydrologiques susceptibles d'influer sur les mesures et échantillonnages, bloom algale, points particuliers à signaler, les résultats des mesures réalisées sur le terrain...) est soigneusement remplie.

Les échantillons destinés au dosage de la chlorophylle *a* sont filtrés immédiatement après l'arrivée au laboratoire.

Après chaque prélèvement, le tuyau de prélèvement est nettoyé à l'eau douce et rapidement séché avant une utilisation future. Le séchage rapide est nécessaire pour éviter tout développement d'algues sur les parois du tuyau.

II.2.2.3. Facteurs environnementaux et mesures *in-situ*

Pour chaque campagne d'échantillonnage, et au niveau de chaque station, une mesure simultanée des paramètres température, salinité, conductivité, le potentiel Hydrogène et oxygène dissous a été effectuée à l'aide d'un multi-paramètre de terrain de type **HORRIBA**. Cet appareil est muni de sondes électrolytiques qu'on plonge dans l'eau. Les valeurs de la température, conductivité, salinité, oxygène dissous et le potentiel hydrogène s'affichent respectivement par une unité de ($^{\circ}\text{C}$), (mS/cm), (‰), (mg/l) et unité de pH mètre successivement avec une précision de $\pm 0,5$ % de lecture. Le multi-paramètre est muni d'un GPS, et indique également la profondeur de la colonne d'eau échantillonnée. Cette méthode de mesure a été choisie en raison de sa simplicité et sa rapidité (**Tableau 6**).

II.2.2.3. Conservation des échantillons

Les échantillons prélevés sont conservés dans une glacière avant l'acheminement au laboratoire, où ils seront stockés à l'abri de la lumière, à température ambiante pour être analysés dans la semaine qui suit le prélèvement (phytoplancton), ou au congélateur (Analyse des sels nutritifs : ammonium, nitrites, nitrates, ortho-phosphates, silicates) tout en respectant la durée de conservation (**Rodier et al., 1996**) (**Tableau 6**).

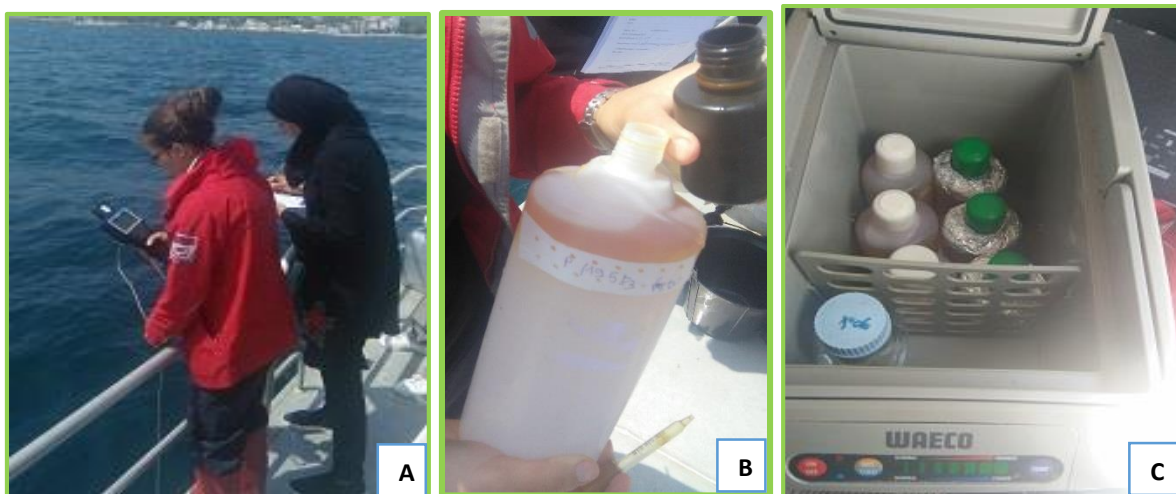


Figure 14 : A. Mesure des paramètres *in-situ*. B. Fixation des échantillons C. Conservation des échantillons.

Tableau 6 : Récapitulatif des moyens de prélèvement, caractéristiques des flacons utilisés et l'agent de fixation et/ou de conservation et l'appareillage de mesure des paramètres étudiés.

Paramètres à analyser		Type de prélèvement (Profondeur)	Moyens de prélèvement	Type de flacon/ capacité	Fixateur	Conservation	Appareil de mesures
<i>in-situ</i>	Température (°C)	/	/	/	/	/	multi-paramètre de terrain
	Salinité (PSU)						
	Oxygène dissous (mg/l)						
Au laboratoire	sels nutritifs (µmol/l)	Surface (50 cm)	Sceau avec corde	PVC/ 1l (Étiqueté)	/	à l'abri de la lumière dans une glacière (4°C)	automatique/ Skaler
	Chlorophylle <i>a</i> (µg/l)	Surface (50 cm)	Sceau avec corde	PVC recouvert du papier aluminium / 1l (Étiqueté)	/		Spectrophotomètre
Au laboratoire	Phytoplancton (Cellule/l)	Intégré (0-10 m)	Système du tuyau NF EN 15.204 de 2016	PVC/ 1l (Étiqueté)	Lugol 2 ml/100ml d'eau		Microscope inversé

II.3. Analyse des sels nutritifs

II.3.1. Méthodes d'analyse et principe général

L'analyse des sels nutritifs est faite par la méthode de colorimétrie à flux continu sur chaîne automatisée SKALAR (Auto-Analyzer SAN PLUS). Le fonctionnement de l'appareil repose sur un principe dynamique, celui de l'analyse de liquide en flux continu : une veine liquide propulsée en continu par une pompe péristaltique dans un circuit analytique spécifique à chaque paramètre analysé. Les réactions chimiques s'effectuent dans cette veine en progression.

L'analyse des échantillons est réalisée par séquence, ce qui permet une grande cadence de travail. Cette chaîne de mesure automatisée est totalement pilotée par un microordinateur doté d'un logiciel spécifique. A la fin de l'analyse, ce dernier fournit un fichier numérique contenant les résultats accompagnés de toutes les informations relatives à l'analyse.

○ **Principe de dosage des sels nutritifs dans d'eau**

La colorimétrie est basée sur la loi de Beer-Lambert qui est définie comme suit :

Lorsqu'un faisceau lumineux monochromatique traverse une substance d'épaisseur (L), il sera soumis à des phénomènes : L'absorption et la transmission. Les quantités de lumières absorbées (Absorbance) et transmises (transmission) obéissent à la loi de Beer-Lambert.

$$A = Ln I_0 / I = \epsilon.L.C$$

I₀, I : L'intensité lumineuse incidente et émergente du milieu absorbant.

A : Absorbance ou densité optique.

ε : Coefficient d'extinction moléculaire.

L : trajet optique (épaisseur du milieu absorbant).

C : Concentration du milieu absorbant.

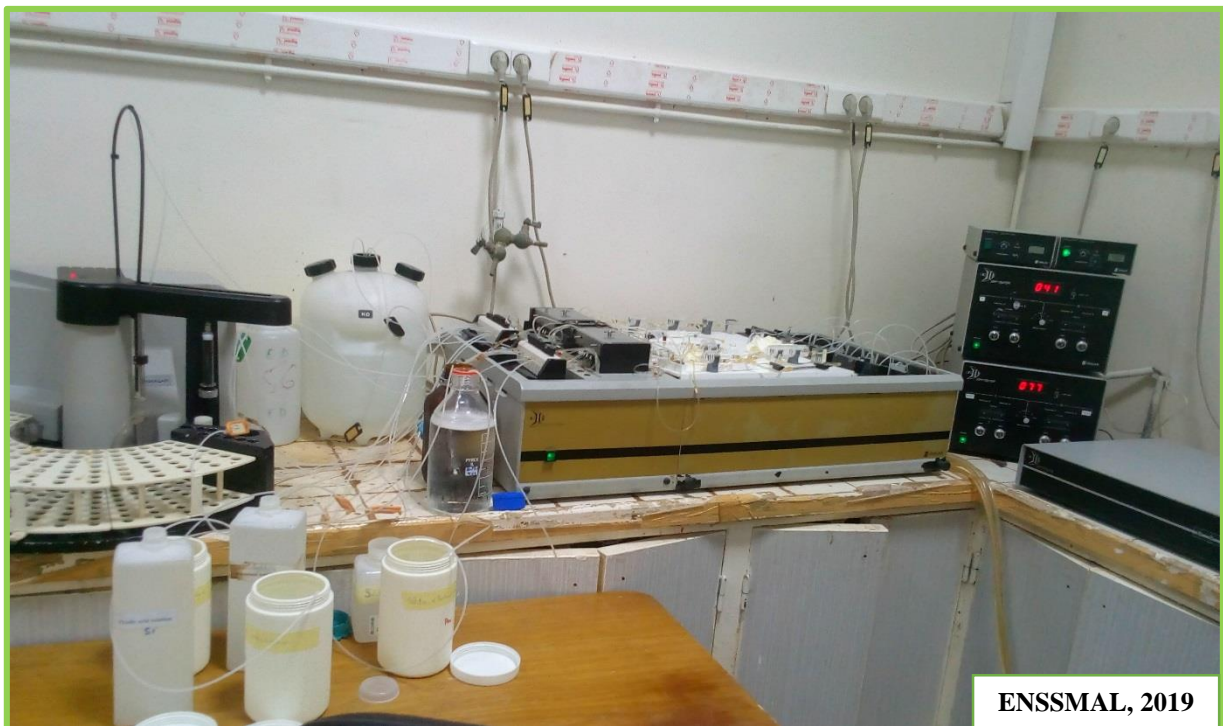


Figure 15 : Auto-analyzer SAN plus System automatisée, **SKALAR®**.

II.3.2. Dosage de l'azote nitreux

Les ions nitrites sont des intermédiaires dans le cycle de l'azote, relativement momentanés entre l'azote ammoniacal et les ions nitrates.

Les nitrites (NO_2^-) forment un diazoïque par action avec la sulfanilamide en milieu acide $\text{pH} < 2$. Ce composé formera ensuite en présence de N-(naphtyl-1)-éthylénediamine un composé

azoïque de couleur rose absorbant la lumière à 540 nm (**Benschneider et Robinson, 1952 et Skalar, 1998**).

II.3.3. Dosage de l'azote nitrique

Les ions nitrates est la forme oxydée stable de l'azote en solution aqueuse. Il entre dans le cycle de l'azote comme support principal de la croissance du phytoplancton. Il est généré à partir des formes organiques par les bactéries.

La méthode de dosage est fondée sur la réduction des nitrates (NO_3^-) en nitrites (NO_2^-) par passage de l'échantillon sur une colonne de cadmium traité au cuivre (**Wood et al, 1967**).

Les nitrites (en réalité $\text{NO}_2^- + \text{NO}_3^-$ réduits) seront ensuite dosés par colorimétrie selon la méthode précédemment décrite. Il suffira alors d'en déduire la concentration des nitrites déterminés directement (sans passage de l'échantillon sur la colonne réductrice) pour trouver les concentration des nitrates (**Rodier et al., 1996**).

II.3.4. Dosage des Orthophosphates (PO_4^{3-})

Le phosphore est un élément nutritif dont la forme minérale majoritaire est l'orthophosphate. Il est essentiel à la croissance de phytoplancton. Dans les eaux de mer, les orthophosphates sont présents principalement sous deux formes : PO_4^- et HPO_4^- .

En présence d'antimoine tartrate de potassium à une température de 40 °C (bain marie), les ions orthophosphates réagissent avec le molybdate d'ammonium par former un complexe antimoine phosphomolybdique qui sera réduit par l'acide ascorbique. (**Rodier et al., 1996 in Lourguioui, 2003**). Cette forme réduite, de coloration bleue à un maximum d'absorption à 880 nm.

II.3.5. Dosage des silicates (SiO_2)

Le silicium est élément indispensable pour certaines espèces phytoplanctoniques (Diatomophyceae et Dictyochophyceae) ; il entre dans la composition de leurs squelettes. Le silicium dissous se trouve sous la forme orthosilicique Si(OH)_4 (représente 95%), et sous la forme ionisée SiO(OH)_3

Le silicium dissous (représenté dans l'eau par 95% sous forme d'acide orthosilicique Si(OH)_4 , (**Aminot et Chaussepied, 1983**) réagit avec le molybdate d'ammonium en milieu acide pour former un complexe silicomolybdique qui sera réduit par l'acide ascorbique en un composé coloré en bleu absorbant à 810 nm (**Mullin et Riley, 1955**). On ajoute l'acide oxalique pour éviter les interférences des phosphates.

❖ Etalonnage

Cette opération consiste en une préparation de solution mère puis de solution fille pour chaque élément à analyser. Les courbes d'étalonnage sont établies automatiquement par le logiciel en utilisant les concentrations connues des solutions étalons et de leurs hauteurs de pic correspondantes (**Annexes n°2**).

II.4. Analyse des paramètres biologiques

II.4.1. Dosage de la chlorophylle *a*

La chlorophylle *a* n'a pas pu faire l'objet de mesures continues durant toute la période d'étude, en raison d'indisponibilité des réactifs ; les échantillons traités sont ceux qui ont été échantillonnés entre le 14 avril et le 16 juin 2019 (12 échantillons).

II.4.1. 1. Méthode et principe de dosage de la chlorophylle *a*

La détermination quantitative globale de la fraction particulaire vivante dans les milieux aquatiques est importante pour l'étude et la compréhension des phénomènes écologiques. En effet, une estimation quantitative du phytoplancton par voie chimique, par extraction et détermination des pigments photosynthétiques s'avère satisfaisante (**Aminot et Chaussepied, 1983**). Les pigments phytoplanctoniques sont mesurés en fonction de leurs caractéristiques spectroscopiques : absorption de la lumière (spectrophotométrie) ou fluorescence (fluorimétrie). Il existe des techniques non séparatives (**spectrophotométrie** et **fluorimétrie**) ou bien séparatives : chromatographie à haute performance (HPLC) (**Aminot et Kerouel, 2004**).

Durant notre travail, nous avons opté pour la méthode de spectrophotométrie pour le dosage de la chlorophylle *a*, et ce selon la disponibilité d'appareil de mesure au laboratoire.

Cette méthode consiste à filtrer un volume d'eau à travers un filtre. Le filtre sera ensuite immergé dans un solvant qui assurera l'extraction des pigments, puis on mesure l'absorbance dans un spectrophotomètre avant et après acidification de l'extrait (**Aminot et Chaussepied, 1983**).

❖ Réactifs

La mesure de la chlorophylle « *a* » repose sur la préparation des réactifs suivants (les détails sont en **Annexes n°3**) :

- Solvant d'extraction : acétone analytique à 90% ;
- Solution d'acide chloridrique à 0,3 N.

❖ Précautions particulières

La chlorophylle *a* est peu sensible à la pollution atmosphérique mais très sensible à la dégradation par la lumière. Toutes les étapes (préparation des réactifs et des échantillons) doivent être réalisées le plus tôt possible à l'abri de la lumière et de la chaleur, sous hotte aspirante, où il ne doit pas y avoir de manipulation d'acide afin éviter toute contamination.

II.4.1.2. Mode opératoire de dosage de la chlorophylle *a*

○ Filtration et extraction

Les échantillons de un litre sont filtrés sur des disques filtrants en fibre de verre (type Wattman GF/C, diamètre 47 mm) d'une porosité de 0,45 µm. Le dispositif de filtration est

constitué d'une base support-filtre surmontée d'un entonnoir amovible entre lesquels est pincé le disque membrane filtrant. Pour éviter tout éclatement des mailles des filtres ou des cellules vivantes la filtration est toujours effectuée avec des dépressions inférieures à 300 mm de mercure (**Aminot et Chaussepied, 1983**). On dépose 1 à 2 ml de suspension de carbonate de magnésium à 1% avant la filtration, ce qui permettra d'améliorer la rétention sur les filtres et pour éviter une acidification des matières filtrées avant et pendant l'extraction (**Aminot et Kérouel, 2004**).

Chaque filtre contenant le filtrat est ensuite plié, mis dans du papier aluminium (portant le code de l'échantillon et la date de prélèvement), ils sont immédiatement conservés à -20°C , et à l'obscurité jusqu'au moment du dosage.

○ Extraction des pigments

L'extraction des pigments est réalisée selon la méthode de **Lorenzen (1967) in (Aminot et Chaussepied, 1983)**. Avant la décongélation des filtres, l'extraction des pigments s'effectue dans des tubes en verre contenant 10 ml d'acétone à 90%. Ces tubes sont recouverts par du papier aluminium. Les filtres sont déchiquetés à l'aide d'une baguette en verre à brisure nette. Après agitation pour disperser les fibres, les tubes sont immédiatement placés au réfrigérateur (environ 4°C), pour laisser l'extraction se poursuivre une vingtaine d'heures.



Figure 16 : Dosage de la chlorophylle *a* (A : filtration, B: Extraction). (LNCAPPASM, 2019).

○ Centrifugation

La centrifugation des tubes est faite à 3000 tours/min pendant 3 min pour clarifier les extraits, on stoppe la centrifugation pour faire tomber les fibres collées à la paroi des tubes sans remettre en suspension ce qui est déjà au fond. On centrifuge les tubes à nouveau 10 min à 3000 tours/min.

○ **Mesure des absorbances**

Les mesures des absorbances sont effectuées sur le surnageant acétonique à l'aide d'un spectrophotomètre aux longueurs d'ondes (665 et 750 nm), avant et après acidification avec de l'acide chlorhydrique à 0,3 N (**STRICKLAND et PARSONS, 1972**). Afin d'estimer la précision de la mesure, trois (03) répliques pour chaque échantillon ont été effectués.

La concentration en chlorophylle *a*, exprimée en microgramme par litre ($\mu\text{g/l}$), et calculée suivant l'équation usuelle de **Lorenzen (1967) in (Aminot et Chaussepied, 1983)** :

$$[\text{Chlorophylle} - a] \left(\frac{\mu\text{g}}{\text{l}} \right) = 27,7 \cdot (A_{665}^{NA} - A_{665}^A) v/V \cdot L$$

Avec:

- V : volume d'eau filtré en (litre) ;
- v : volume d'acide chloridrique en (millilitre) ;
- L : longueur du chemin optique de la cuve de mesure, (1cm) ;
- $A_{665}^{NA} = A_{665}^{NA} - A_{750}^{NA}$;
- $A_{665}^A = A_{665}^A - A_{750}^A$.

et

- A_{665}^{NA} : Absorbance à 665 nm avant acidification ;
- A_{665}^A : Absorbance à 665nm après acidification ;
- A_{750}^{NA} : Absorbance à 750 nm avant acidification ;
- A_{750}^A : Absorbance à 750 après acidification.

Ces estimations de pigments *a*, peuvent être faussées par la présence de chlorophylle *b*, à cause de la proximité des bandes d'absorption des chlorophylles *a* et *b* (**Botto et Bunt, 1978**).

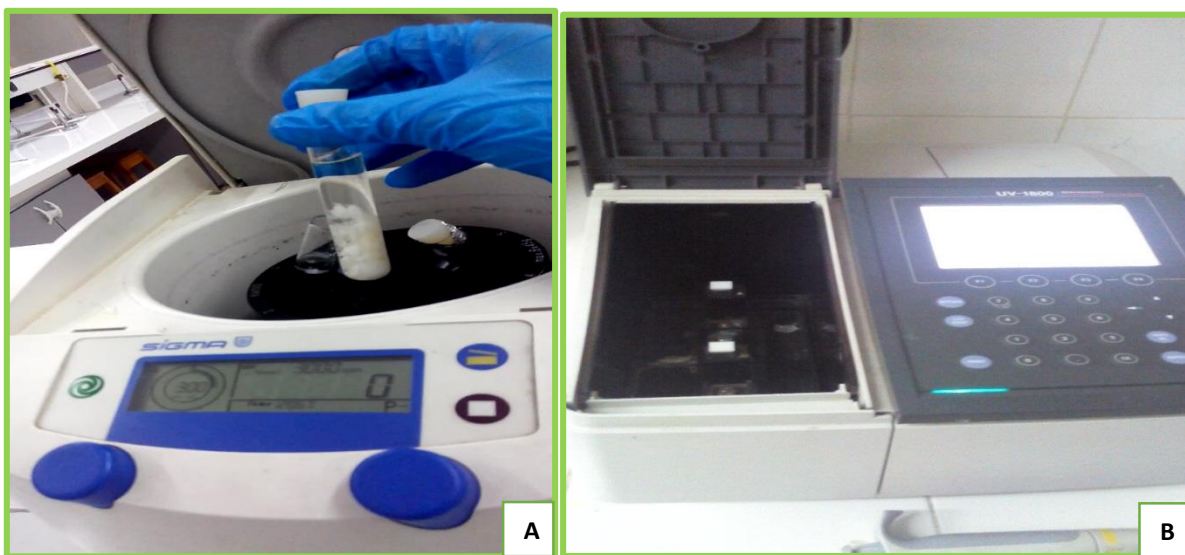


Figure 17 : A. Centrifugation, B. Mesure de l'absorbance dans un spectrophotomètre.

(ENNSMAL, 2019)

II.5. Etude du phytoplancton

Les échantillons prélevés sont traités conformément à la norme **NF EN 15.204 de 2016** ; norme guide pour le dénombrement du phytoplancton par microscopie inversée.

II.5.1. Principe d'analyse

Les protocoles appliqués pour la reconnaissance et le comptage des cellules s'inspirent des lignes directrices de la norme NF EN 15204 fondée sur la technique de sédimentation classique telle qu'elle est définie par **Utermöhl** en 1958. Cette méthode consiste à faire sédimenter les micro-algues (et les autres particules) contenues dans un échantillon de volume connu sur le fond d'une chambre de sédimentation (lame mince).

II.5.2. Préparation des échantillons pour analyse

❖ Nettoyage du matériel

Entre deux utilisations, les chambres de sédimentation sont nettoyées à l'éthanol (90%) à l'aide d'un petit écouvillon, puis elles sont rincées à l'eau distillée. Les chambres sont ensuite laissées à sécher. Il est fait de même pour les lames de verre rondes.

❖ Atteinte de l'équilibre thermique

Afin de permettre une distribution aléatoire du plancton après sédimentation dans le fond de la cuve, il convient que l'échantillon et tout le matériel utilisé soient à des températures similaires. Pour ce faire, l'échantillon traité et le matériel sont entreposés dans la salle dans laquelle se fera le comptage environ 12h00 avant le début du comptage, d'où l'utilité de stocker à température ambiante l'échantillon en attente d'analyse.

II.5.2. 1. Homogénéisation de l'échantillon

Afin de remettre en suspension l'échantillon après un stockage de plus ou moins longue durée, il est nécessaire d'agiter le flacon contenant l'échantillon à traiter.

L'agitation est faite manuellement pendant une quinzaine de secondes, et comprends 30 retournements verticaux et horizontaux du flacon. Cette agitation ne doit pas être trop vigoureuse de façon à ne pas entraîner la désintégration des colonies fragiles.

Ces deux dernières étapes sont extrêmement importantes pour la qualité du résultat.

II.5.2.2. Remplissage de la chambre de sédimentation

Le remplissage de la chambre doit se faire aussitôt après l'homogénéisation (pour éviter d'exclure du prélèvement des taxons sédimentant rapidement). Un aliquote de 25 ml est rapidement versé en une seule fois dans la chambre de sédimentation, jusqu'à l'obtention d'un léger excès d'eau provoquant un ménisque convexe à la surface de la chambre. Ce surplus d'eau est aussitôt chassé avec le glissement de la lame supérieure, tout en faisant attention à ne pas enfermer de bulle d'air dans la chambre. Il est en même temps épongé par un papier absorbant.

Il faut veiller à ce que le surplus d'eau ne s'écoule pas le long de la chambre, faisant courir le risque qu'un écoulement sous la lamelle d'observation, ne la salisse pas, et nuise à

l'observation à venir. La sédimentation doit se dérouler sur une surface plane (la paillasse du laboratoire), sans vibration, à l'abri de la lumière directe, et à une température ambiante constante. La durée de la sédimentation est entre 12 à 18 heures.

- Le volume de sous-échantillon sédimenté (25 ml) est repris sur le cahier de comptage.



Figure 18: Homogénéisation de l'échantillon et sédimentation dans une chambre de sédimentation.

II.5. 3. Identification et dénombrement

L'observation microscopique des cuves n'est effectuée qu'après une nuit de sédimentation. L'observation, l'identification et l'inventaire des algues microscopiques sont faits à l'aide d'un microscope inversé de type **MOTICA E 2000**.

II.5. 3.1. Stratégies de dénombrement

Le comptage des espèces phytoplanctoniques est une opération coûteuse en temps, aussi il convient d'optimiser la méthode appliquée tout en conservant la meilleure précision possible.

Le comptage consiste à enregistrer les taxons observés et le nombre d'unités d'algues (cellule) de chaque taxon dans un volume connu de la chambre de sédimentation entière.

○ Opération préliminaire

La première opération à réaliser au début d'une observation est un balayage rapide ou "survol" de toute la surface de la cuve au plus faible grossissement, afin d'évaluer le mode global de distribution des particules, et pour ne pas omettre les cellules rares. On peut ainsi avoir une idée de la charge générale en particules de l'échantillon (matières en suspension + plancton).

Durant notre travail, pour le comptage des espèces phytoplanctoniques, on a opté pour la méthode de comptage de la chambre entière, vu que les échantillons ont présenté des densités plus ou moins faibles. La lecture de la cuve complète est faite par déroulements verticaux et horizontaux du champ oculaire, le comptage des espèces phytoplanctoniques est réalisé sur toute la surface de la chambre de sédimentation au fur et à mesure de leur observation sur la totalité de la surface du fond de la cuve, et en considérant pour chaque organisme, qu'il soit sous forme unicellulaire, colonial ou filamenteux, le nombre réel de cellules par individu.

Le basculement d'un niveau à l'autre se fait grâce à des repères identifiés (objet caractéristique sur le fond de la cuve).

Le diamètre est balayé successivement avec les objectifs x 10, x 20 ou x 40. L'objectif x 40 permet d'observer et de détecter les taxons de petite taille.

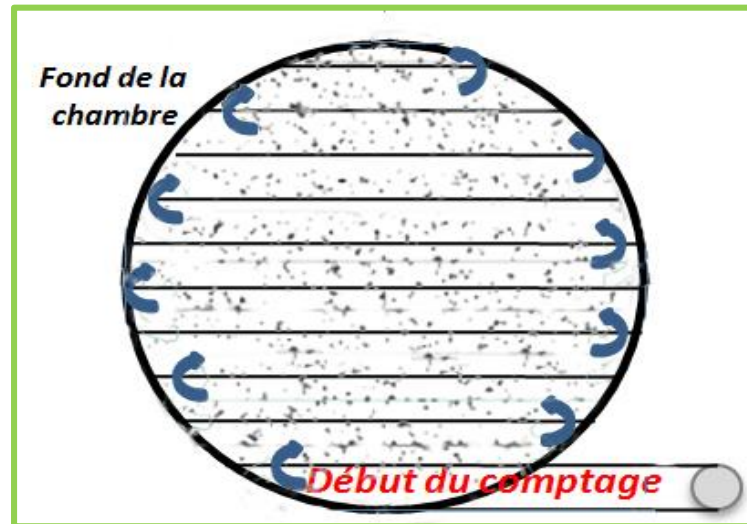


Figure 19 : Image illustrant la méthode de balayage de la chambre à sédimentation pour un dénombrement sur la cuve entière

II.5. 3.2. Identifications et reconnaissance des espèces

Les microalgues récoltées sont identifiées avec un maximum de précision, pour aller jusqu'au rang du genre ou de l'espèce quand cela était possible.

L'identification générique et spécifique des cellules repose sur l'observation visuelle des caractères généraux, des attributs morphologiques remarquables des cellules, sans recours à aucune technique particulière. Elle est réalisée soit par comparaison aux documents de référence en s'appuyant aussi sur les textes d'accompagnement des illustrations, soit à l'aide de clés d'identification, et des descriptions photographiques.

Les identifications et les descriptions des espèces sont basées sur les caractères définis par différents auteurs : **Jørgensen (1911 et 1920), Sournia (1966, 1967 et 1986), Taylor (1976), Abé (1967,1981), Dodge (1982), Balech, (1988), Steidinger et al ., (1997), Schiller (1937), Paulsen (1925), Trégouboff et Rose (1978), Straub (1984), Nezan et al., (1997), (Bourrelly, 1966, 1968, 1970 et 1985).**

Une liste floristique est ainsi constituée. Les résultats sont ensuite exprimés en nombre d'individus par unité de volume pour chaque taxon, puis consignés sur une fiche de résultat du système documentaire du laboratoire.



Figure 20 : Observation sous microscope inversé de type MOTIC (LNCAPPASM, 2019).

II.5.4. Indices écologiques mesurés

II.5.4.1. Densité totale des cellules du phytoplancton (Dt)

C'est un paramètre quantitatif important pour la description de la structure des peuplements phytoplanctoniques, elle correspond à la concentration totale de l'ensemble des taxons identifiés dans un volume d'eau. Elle permet de quantifier les populations phytoplanctoniques au niveau d'un milieu en se basant sur le nombre des cellules. Elle est calculée selon la méthode de comptage d'UTERMÖL et est exprimée en nombre de cellules par litre, et donnée par la formule suivante :

$$Dt = n * Ve / v$$

Avec : **n** : Nombre des cellules comptées

Ve : Volume de l'échantillon (1000 ml)

V : Volume de la chambre à plancton (25 ml)

II.5.4.2. Richesse spécifique (S)

La richesse spécifique (S) est définie par le nombre total des diverses catégories taxonomiques identifiées dans un échantillon. Elle mesure la diversité la plus élémentaire, fondée directement sur le nombre total d'espèces dans un site. Un grand nombre d'espèces fait augmenter la diversité spécifique (Ngansoumana, 2006). La richesse spécifique (S) peut bien être un critère distinctif des écosystèmes ou des stations étudiées au sein d'un écosystème donné.

II.5.4.3. Dominance relative (Dr)

Le degré d'organisation de tout peuplement est l'une de ses caractéristiques primordiales. En tant que concept écologique, l'abondance est une composante importante de la diversité (**Hurlbert, 1971**). C'est une caractéristique d'une population qui permet de connaître l'importance d'une espèce dans une communauté. La dominance relative d'une espèce est le rapport entre sa densité cellulaire (Da), en nombre de cellules par unité de volume, et la densité phytoplanctonique totale de l'échantillon (Dt). Elle est exprimée en pourcentage, selon la formule suivante :

$$\text{Dr (\%)} = (\text{Da} / \text{Dt}) * 100$$

Chapitre III
Résultats & Discussion

III. Résultats d'analyses et discussion

Le présent travail s'inscrit dans une démarche caractériser la qualité physicochimique d'un site conchylicole, ainsi que d'évaluer sa composition en terme des communautés phytoplanctoniques, en particulier les espèces toxiques et/ ou nuisibles.

Les résultats de mesure et d'analyse des paramètres physico-chimiques, ainsi que ceux de l'étude du phytoplancton, obtenus durant notre étude sont reportés en **Annexes n°4, n°5, et n°6**.

III.1. Variation des paramètres physico-chimiques

III.1.1. La température

Globalement, l'évolution spatio-temporelle de la température des eaux superficielles suit régulièrement et de façon cyclique celle de l'air, elle exerce une action directe sur l'évaporation de l'eau et par conséquent sur la salinité (**Belkheir et Hadjadji, 1981**). Plusieurs études ont montré que la température affecte de nombreux processus physiologiques des dinoflagellés, comme le taux de division, la photosynthèse, la production de toxines et la respiration (**Cembella 1998 ; Nagasoe et al., 2006; Fu et al., 2008; Xu et al., 2010**). Elle influe fortement sur la dynamique des efflorescences algales nuisibles de façon générale, en régulant le taux de germination des kystes et la croissance végétative (**Sournia, 1978 in Hadjadji, 2011**).

Durant notre étude, l'évolution bimensuelle des valeurs relatives de température des trois sites échantillonnés reflète une situation typique de la période d'étude. Les valeurs thermiques sont incluses dans l'intervalle de [14,79-18,65 °C], avec une moyenne de 16,16°C. Les plus basses températures sont enregistrées durant le mois de Février, tandis que les plus élevées sont enregistrées durant le mois de Juin. (Figure 21)

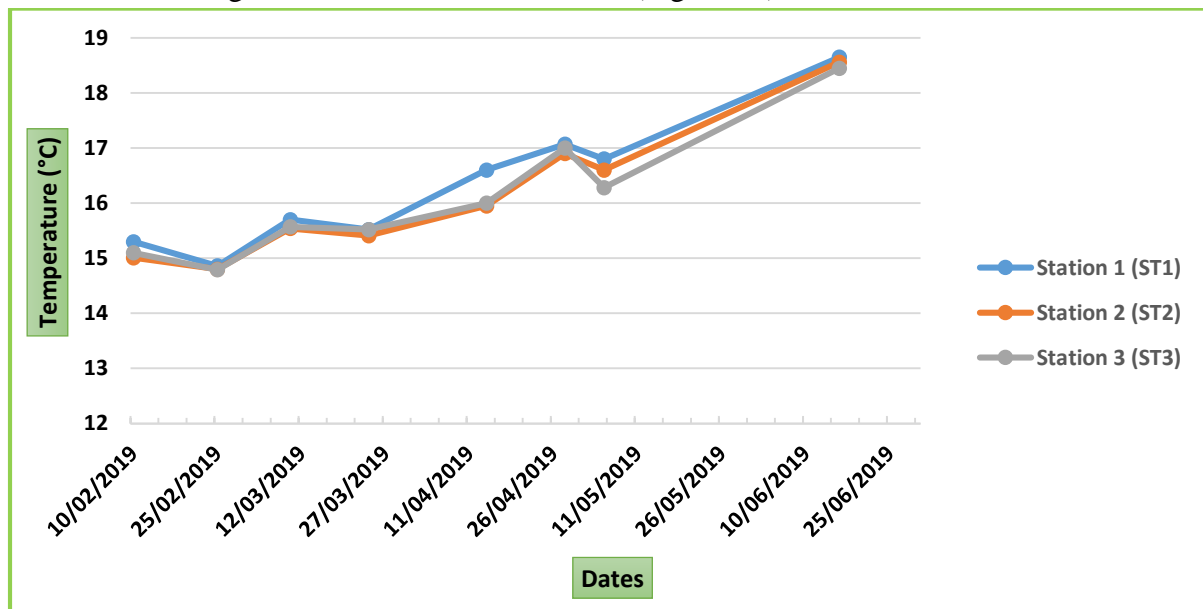


Figure 21 : Evolution temporelle de la température des eaux des stations échantillonnées.

La figure 21, qui représentent les variations bimensuelles des températures, montre que la température des eaux fluctue d'une manière très homogène dans l'ensemble des trois stations échantillonnées, et ce tout le long de la période d'étude. Les petites différences

observées entre les différentes stations, sont probablement dues à un brassage continu des masses d'eaux. D'une manière générale, ce schéma d'évolution thermique obtenu est comparable à ce qui a été décrit par **Barnabè (1997)** pour la Méditerranée à différentes périodes de l'année.

Ces résultats concordent avec ceux observés au niveau de la même zone d'étude par **Illoul (2012)**, où les températures sont comprises entre 14,90°C et 20,48°C, comme on peut les comparer avec ceux enregistrés par **Frehi (1995)**, où la température varie entre 15° C en Février et 25,8° C en juillet.

Ces résultats sont également proches de ceux observés en Méditerranée par **Sevim (2001)** dans la Baie d'Iskenderun (Turquie) où la température varie entre 15,9° C en janvier et 29° C en août ; **Benzohra (1993)** observe dans le bassin algérien une température de surface variant entre 15 et 23° C. **Chouikhi et al., (1993)** indiquent que la température des eaux marines littorales du nord du Maroc varie entre 14° C au mois de février et 23° C en juillet. Pour **Conan (1998)** dans le Golfe du Lion (France), les températures de surface ne dépassent pas 13,5° C en janvier- février, occasionnellement en Août, elle se traduit par un maximum de 19° C.

III.1.2. La salinité

La salinité un autre paramètre physique de l'eau de mer, d'intérêt écologique aussi primordiale que la température. Elle agit directement sur les organismes marins par la régulation de la pression osmotique qu'elle exerce au niveau cellulaire, conditionnant ainsi leur répartition. Elle dépend de l'évaporation et des principales arrivées d'eau douce (**Robert, 2005**). La salinité influence la croissance et la production des toxines chez certaines microalgues (**Smayda, 2001 in Frehi, 2007**).

Durant toute la période d'étude, les valeurs de salinité enregistrées au niveau des trois stations échantillonnées, varient dans une étroite gamme entre 34.41 PSU et 36.49 PSU avec une moyenne de 35,45 PSU.

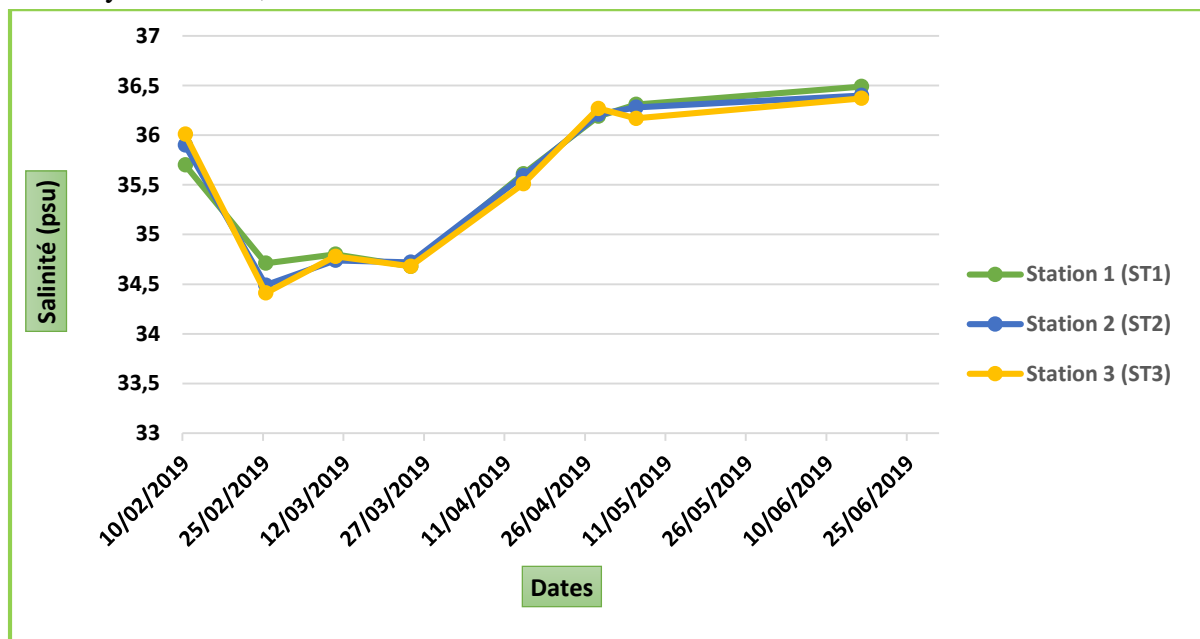


Figure 22 : Evolution temporelle de la salinité des eaux des stations échantillonnées.

D'après la figure 22, qui représentent les variations bimensuelles des salinités, on constate pour les trois stations échantillonnées une augmentation régulière des salinités ; les plus basses valeurs sont enregistrées durant le mois de Mars, ce qui peut être expliqué par les précipitations signalées durant ce mois ; tandis que les plus hautes sont enregistrées au mois de Juin.

La salinité de l'eau d'origine atlantique mélangée avec l'eau méditerranéenne qui circule le long de la côte algérienne n'est, en principe jamais inférieure à une valeur de 36,15 PSU, et même selon CNEEXO « manuel des analyses chimiques en milieu marin » elle est de l'ordre de 38 PSU à 39 PSU en eau méditerranée. On remarque alors que plusieurs valeurs de salinité mesurées sont relativement basses, cela témoigne d'importantes dilutions des eaux côtières par l'apport continental des oueds dans ce périmètre à l'instar de l'oued El-Hamiz et dulac Reghaia. (Boulahdid et al., 2003). Ces faibles valeurs peuvent également être dues aux erreurs de manipulation de l'appareil utilisé.

Les résultats obtenus au niveau des stations échantillonnées se rapprochent de ceux trouvés par Illoul (2012) avec des valeurs incluses dans l'intervalle [35,69-36,86]. Dans le même contexte, Benzohra (1993) a obtenu dans le bassin algérien une salinité qui varie dans une fourchette de 36,5 à 38 PSU. Friligos (1985), ont démontré que les eaux côtières du Golfe de Thessaloniki (Grèce) sont moins salées en mai (31,6 PSU) qu'en septembre (38,8 PSU) alors que celles du large ont une salinité qui varie entre 37,1 et 37,9 PSU.

III.1.3. Oxygène dissous

L'oxygène dissous est indispensable à la vie aquatique, sa concentration est en fonction décroissante de la température, de la salinité, elle est proportionnelle à la pression atmosphérique et elle augmente avec l'activité photosynthétique (Ferra, 2008).

Les teneurs en oxygène dissous enregistrées, au niveau des stations échantillonnées oscillent entre un 5,03 Mg/l au mois de Juin et 10,45 Mg/l au mois d'avril, avec une moyenne de 8,20 Mg/l.

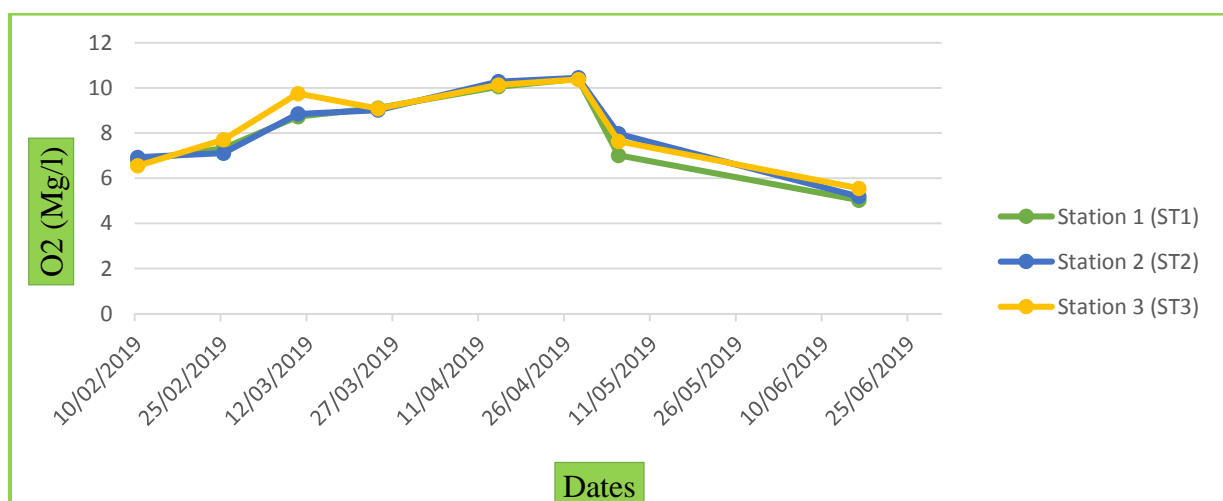


Figure 23 : Evolution temporelle des teneurs en oxygène dissous des eaux des stations échantillonnées.

La figure 23, qui représente les variations bimensuelles des teneurs en oxygène dissous, au niveau des stations échantillonnées, et durant la période d'étude, montre une augmentation de la teneur en oxygène dissous entre Mars et Avril, suivi d'une diminution entre Avril et Juin. Les faibles teneurs sont peut-être dues à la diminution de la solubilité de l'oxygène avec l'augmentation de la température, à la consommation d'oxygène par les microorganismes durant la période de floraison printanière, ainsi qu'à la respiration des organismes marins. Une augmentation des taux de matière organique et de turbidité notamment par les rejets domestiques, pourraient également être à l'origine de ces faibles teneurs en oxygène.

En revanche, les fortes teneurs peuvent être expliquées par l'importance de seuil de l'activité photosynthétique du phytoplancton qui est à son maximum du développement, et des plantes aquatiques. Cette activité photosynthétique qui en résulte explique le rejet important de l'oxygène qui l'emporte sur la respiration consommatrice de cet élément. Comme elles peuvent être liées aux échanges air-mer. Les résultats obtenus sont comparables à ceux signalés par **Hamiche et Tounisi (2009)**, avec une moyenne de 8,56 Mg/l et à ceux obtenus par **Bensam et Behloul (2008)** avec une moyenne de 9,06 Mg/l, au niveau de la même zone d'étude.

D'une manière générale, le suivi des valeurs d'oxygène dissous ne révèle aucune anoxie, ou diminution importante des valeurs de l'oxygène, durant toute la période d'étude au niveau des stations échantillonnées.

III.2. Sels minéraux dissous

Les nutriments essentiels dits « majeurs » : nitrites (NO_2^-), nitrates (NO_3^-), phosphore (PO_4^{3-}) et silicium (SiO_2), sont considérés comme des éléments chimiques pouvant être décelés dans l'eau de mer, mais évidemment, à des concentrations très différentes (**Kornprobst, 2005**). Ces éléments sont nécessaires pour le développement des communautés phytoplanctoniques qui sont directement influencées par la quantité de ces nutriments disponibles dans le milieu (**Thingstad et al., 1998**). Les événements climatiques et la courantologie interviennent dans l'apport et la distribution des nutriments dans le milieu. Parmi les facteurs environnementaux contrôlant le développement du phytoplancton marin, les nutriments azotés, se sont révélés être cruciaux pour l'établissement des blooms toxiques dans les eaux côtières (**Anderson et Rengefors, 2006**).

Un enrichissement modéré en nutriments favorise la production biologique en eaux côtières. En revanche, lorsqu'il devient trop important, il peut entraîner une eutrophisation du milieu.

III.2.1. Azote nitreux (NO_2^-)

Les relevés bimensuels des concentrations en nitrites illustrés dans la **figure 24**, montrent une certaine similarité entre les 3 stations échantillonnées. Les valeurs sont globalement très basses, elles varient entre 0,0047 $\mu\text{mol/l}$ et 0,059 $\mu\text{mol/l}$, avec une moyenne de 0,041 $\mu\text{mol/l}$, et ce tout au long de la période d'échantillonnage.

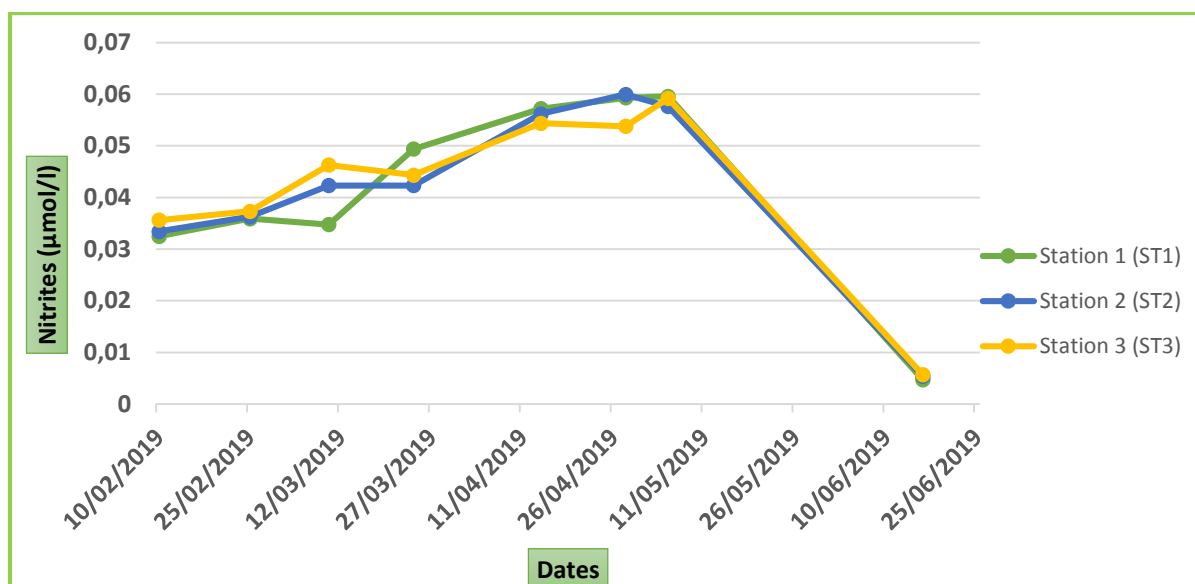


Figure 24 : Evolution temporelle des teneurs en nitrites au niveau des stations échantillonnées.

L'analyse de la figure 24, montre que les teneurs maximales sont enregistrées en périodes printanière (un maxima en mars 0,05996 µmol/l), à l'exceptions des concentrations mesurées durant le mois de Juin, où on a marqué les teneurs les plus faibles au niveau des trois stations étudiées. Les fortes teneurs sont alors les conséquences de l'oxydation de la matière organique au sein de l'écosystème pendant les périodes de poussées phytoplanctoniques. Il est important de remarquer que les faibles teneurs ou l'absence totale de ces ions, marquent le passage de cet élément en faveur soit des ions nitrates, en raison du caractère oxydant du milieu pendant les périodes froides de l'année d'une part ; soit des ions ammoniums, du fait que le milieu devient réducteur en périodes chaudes. Ces valeurs restent extrêmement faibles, et coïncident avec le minimum d'oxygène, elles sont comparables à celles enregistrées par : **Hamiche et Tounsi (2009)**, et à celles signalées par **Bensam et Behloul (2008)**. Comme elles concordent avec celles trouvées par **Illoul (2012)**, et celles obtenues par **Attouche (2007)**, et ce au niveau de la même zone d'échantillonnage.

Ces résultat sont normaux, car en effet, les nitrites ne se maintiennent à de fortes concentrations que lorsque le milieu n'est pas suffisamment oxydant et leur présence indique un état critique de pollution organique. Ils sont toxiques pour les poissons au-dessus d'une valeur de 0,20 mg/l. Dès lors, dans les eaux exemptes de pollution, il n'y a pas (ou très peu) de nitrites, alors que dans les zones où l'autoépuration est activée, cette teneur se maintient en dessous de 0,01 mg/l (**Joanny et al., 1993 in Boudjnah 2012**).

III.2. 2. Azote nitrique (NO₃⁻)

Les nitrates favorisent la croissance de la flore aquatique microscopique et macroscopique, en particuliers des diatomées (**Malone 1982 ; Boynton et al., 1983**). Cependant cette croissance du phytoplancton est parfois exagérée, ce qui peut ensuite entraîner une baisse de la teneur en oxygène dissous (**Beaudry et Henry, 1992**).

Les valeurs des nitrates mesurées durant notre étude, dans les trois stations échantillonnées sont en générale assez faibles, et très proches. Elles sont comprises entre 0,013 et 0,429 $\mu\text{mol/l}$, avec une moyenne de 0,338 $\mu\text{mol/l}$.

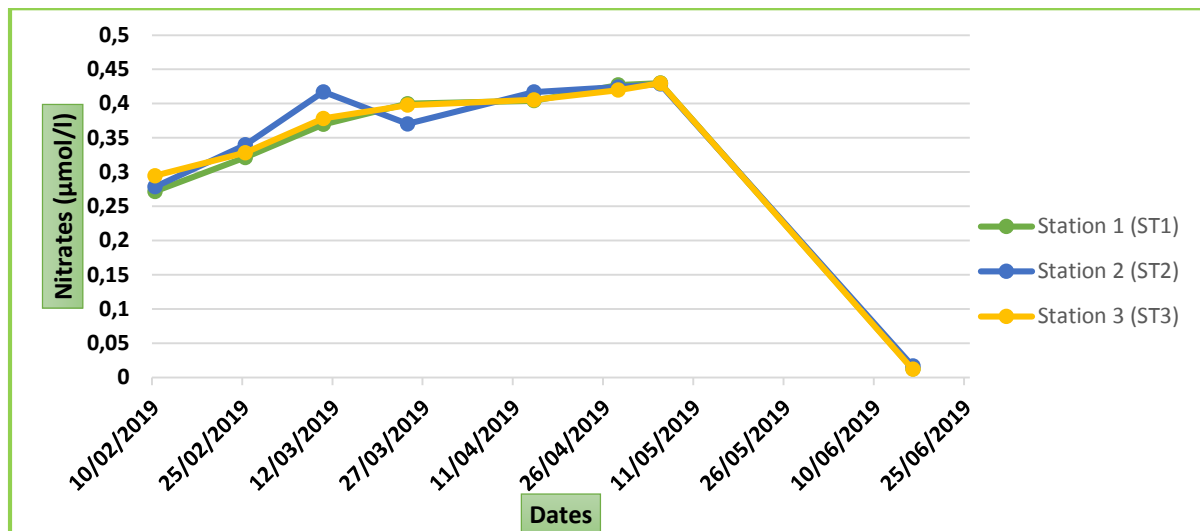


Figure 25 : Evolution temporelle des teneurs en nitrates au niveau des stations échantillonnées.

D'après la figure 25, qui représente les variations bimensuelles des teneurs en nitrates des trois stations échantillonnées, on constate que l'évolution des teneurs en nitrate présente une augmentation en période printanière. Les teneurs de nitrate mesurées au mois de Juin sont presque nulles (0,013 $\mu\text{mol/l}$). Les nitrates étant consommés par le phytoplancton pour la production de matière organique via le processus de photosynthèse. Les concentrations de la chlorophylle *a* étant importantes durant ce mois. Cette chute de la concentration serait due à une assimilation des nitrates dans la colonne d'eau, et montre une forte activité biologique de cet élément durant l'été.

Les valeurs des nitrates obtenues concordent parfaitement avec celles observées par **Illoul** en 2012, (0,25 et 0,56 $\mu\text{mol/l}$), dans la même zone d'étude. Ces valeurs sont comparables à celles relevées dans la baie d'Alger, par **Samson-Kechacha (1981)** et **Gaumer (1981)** qui ont noté une fourchette de 0 à 3,2 $\mu\text{mol/l}$. Comme elles sont proches de celles enregistrées par **Hadjadji** entre 2010 et 2011 (0 $\mu\text{mol/l}$ et 5,86 $\mu\text{mol/l}$) dans la baie d'Annaba. Les côtes algériennes recèlent des teneurs remarquablement faibles de l'ordre de 0,24 à 1,61 $\mu\text{mol/l}$ en surface et 0,32 à 3,22 $\mu\text{mol/l}$ en profondeur (**Bernard, 1950**). De même **Raimbault (1990)** a mentionné dans le bassin algérien une variation plus importante de l'ordre de 0 à 9,02 $\mu\text{mol/l}$ due à l'accentuation des activités anthropiques. Dans la partie nord occidentale de la Méditerranée, **Karydis et Kitsiou (2012)** ont trouvé des concentrations qui oscillent entre 1 et 4 $\mu\text{mol/l}$.

III.2.3. Les Phosphates (PO_4^{3-})

D'après **Dussart (1966)**, le phosphore est le métalloïde le plus nécessaire à la vie aquatique, le moins abondant en général et celui qui se présente sous la forme la plus simple, celle d'orthophosphate. Le phosphore est essentiel pour la croissance cellulaire, en intervenant

dans de nombreuses réactions cellulaires, tels que : le transfert d'énergie, la biosynthèse des acides nucléiques, etc... La forme préférée pour les microalgues, c'est l'ortho-phosphates (PO_4^{2-}). Bien que la biomasse algale contienne moins de 1% de phosphore, c'est souvent l'élément le plus limitant pour la production primaire. Ceci s'explique par son association facile à d'autres ions (Fe , CO_3^{2-} par exemple) et se traduit par sa précipitation, qui le rend inutilisable par les algues. En Méditerranée, le phosphore est l'élément le plus souvent limitant (**Krom et al., 1991 ; Rossi, 2008**).

Durant la période de notre étude, les concentrations des phosphates obtenues au niveau des stations échantillonnées varient entre un minimum de $0,26 \mu\text{mol/l}$ et maximum de $1,01 \mu\text{mol/l}$, avec une moyenne de $0,80 \mu\text{mol/l}$ (**Figure 26**).

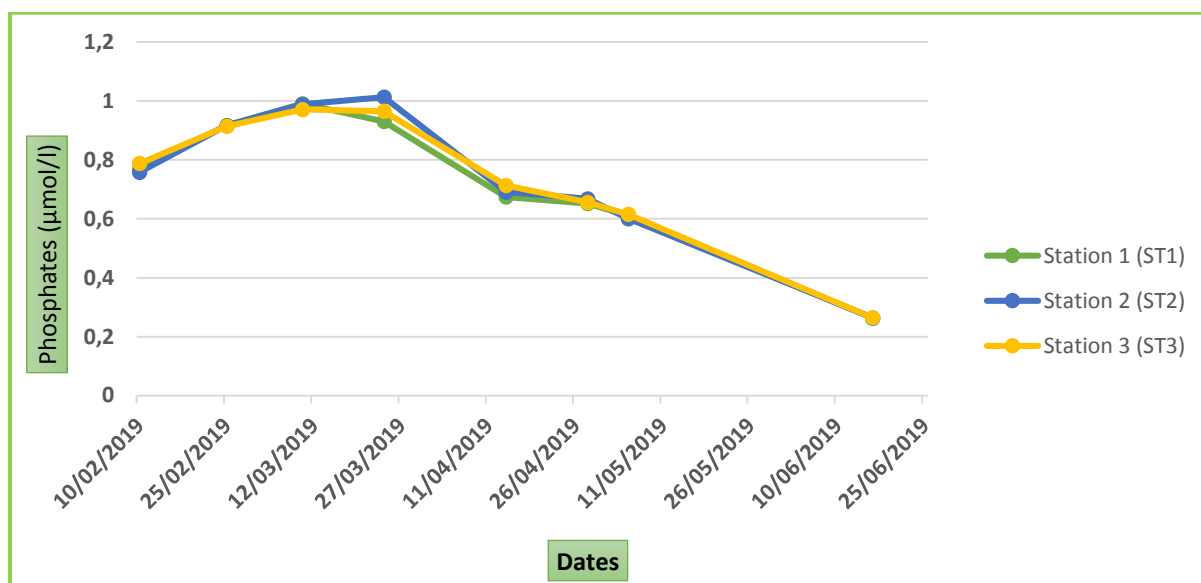


Figure 26 : Evolution temporelle des teneurs en phosphates au niveau des stations échantillonnées.

D'après la figure 26, qui représente les variations bimensuelles des teneurs en phosphates au niveau du site échantillonné, on constate que les valeurs les plus fortes sont enregistrées au mois de mars, tandis que les plus basses sont observées au mois de Juin, ainsi qu'une diminution progressive de la concentration des phosphates entre ces deux mois, est observée et pourrait être due à leur consommation par les organismes autotrophes durant l'activité photosynthétique (**Bouchena et Kaidi, 2006**).

D'une manière générale, les concentrations en phosphates mesurées dans nos stations d'étude, sont très au-dessus des valeurs mesurées en méditerranée occidentale qui varient entre $0,05$ et $0,20$ (**Karydis et al., 2012**). Les eaux algéroises reçoivent des apports côtiers riches en matière organique et en sels nutritifs. La côte algéroise est très urbanisée, et les rares stations d'épuration ne sont pas en mesure de prendre en charge les eaux usées de toute la région (**Illoul, 2012**).

Les teneurs moyennes en phosphore proposées par l'**OCDE 1996** pour les 5 catégories de statut trophique (ultra-oligotrophie, oligotrophie, mesotrophie, eutrophie, hyper-eutrophie), sont respectivement : $0-4$, $4-10$, $10-35$, $35-100$, plus de 100 Mm . Selon ce classement les eaux de site étudié pourraient être définies comme des eaux ultraoligotrophes.

III.2.4. Les silicates (SiO_2)

Le silicium est un élément nutritif indispensable à la formation des squelettes des espèces phytoplanctoniques telles que les diatomées (**Sournia, 1978**). Au moment de développement phytoplanctonique du printemps, les teneurs en silicium dans la zone euphotique peuvent diminuer (**Aminot 1993, in Ehrhardt et Seguin, 2007**).

Dans le site échantillonné, les teneurs en silicates enregistrées, varient entre un minimum de l'ordre de $0,03 \mu\text{mol/l}$ enregistré le 16 juin 2019, et un maximum de l'ordre de $1,44 \mu\text{mol/l}$ enregistré le 10 Février 2019. Avec une moyenne de l'ordre de $0,56 \mu\text{mol/l}$ (**Figure 27**).

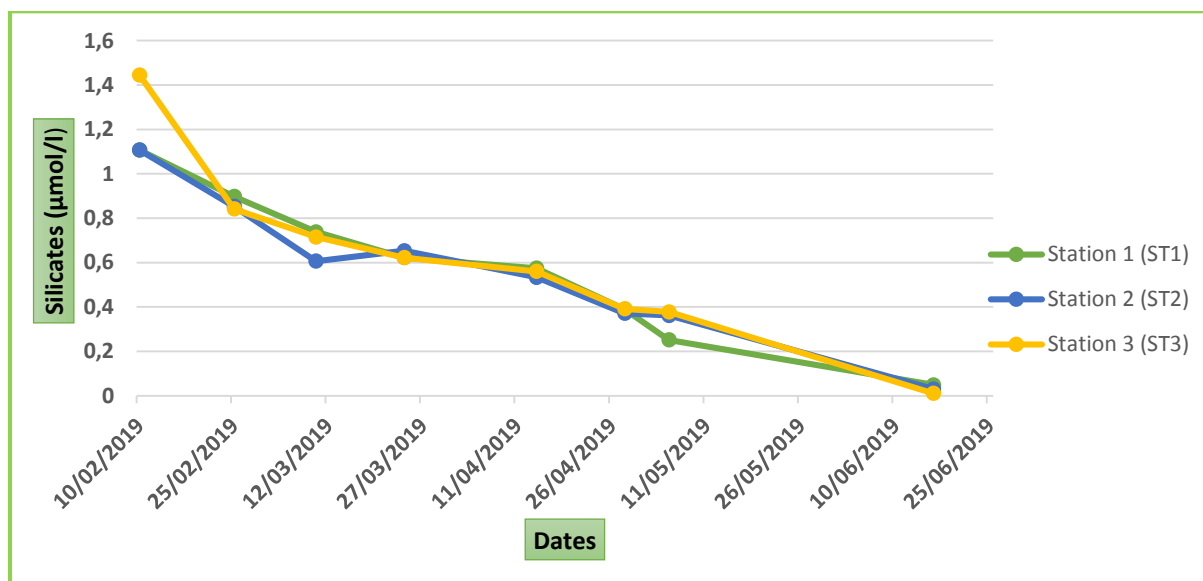


Figure 27 : Evolution temporelle des teneurs en silicates au niveau des stations échantillonnées.

D'après la **figure 27**, on constate que les concentrations les plus importantes sont observées durant le mois de Février, ce qui démontre que la production primaire durant cette période se fait principalement par des espèces phytoplanctoniques non fabricatrice de coquille siliceuse. En outre, les faibles concentrations enregistrées durant le mois de Juin indiqueraient plutôt une assimilation de ces derniers pour la fabrication des coques siliceuses, c'est notamment le cas des silicofalegellés (algue unicellulaire), des radiolaires, et des diatomées ; la silice étant importante et nécessaire à ce groupe majeur d'algues qui ont des frustules siliceux (**Lacaze, in Salhi Ben Said, 2018**). Globalement, les concentrations des silicates enregistrées au cours de la période d'étude, manifestent une évolution homogène dans l'ensemble des stations échantillonnées, et présentent des valeurs relativement basses, qui ont suggéré une limitation au cours de la saison printanière. Cela indique que la silice était un élément principal de la limitation de la croissance phytoplanctonique.

Les teneurs mesurées sont faibles comparées à celles rapportées par **Bensam et Behloul (2008)** dans la même zone d'étude, avec une moyenne de $4,24 \mu\text{mol/l}$. Elles s'avèrent encore faibles comparées à celles rapportées dans la baie de Tunis (Méditerranée) par **Daly-Yahia Kéfi et al. (2005)** (valeur maximale de l'ordre de $7,56 \mu\text{mol.L}^{-1}$). Néanmoins, les valeurs des silicates que nous avons enregistrés, se rapprochent de celles observées dans la

même zone échantillonnée par **Illoul (2012)**, avec une moyenne de $0,83 \mu\text{mol/l}$, et de celles signalées par **Hamiche et Tounsi (2009)**, avec une moyenne de $0,97 \mu\text{mol/l}$.

III.3. Analyse des paramètres biologiques

III.3.1. Chlorophylle *a*

Pour estimer l'activité potentielle des microalgues, **Margalef (1987)** préconise la détermination de la quantité de chlorophylle qui est un bon indicateur de la répartition de la biomasse. L'abondance de la Chlorophylle *a* règle l'intensité de la production primaire (**Barnabé, 1991**). La répartition temporelle de la biomasse chlorophyllienne se caractérise par une variation d'abondance en fonction des conditions physico-chimiques du milieu (**Chaibi, 2004**).

Durant la période de la présente étude, les teneurs en Chlorophylle *a* dosées au niveau des stations échantillonnées fluctuent entre une valeur minimale de $0,55 \mu\text{g/l}$, et une valeur maximale de $3,04 \mu\text{g/l}$, avec une moyenne de $1,4 \mu\text{g/l}$ (**Figure 28**).

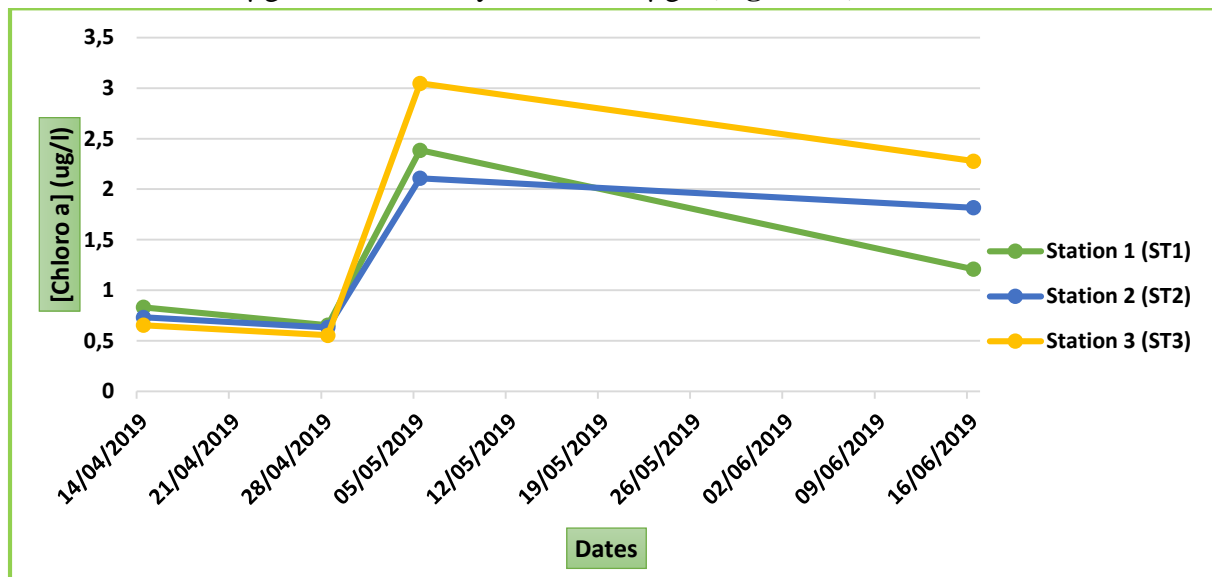


Figure 28 : Evolution temporelle des teneurs en Chlorophylle *a* au niveau des stations échantillonnées.

L'analyse de la figure **28**, qui met en évidence les concentrations de la chlorophylle *a*, mesurées au cours de la période d'étude sur les 3 stations échantillonnées, montre que les variations temporelles de la chlorophylle *a* sont assez remarquables. Les concentrations maximales sont enregistrées durant le de moi Mai. En revanche, on a noté une diminution des teneurs en Chlorophylle *a* durant le mois d'Avril, ou on a observé la teneur la plus faible, suivie d'une augmentation durant le mois de Mai. Ces variations pourraient être dues dans un premier temps à une petite poussée phytoplanctonique en Mars, suivie par le broutage par le zooplancton ou par une dégradation de la chlorophylle-*a* en phéopigments-*a* avec le processus de dégradation de la matière organique phytoplanctonique, ou bien, par l'existence d'un stress subi par les cellules phytoplanctoniques, qui se matérialise en Avril par une diminution des valeurs de chlorophylle *a*. Ensuite, durant le début de la saison printanière nous assistons à des teneurs plus au moins élevées qui témoignent d'une forte activité photosynthétique qui

accompagnerait un éventuel apport en sels nutritifs d'origine anthropique ou autochtone par remobilisation de sels nutritifs par des courants de fond, et des efflorescences phytoplanctoniques généralement signalées à cette période de l'année (**Frehi, 1995**).

Par ailleurs, les valeurs minimales en chlorophylle *a* présentent dans la plus part des cas un pourcentage en chlorophylle *a* actif faible, ceci est probablement dû à la mortalité des espèces marines accessoires (**Retima, 1999**).

D'après la classification des niveaux trophiques des milieux aquatiques proposée par **Bricker et al., (1999)**, le site étudié peut être considéré d'une faible eutrophisation ; Des concentrations maximales en chlorophylle *a* inférieures à 5 mg/m³ sont le signe d'une eutrophisation faible.

Nos résultats confirment ceux signalés par **Hamiche et Tounsi (2009)**, et ceux obtenus par **Bensam et Behloul (2008)**, au niveau de la même zone d'étude. Comme ils conviennent à ceux observés au niveau de la Baie d'Alger, où **Gaumer (1981)** et **Samson-Kechacha (1981)** enregistrent des teneurs qui fluctuent entre 0,1-12 µg l⁻¹. Par ailleurs, dans les eaux de surface de la Méditerranée **Groga (2012)** estiment les concentrations en chlorophylle *a* dans la Méditerranée occidentale entre (0,4 et 1 µg l⁻¹) et dans la Méditerranée du nord, entre (0,7 et 10µg l⁻¹).

III.3.2 Analyse qualitative et quantitative du phytoplancton

III.3.2.1. Composition taxonomique du phytoplancton

L'organisation des peuplements phytoplanctonique et la connaissance de leur composition taxonomique est une information très importante pour la compréhension du fonctionnement d'un écosystème et c'est un véritable outil de diagnose.

Les conditions environnementales, liées aux facteurs physiques, sont très favorables à la croissance de phytoplancton comme l'ont montré différents travaux. Selon **Lalami-Taleb (1971)**, les dinoflagellés tolèrent des températures biens spécifiques, supérieures à 16-17°C, alors que les diatomées sont favorisées par des températures entre 15 et 22°C (**Collignon, 1991**).

Durant la présente étude, l'estimation quantitative et qualitative du phytoplancton réalisée au niveau la ferme conchylicole a été pratiquée sur 24 échantillons ; à raison de 3 échantillons par prélèvement, effectués au niveau des stations échantillonnées.

Les taxa identifiés sont répertoriés dans le Tableau en **Annexes n° 5** sans prétendre à l'exhaustivité absolue, ni à l'exactitude parfaite des déterminations, compte tenu de la marge d'incertitude qu'implique, l'observation au microscope optique inversé. L'observation des caractères morfo anatomiques du phytoplancton récolté dans les stations échantillonnées, nous a permis de recenser **78 genres** regroupant plusieurs espèces, répartis en deux principales classes taxinomiques : (Bacillariophyceae, Dinophyceae.). Comme on a rencontrés d'autres espèces appartenant aux genres des Silicofalegellés, Cryptophycées, Chlorophycées, et des Euglénophycées. Des photographies illustrant les taxons recensés sont représentés en **annexe n°7**

La présente étude, a permis aussi de récolter des espèces habituellement peu abondantes et de petite taille qui passent alors inaperçues dans les échantillons. Nous n'avons

pas rencontré des cyanobactéries, et ce pendant toute la période d'étude et dans toutes les stations prospectées.

Globalement, cette richesse taxinomique, concorde avec celle signalée par **Hadjadji (2010)**, qui a recensé 77 taxa au niveau de la baie de Annaba, mais reste faible par rapport aux travaux de **Frehi** qui a pu recenser 134 espèces en 1995, et 154 espèces en 2007. Comparativement, **Marion et al., (1985)**, dans la baie de Bourgneuf, n'ont pu recenser que 47 espèces de diatomées, tandis que **Kim et Travers (1985)** dans le golfe de Fos ont déterminé 125 taxons, dont 85 diatomées, 9 dinoflagellés et 18 Chlorophycées. **Blanc et Leveau (1970)** dans un milieu eutrophe n'ont trouvé que 12 genres représentés par 20 espèces dont 19 diatomées et 1 dinoflagellé. Enfin, **Neveux et al. (1975)** n'ont pu recenser que 22 espèces de Diatomées.

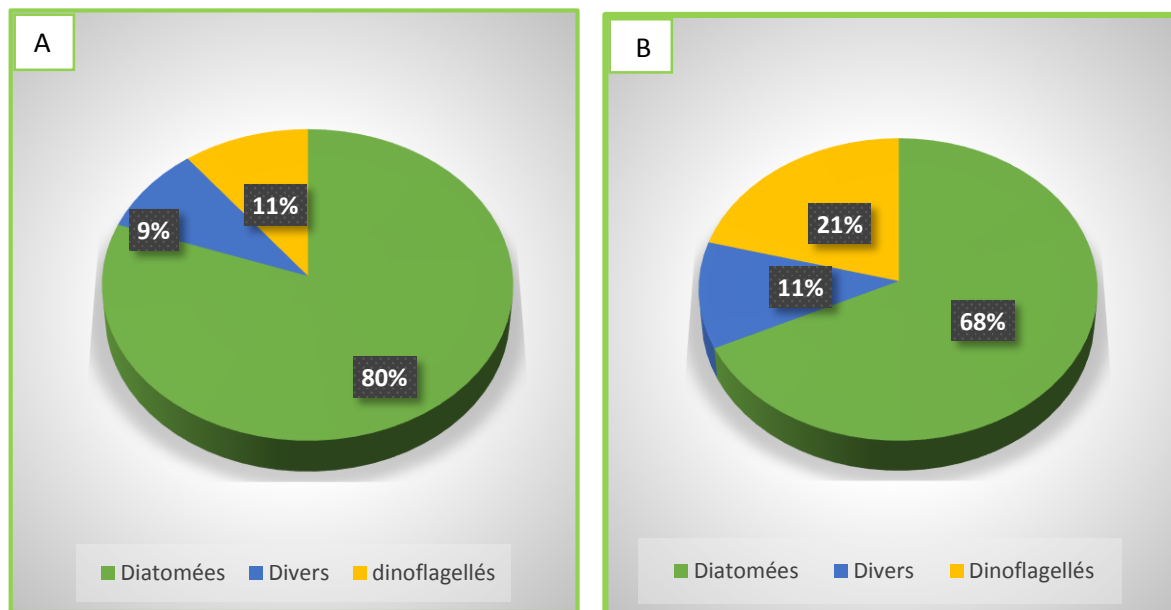


Figure 29 : Proportion des classes phytoplanctoniques observées durant toute la période d'étude, au niveau de : A : Station 1 (ST1). B : Stations 2 (ST2,)

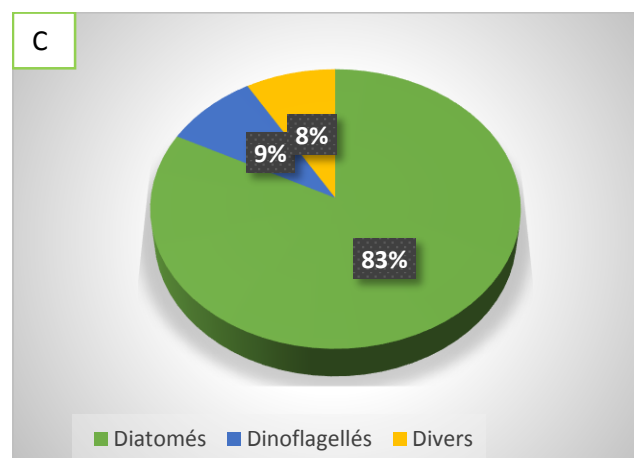


Figure 30 : C : Proportion des classes phytoplanctoniques observées durant toute la période d'étude, au niveau la station 3 (ST3).

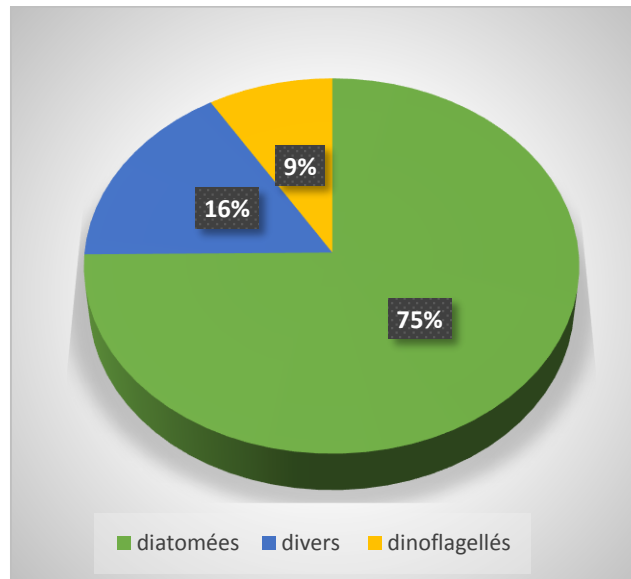


Figure 31 : Abondance moyenne des groupes phytoplanctoniques observés durant toute la période d'étude, au niveau des stations échantillonnées.

Les figures précédentes (29,30,31) qui illustrent la répartition des différents groupes phytoplanctoniques inventoriés au niveau des trois (3) stations échantillonnées, et l'analyse quantitative et qualitative de la liste d'inventaire du phytoplancton total répertorié, font ressortir une concordance entre les trois stations échantillonnées, où on a marqué l'importance des diatomées et des dinoflagellés, mais avec des proportions différentes. ; C'est une règle quasi générale en Méditerranée occidentale, sauf en été où ces dernières supplantent parfois les Diatomées. Selon **Ehrhardt et Seguin 1978**, ce sont les deux groupes les plus abondants parmi le phytoplancton marin. Cette abondance peut être expliquée par le maintien du phytoplancton en surface pour profiter de la lumière en quantité suffisante.

III.3.2.2. Densité totale Dt

Le comptage des individus observés dans chaque échantillon prélevé dans les trois (03) stations étudiées pendant les Cinq mois d'étude, a permis de décrire la variété de classes du phytoplancton dans les trois (03) stations étudiées, avec des densités différentes. La densité la plus élevée est de l'Ordre de **155.58*10³** cellule/l, enregistrée au niveau de la station 3, durant le mois de juin, tandis que les plus faibles densités sont observées durant le mois de Février au niveau de la station 1, avec une densité moyenne proche de **7960 cellules /l** (**Figure 32**).

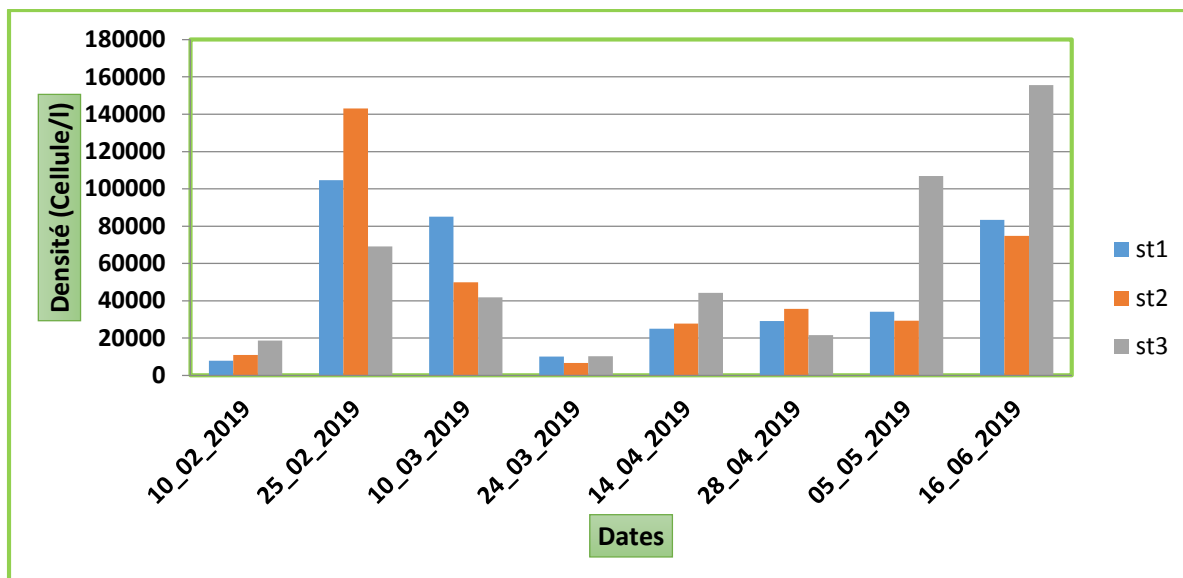


Figure 32 : Distributions spatio-temporelles des densités phytoplanctoniques.

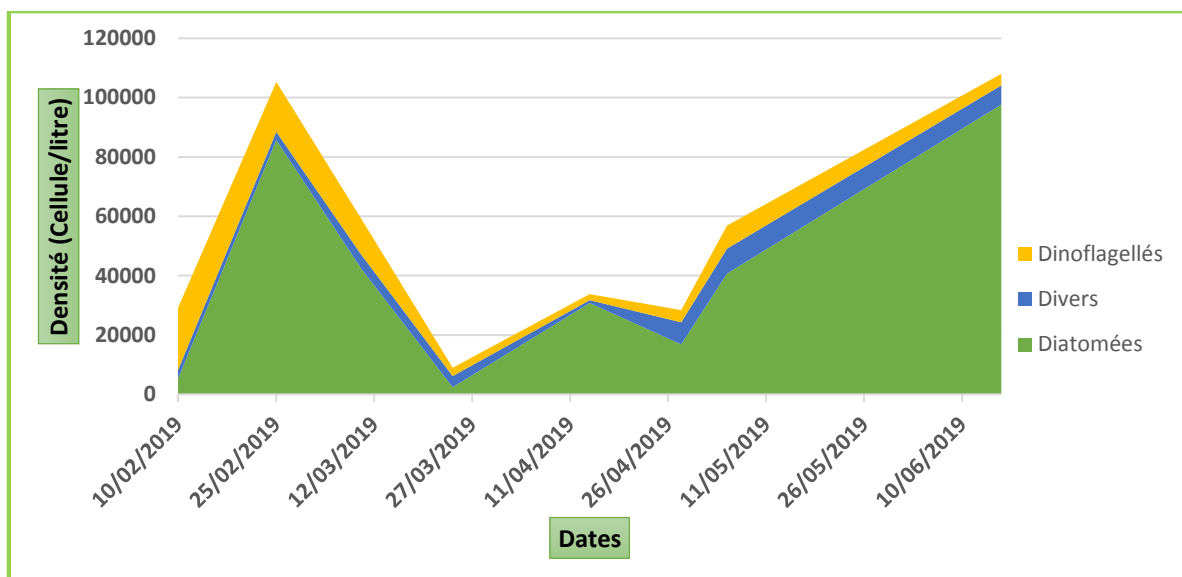


Figure 33 : Distribution des densités moyennes cellulaires (Cellules /l) des populations phytoplanctoniques au niveau des stations échantillonnées.

L'analyse comparative des figures précédentes (31,32, 33) démontre l'importance de la prédominance très nette, voir exclusive des Diatomées en nombre d'espèces et d'individus, avec un pourcentage de 75%, et qui comptabilisent une densité moyenne proche de 40200 individus/l pour chaque échantillon ; ces derniers sont suivis par les dinoflagellés qui représentent moins de 17%, avec une densité de 9200 individus/l. Selon **Chrétiennot-Dinet (1998)**, la présence de diatomées est un indice d'une communauté phytoplanctonique en bon état alors que les dinoflagellés se développent préférentiellement dans les milieux eutrophisés.

Dans l'ensemble, durant toute la période d'étude, une bonne production phytoplanctonique a été observée avec des pics marqués durant la saison printanière, sauf

pour les dernières semaines de mois de Mars, et de mois d'Avril ; où on a constaté une diminution de la densité moyenne des espèces phytoplanctoniques.

L'augmentation des effectifs des diatomées, qui ont atteint une densité maximale de $155.58 \cdot 10^3$ cellules/l durant la période printanière, peut être expliquée par l'élévation de la température, ainsi que par l'intensité lumineuse suffisante pour le développement des populations phytoplanctoniques appartenant à cette classe durant cette saison. Selon **Daly Yahia-Kéfi (1998)**, **Montagnes et Fanklin (2001)**, la croissance des Diatomées est corrélée positivement avec la température et l'intensité d'éclairement. D'après **Loyer (2001)** en fin d'hiver et au printemps, le déclenchement de la floraison phytoplanctonique est lié à la mise en place de la stratification haline puis thermique et à l'augmentation du rayonnement solaire. En général ce bloom est dominé par les diatomées qui sont les espèces les plus opportunistes dans les milieux eutrophies. (*Chaetoceros* pour la présente étude).

La classe des Dinoflagellés typiquement marine (**Tolomio et al., 1999**), est moins abondante. Cependant durant le mois de Février et le mois de Juin, de légères augmentations sont enregistrées dans les trois stations échantillonnées, une densité maximale de 16893 cellules/l est enregistrée. Ceci reflète des conditions défavorables, notamment des concentrations plus au moins élevées en ortho-phosphates, ainsi qu'un pH légèrement alcalin. D'après **Cossa et Lassus (1989)**, du fait de leur possibilité de déplacement, les dinoflagellés peuvent utiliser les sels nutritifs dans la colonne d'eau même lorsque les concentrations sont faibles, cependant, en dépit de leur phototactisme positif, les péridiniens sont gênés par l'instabilité et le brassage.

Il est à noter que de nombreuses espèces de Diatomées présentent un cycle de développement saisonnier, qui peut coïncider avec les périodes hivernale et printanière durant lesquelles les eaux sont généralement plus riches en nutriments (**Vila et Maso, 2005**). A l'inverse, la majorité des Dinoflagellés préfèrent des eaux plus pauvres en nutriments et se développent principalement en été.

D'une manière générale, les résultats d'identification et de dénombrement des espèces phytoplanctoniques recensées durant toute la période des prélèvements réalisés au niveau des trois stations échantillonnées, sont caractéristiques du bassin Méditerranéen, ils peuvent être comparables avec ceux signalés par **Daly Yahia-Kéfi (1998)**, au niveau des côtes Tunisiennes, et ceux notés par **Benlahcen (2012)** au niveau des côtes marocaines. Comme ils présentent une similitude avec ceux observés par **Illoul (2012)**, au niveau de la Baie d'Alger, et à avec ceux de **Frehi et al. (1995)**, au niveau de la Baie de Annaba, mais avec des proportions différentes ; cette différence quantitative peut être expliquée par le nombre d'échantillons réalisés dans chaque étude, et probablement, par les conditions météorologiques du milieu, comme elle peut être due à la différence des méthodes d'échantillonnage et de dénombrement.

Les travaux réalisés dans la baie d'Alger par différents auteurs tels que : [(**Kruger, 1950 ; 1954 ; Tellaï, 1964 ; Pincemin, 1966 et Lalami-Taleb, 1971**) in **Illoul (1991)**] ont montré que malgré l'importante disponibilité des réserves nutritives, les eaux méditerranéennes en général et algériennes en particulier, demeurent des eaux relativement pauvres en phytoplancton.

III.3.2.3. Richesse spécifique

Une relation étroite existe entre la diversité spécifique et la diversité fonctionnelle au sein du phytoplancton. Ainsi, selon **Lawton *et al.* (1998)** et **Tilman (1999)** la diversité spécifique est souvent utilisée comme une variable explicative du fonctionnement de l'écosystème et est supposée être un bon indicateur de la diversité fonctionnelle.

Au cours de notre étude, on a noté une richesse moyenne de l'ordre de 25 taxa par prélèvement ; elle varie entre 15 à 35 taxa.

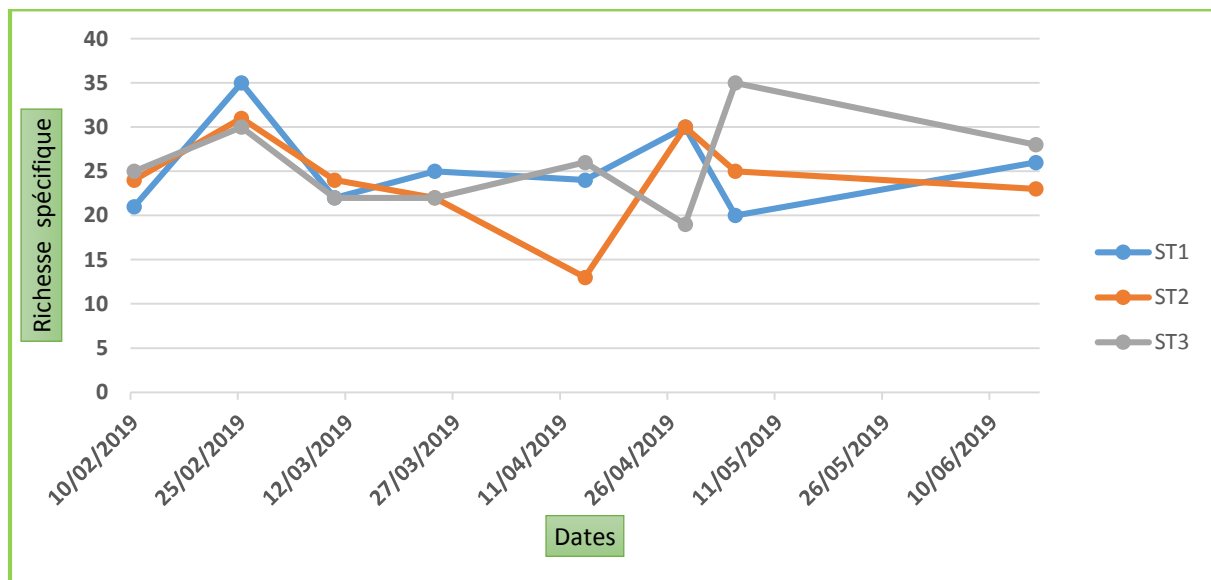


Figure 34 : Evolution de la richesse spécifique au niveau des stations échantillonnées.

L'analyse de la figure **34**, illustre une grande richesse marquée durant la période printanière, comme elle révèle une dominance générale des diatomées, cette richesse présente des fluctuations ; en moyenne 25 espèces différentes ont été recensées chaque prélèvement, avec une richesse maximale de 35 espèces pour l'échantillon du mois de Mai et une richesse minimale de 13 espèces pour l'échantillon du mois d'avril.

L'analyse de la variation temporelle de la richesse spécifique est réalisée sur la fenêtre temporelle de Cinq mois. Sur les 78 genres identifiés durant toute la période d'étude, une relative stabilité du nombre d'espèce par station et par prélèvement est observée, avec une augmentation du nombre d'espèces à partir du mois de Mai.

L'inventaire floristique a mis en évidence des espèces néritiques telles que les genres : *Nitzschia* et *Chaetoceros*, des espèces océaniques telles que le genre *Coscinodiscus* et des espèces opportunistes comme les genres *Skeletonema* et *Protoperdinium* (**Arfi et Leveau, 1983**). Enfin, vu la faible profondeur des stations de prélèvement, des formes benthiques comme *Licmophora* ou *Navicula* ont été fréquemment retrouvées. Ces espèces sont parmi les diatomées les plus fréquentes, et ceci, même sur des fonds importants. Le fait est bien connu sur fonds faibles, en zone néritique (**Bucalossi, 1960 ; Bodeanu, 1969**) ou dans les estuaires, par exemple. Leur montée est attribuée à des courants de convection ou à un phénomène physiologique coïncidant avec une phase de multiplication végétative intense et rapide

(Tregouboff et Rose, 1957). Le développement continu des diatomées peut être expliqué par l'enrichissement permanent de la zone étudiée.

Dans l'ensemble c'est une richesse spécifique modestement appréciable et témoigne de la présence d'une production primaire moyenne dans cette zone.

III.3.2.4. Dominance relative

Au cours de la présente étude, La comparaison de la variation du nombre d'espèces concerne exclusivement les diatomées et les dinoflagellés, observée au niveau de chaque station échantillonnée.

Dans le but d'étudier de la succession micro-algale, au niveau de la ferme conchylicole « Orcamarine », la dominance relative de chaque taxon a été calculée. D'après une analyse globale de l'ensemble des taxons, il a été considéré que les taxons dominants montrent des valeurs de densité relative (Dr) proche de 10%.

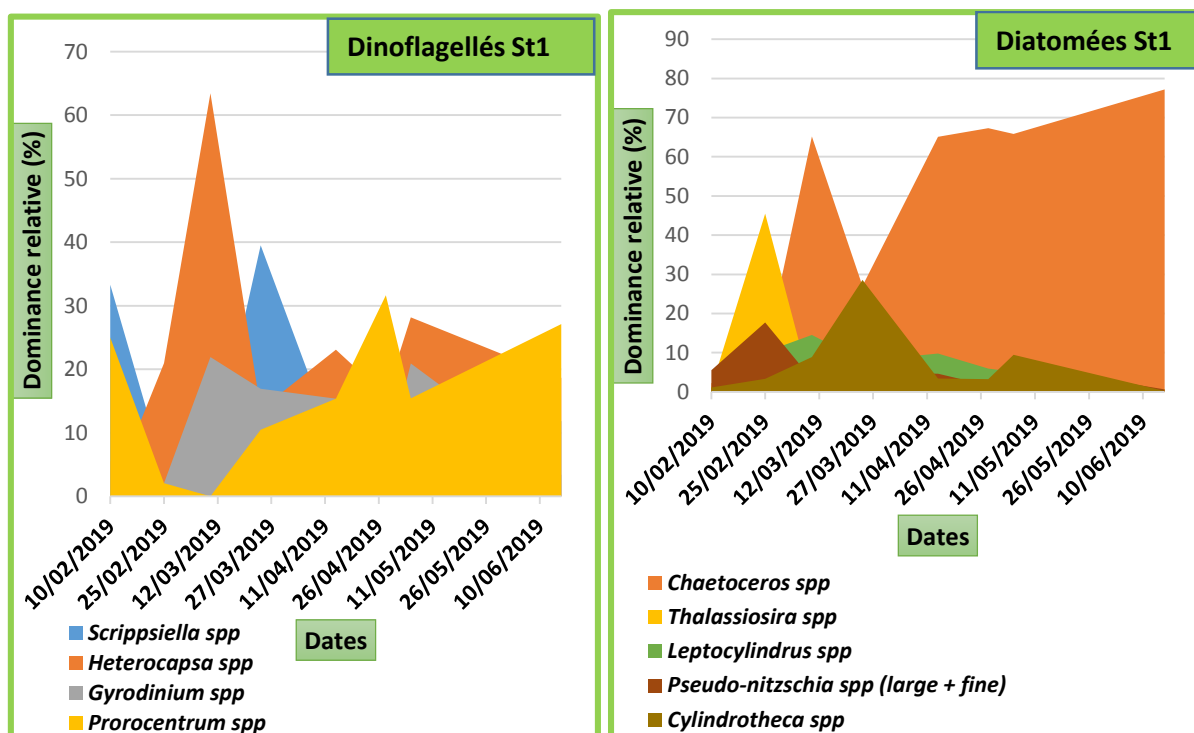


Figure 35 : Les genres dominants pour les classes de diatomées et des dinoflagellés au niveau de la station 1

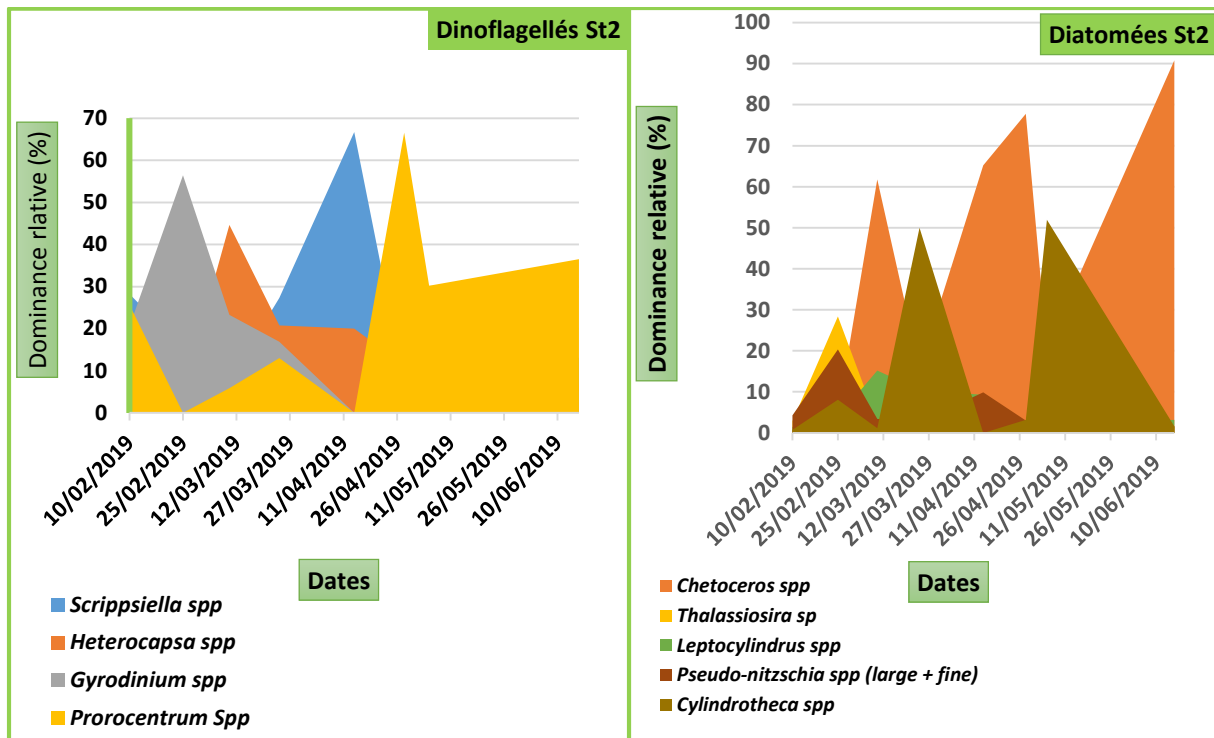


Figure 36 : Les genres dominants pour les classes des diatomées et des dinoflagellés au niveau de la station 2.

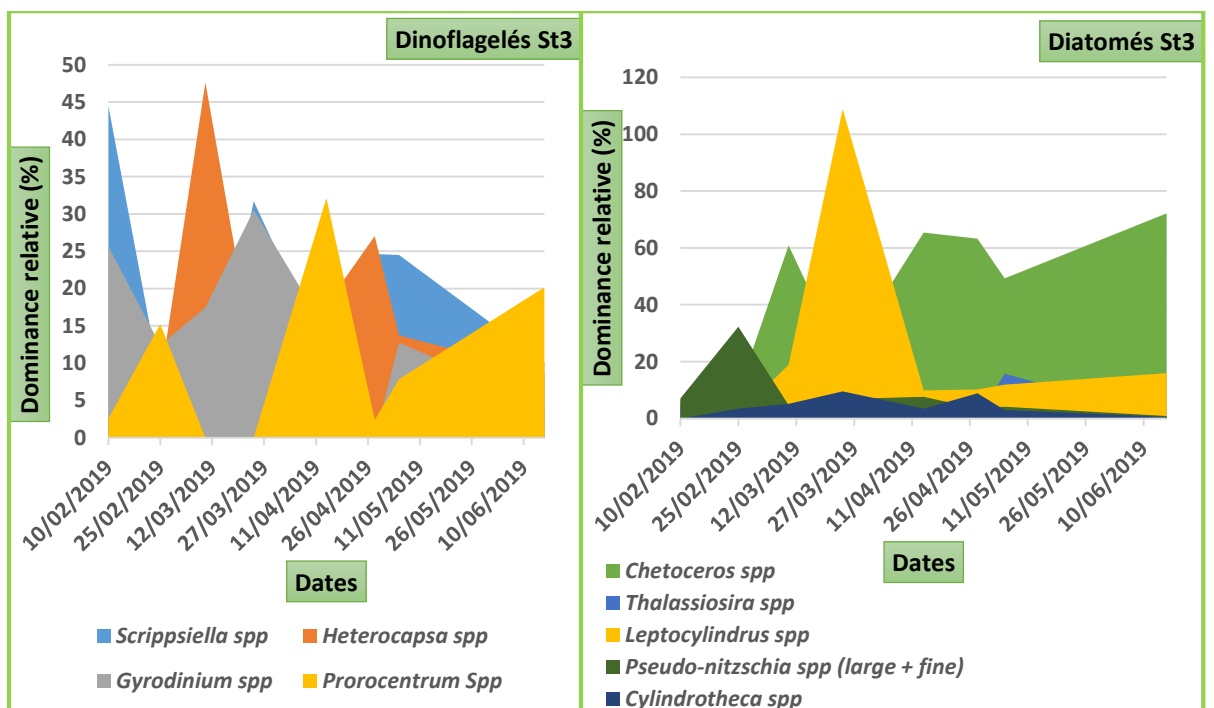


Figure 37 : Les genres dominants pour les classes de diatomées et des flagellés au niveau de la station 3.

Les Figures (35, 36, 37) qui représentent les fréquences relatives des taxons recensés au niveau des stations échantillonnées, révèlent pour les diatomées, une codominance des genres *Chaetoceros spp*, *Thalassiosira spp*, *Leptocylindrus spp*, *Pseudo-nitzschia spp* (*large + fine*), et *Cylindrotheca spp* durant toute la période printanière, au niveau des trois stations étudiées. Les valeurs de dominance relative de ces taxons varient entre 0 à 90%.

D'une manière générale, On a marqué dans l'ensemble des stations, une prépondérance du genre *Chaetoceros* durant la deuxième semaine de mois de Mars qui est remplacée par la codominance des genres *Thalassiosira spp* et *Leptocylindrus spp*, puis il reprend sa place à partir de la deuxième semaine du mois d'Avril. Cette situation se prolonge jusqu'au mois de juin, et au niveau des trois stations d'études.

La comparaison de nos résultats avec ceux obtenus par d'autres auteurs dans d'autres sites de la côte algérienne a montré, que les taxons observés au niveau de notre site présentent des fréquences plus ou moins proches de ceux obtenus par **Samson-Kechacha et al. (1992)**, qui ont signalés des quantités importantes de diatomées au niveau des stations du port d'Alger et de Ain-Taya constituées par des espèces du genre *Chaetoceros* et /ou *Thalassiosira*.

Pour les dinoflagellés, une codominance relative durant le mois de Février des genres *Hétérocapsa spp* et au niveau de l'ensemble des stations est observée. Alors qu'au cours de la deuxième semaine de mois du Mars, et le mois d'avril, on dénombre beaucoup plus, les genres *Scrippsiella* et *Prorocentrum* qui maintiennent leur dominance jusqu'au mois de Juin. Comme on a enregistré d'autres genres, dont les plus importantes sont : *Ceratium*, *Gyrodinium* et *Gymnodinium*.

III.3.2.5. Les espèces phytoplanctoniques responsables de bloom et/ou toxiques

Parmi les 5000 espèces microalgales marines recensées à travers le monde 5 à 6% ont été identifiées comme responsables d'efflorescences algales massives (**Sournia, 1995**). Parmi celles-ci, environ la moitié est représentée par les Dinoflagellés, les Diatomées arrivant en seconde position, neuf autres classes étant également impliquées. Les espèces productrices de toxines sont moins nombreuses, 60 à 78 espèces ayant été recensées. Parmi ces espèces, 90% sont des Flagellés, et plus particulièrement des Dinoflagellés (**Smayda, 1997a**).

Le suivi des populations phytoplanctoniques a été réalisé, durant la période d'étude étalée de Février à Juin 2019, dont une période est favorable à l'initiation des blooms phytoplanctoniques. Quoique les échantillonnages sont réalisés sur une période très courte, cette récolte a été riche en résultats d'un grand intérêt pour notre étude. En effet, le résultat obtenu a révélé la présence de plusieurs espèces potentiellement toxiques et/ ou nuisibles ; associées à des phénomènes d'eaux rouges.

L'inventaire total des populations phytoplanctoniques montre que parmi les **78 genres** recensés, **39 genres** sont qualifiés de potentiellement toxiques et/ou nuisibles.

Durant cette étude, nous avons enregistré des concentrations cellulaires qualifiées de faibles, qu'il s'agisse de diatomée (un maximum de 10^5 cellules par litre est trouvée), ou de Dinoflagellés (maximum $<3.10^3$ cellules par litre).

Cet échantillonnage a permis par ailleurs de mettre en évidence la présence, à des proportions différentes de diatomées nuisibles, mais qui n'ont pas été détectées à des quantités élevées, ni de manière continue, leur présence étant très sporadique dans les échantillons

traités ; à l'exception du genre *Chaetoceros spp* qui a été détecté de manière continue, et qui a atteint un maximum de $155.58 \cdot 10^3$ Cellules par litre, enregistré le 16 juin. Les genres responsables des plus fortes concentrations sont par ordre d'importance : *Chaetoceros spp*, *Thalassiosira spp*, *Pseudo-nitzschia spp*, *Cylindrotheca spp* et *Leptocylindrus spp*. (Annexe n°6).

Concernant les espèces du genre *Pseudonitzschia*, seules diatomées toxiques ; associées à la production des toxines amnésiques ASP (Amnesic Shellfish Poisoning), ont été détectées d'une manière spasmodique. Les concentrations maximales de l'ordre de 21840 cellules/l enregistrées le 25 Février sont faibles, et restent en dessous du seuil de toxicité (Ifremer, 2003).

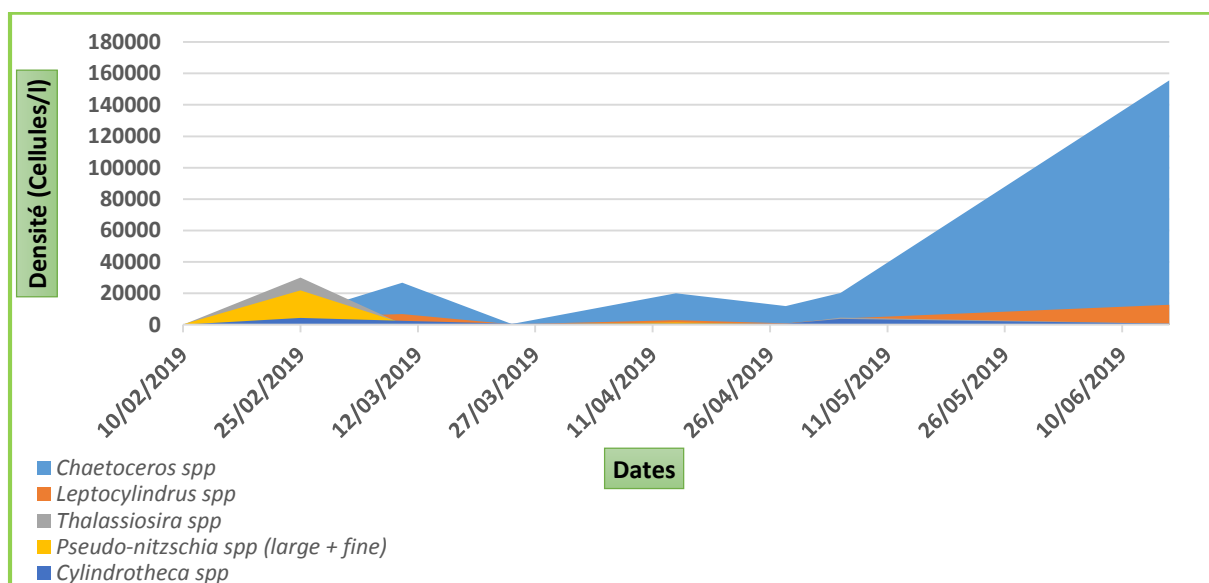


Figure 38 : Densité cellulaire moyenne des diatomées nuisibles et/ou toxiques au niveau des stations échantillonnées durant la période d'étude.

Il ressort de la figure 38, une dominance nette du genre : *Chaetoceros spp*, qui a marqué une augmentation du nombre d'individus depuis le mois d'Avril, une situation qui se prolonge jusqu'au mois de Juin. Durant le dernier prélèvement (Juin), Nous avons attribué la présence d'un bloom phytoplanctonique provoqué par l'augmentation excessive du nombre d'individus appartenant à ce genre, qui a atteint les $155.58 \cdot 10^3$ cellules par litre. La concentration enregistrée dépasse les normes admises qui sont de l'ordre de 100 000 cellules par litre.

Cette observation coïncide avec l'élévation de la température de l'eau de mer à la suite des ensoleillements exceptionnels du printemps, favorables au développement des diatomées, en particulier le genre *Chaetoceros*. A priori les espèces appartenant à ce genre ne sont pas productrices de toxines mais nuisibles pour les animaux marins et occasionnent d'importants dégâts (mortalités massives) ; la prolifération de ces microalgues peut par ailleurs induire une chute du taux d'oxygène dissous et provoquer la mortalité massive, par anoxie, de la faune aquatique sauvage ou d'animaux d'élevage (poissons, mollusques ou crustacés), leur action

peut également être mécanique : par irritation ou colmatage des branchies, et suffocation des poissons par hypoxie.

Les dinoflagellés quant à eux, manifestent avec des densités cellulaires plus au moins faibles, par des spécimens appartenant essentiellement aux genres *Scrippsiella spp*, *Hétérocapsa*, *Ceratium spp*, *Prorocentrum spp*, *Proto-peridinium spp*, *Dinophysis spp*, *Alexandrium spp*, *gymnodinium spp*, *Noctiluca scintillans*, *Ostreopsis spp* et *Cochlodinium spp*.

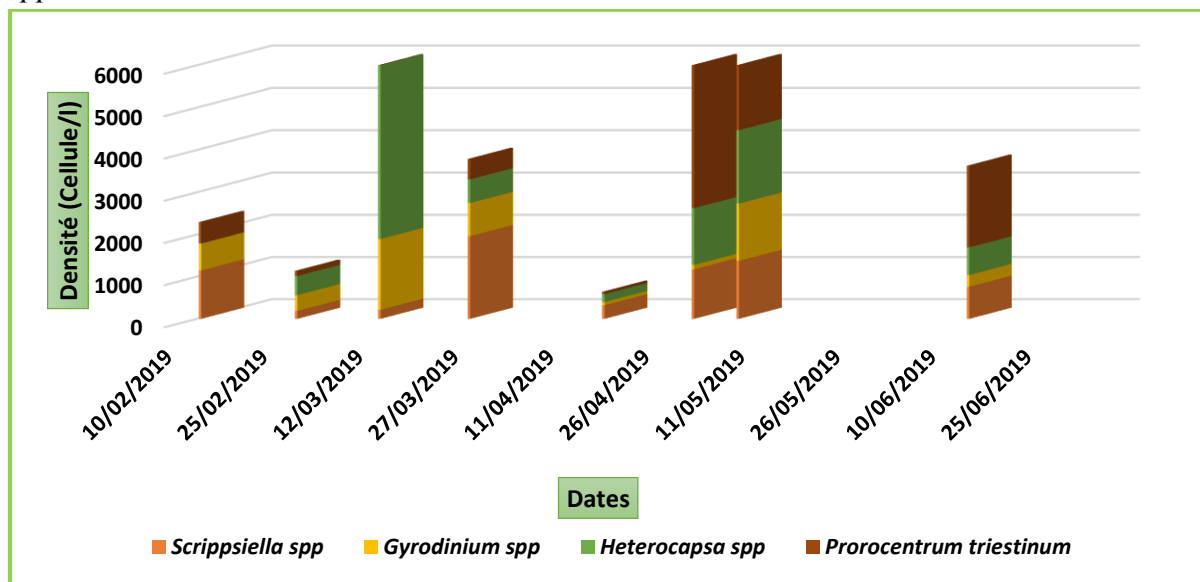


Figure 39 : Densité cellulaire moyenne des dinoflagellés nuisibles et/ou toxiques au niveau stations échantillonnées durant la période d'étude.

La densité des spécimens toxiques et/ou nuisibles rattachés à la classe des Dinoflagellés enregistrée au niveau des trois stations étudiée, fluctue entre 0 et 5880, avec une moyenne 2974 Cellules par litre. La concentration maximale est enregistrée le 28/04/2019 par le genre *Prorocentrum spp*.

L'analyse de la figure 39, montre la présence marquée du genre *Prorocentrum spp* dans tous les échantillons traités. Les plus fortes concentrations sont enregistrées à partir du 14 Avril. Comme elle révèle la dominance du genre *Hétérocapsa spp* dans l'échantillon du 10 Mars, avec un maximum du 4860 Cellules par litre. Le genre *Scrippsiella spp* a marqué sa dominance durant le prélèvement du 24 Mars avec une concentration maximale de 1960 Cellules par litre. Le genre *Gyrodinium spp*, quant à lui, son maximum est atteint le 10 Mars avec un maximum du 1680 Cellules par litre.

En termes de qualité, les résultats obtenus, sont comparables à ceux obtenus au niveau de la plage de Surcouf (Ain Taya), par **Illoul (2003)**, et par **Attoucche (2007)** au niveau de la ferme « Orcamarine ». En revanche, ces auteurs ont signalés des concentrations beaucoup plus importantes que celles enregistrées au cours de la présente étude. Ces différences peuvent être expliquées par la différence de la méthode de comptage, ainsi que par la différence de la saison d'échantillonnage. Les travaux réalisés par **Hadjadji** durant les années 2010-2011 au niveau de la baie d'Annaba ont permis de caractériser plusieurs espèces potentiellement

toxiques et/ou nuisibles. Plusieurs efflorescences ont été observées, les plus importantes en période printanière. Les espèces concernées sont : l'espèce toxique *Alexandrium catenella*, *Prorocentrum micans*, *Ceratium sp*, *Prorocentrum micans* (**Hadjadji et al., 2012**). D'autres espèces de dinoflagellés potentiellement toxiques ont été recensées tels que le genre *Dinophysis*, et *Gymnodinium catenatum*. Cependant, elles n'ont pas contribué à des efflorescences phytoplanktoniques conséquentes. Les 2 espèces *Prorocentrum micans* et *Prorocentrum triestinum* ont été associées à des efflorescences mais ne sont pas connues comme toxiques. Les diatomées ont marqué leur présence par le genre *Pseudonitzschia spp*, qui regroupe certaines espèces potentiellement toxiques, comme *P. pungens* et *P. multiseriis* dont l'efflorescence a été signalée par **Ounissi et Frehi en 1998**. Des poussées de *Cerataulina pelagica*, associées avec *Chaetoceros sp*, *Rhizosolenia sp* ont été également enregistrées.

➤ Etude comparative et évolutive

Pour avoir une idée sur la fiabilité de nos résultats, et pour confirmer l'efficacité de la méthode d'échantillonnage choisie durant notre étude (Méthode du tuyau), une étude comparative a été menée entre les résultats obtenus durant la présente étude, et ceux obtenus par l'établissement de l'hygiène urbaine et de la protection de l'environnement de la wilaya d'Alger (HURBAL). Notre choix s'est porté sur cette étude car cette dernière a été réalisée en parallèle avec notre étude (2019), et au niveau d'une zone très proche de notre zone étudiée (Plage Surcouf). De plus la méthode adoptée pour l'identification des espèces est la même que celle utilisée durant notre étude : **Méthode Uthermol NF EN 15204**.

Tableau 7 : Etude comparative des résultats de l'Hurbal et ceux de notre étude.

Date	Genre	Hurbal (Cellules/l)	Notre étude (Cellules/l)		
		Plage Surcouf	Station 1	Station 2	Station 3
Février 2019	<i>Diatomées centriques sp (petite)</i>	40	920	120	80
	<i>Diatomées pennées sp (petite)</i>	280	480	920	80
	<i>Nitzschia sp</i>	40	-	1440	1480
	<i>Eutreptiella sp</i>	40	200	80	120
Mars 2019	<i>Pseudonitzschia spp</i>	320	1840	560	1600
	<i>coscinodiscus sp</i>	40	480	880	640
	<i>Diatomées pennées sp (petite)</i>	120	160	400	160
	<i>Nitzschia sp</i>	40	480	2320	320
Juin-2019	<i>Diatomées centriques sp (petite)</i>	80	-	-	-
	<i>Diatomées pennées sp (petite)</i>	1040	40	-	-
	<i>Pseudonitzschia spp</i>	80	480	1040	1120
	<i>Scripseilla sp</i>	240	560	1160	560
	<i>Coolia monotis</i>	40	-	240	80
	<i>Prorosentrum triestinum</i>	160	1040	3080	960
	<i>Cylindrotheca closterium</i>	160	160	1040	800

L'analyse du tableau 7, montre que la concentration des espèces toxiques et/ou nuisibles obtenue durant notre étude dépasse largement celle trouvée par l'HURBAL. Comme on a constaté que la richesse spécifique enregistrée durant notre étude est supérieure à celle enregistrée par l' HURBAL.

L'étude réalisée par HURBAL est caractérisée par l'absence des dinoflagellés toxiques tels que l'ordre des Dinophysiales, et les genres *Alexandrium* et *Ostreopsis* qu'on a détecté durant notre étude. Ces différences peuvent être expliquées par la position des points échantillonnés, ou par la méthode d'échantillonnage.

Ces résultats peuvent probablement démontrer l'efficacité de la méthode d'échantillonnage « Système du tuyau » qu'on a utilisé.

III.3.2.6. Description des espèces potentiellement toxiques et/ou nuisibles

Les espèces productrices des toxines diarrhéiques sont : *Prorocentrum lima*, *Dinophysis spp*. Les espèces responsables d'intoxication paralytique sont *Alexandrium spp* et *Gymnodinium cf catenatum*, rencontrées durant la saison printanière. Les espèces réputées productrices des acides domotiques appartiennent au genre *Pseudonitzschia* qui a été observée régulièrement dans les échantillons. Le cortège floristique a été marqué par la présence du genre *Protoperidinium spp*, *Dictyocha*, et *Ostreopsis sp*. Le genre *Ostreopsis* est composé de quatre (4) espèces (*Ostreopsis lenticularis*, *O. mascarenensis*, *O.ovata*, *O.siamensis*), réputées productrices de palytoxine, responsables d'irritations respiratoires. Pour les espèces responsables de changement de la couleur de l'eau de mer, nous avons noté la présence de *Noctiluca scintillans* et *Prorocentrum micans*. L'espèce *Phalacroma sp* quant à elle a été identifiée une fois durant le mois d'Avril avec une densité de 40 cellules/l, Cette espèce est productrice des toxines diarrhéiques.

III.3.2.6.1. Les espèces potentiellement toxiques

III.3.2.6.1.1. Les espèces responsables du syndrome DSP

- **Le genre *Dinophysis* Ehrenberg 1839**

Au cours de cette études, sur l'ensemble des 24 échantillons traités, on a noté la présence de cette espèce toxique, *Dinophysis spp* qui reste occasionnelle ; observée 3 fois ; 2 fois durant le mois d'Avril et la troisième fois durant le mois de Juin, avec une concentration maximale de 120 cellules/l, une densité qui reste en dessous du seuil d'Alerte estimé à 5000 cellule/l (**Manuel UNESCO : 650, 2003**).

Le genre *Dinophysis* appartient à l'ordre des Dinophysiales et à la famille des Dinophysiaceae.

Description :

Ce sont des dinoflagellés à thèque. Cellule comprimée latéralement, Epithèque et hypothèque de forme arrondie en vue latérale ; Epithèque en partie masquée par la collerette cingulaire antérieure ; hypothèque sans ornementation. Cingulum antérieur bordé de 2 collerettes sub-horizontales généralement lisses.

Dimensions : longueur 30 et 100 µm; largeur moyenne : 50µm.

Les critères d'identification des espèces du genre *Dinophysis* sont basés sur la forme et la taille des cellules, les ornementations de la thèque, et la morphologie des ailettes et des

épine (**Hallegraeff, 2010**). Des variations de morphologie et de taille assez importantes peuvent toutefois exister au sein d'une même espèce (www.nmnh.si.edu). Ces variations font que les identifications des espèces du genre *Dinophysis* sont parfois incertaines.

Distribution :

Les espèces appartenant au genre *Dinophysis* présentent une large distribution géographique, on les rencontre dans les eaux côtières et océaniques des mers tempérées et tropicales, elle a été récente en abondance dans la Manche, en Atlantique et, de façon occasionnelle, en Méditerranée (**Nezan et Piclet, 1996**). Très peu abondante sur les côtes Algériennes. Les périodes favorables à leur développement sont la fin du printemps et l'été. (**Grzebyk et al., 2003**).

Les espèces du genre *Dinophysis* ne produisent que rarement des blooms (quelques milliers de cellules par litre). La distribution de leur population est par ailleurs liée aux caractéristiques hydrologiques de la zone qu'elles occupent.

Toxicologie :

Les espèces du genre *Dinophysis* sont les principales productrices des toxines impliquées dans les épisodes d'empoisonnement diarrhéique (DSP) par la consommation de bivalves (**Hallegraeff, 1993**). Le syndrome DSP a été décrit pour la première fois par une équipe japonaise dans les années 70 et associé à la présence de *Dinophysis fortii* (**Yasumoto et al., in Illoul 2012**).

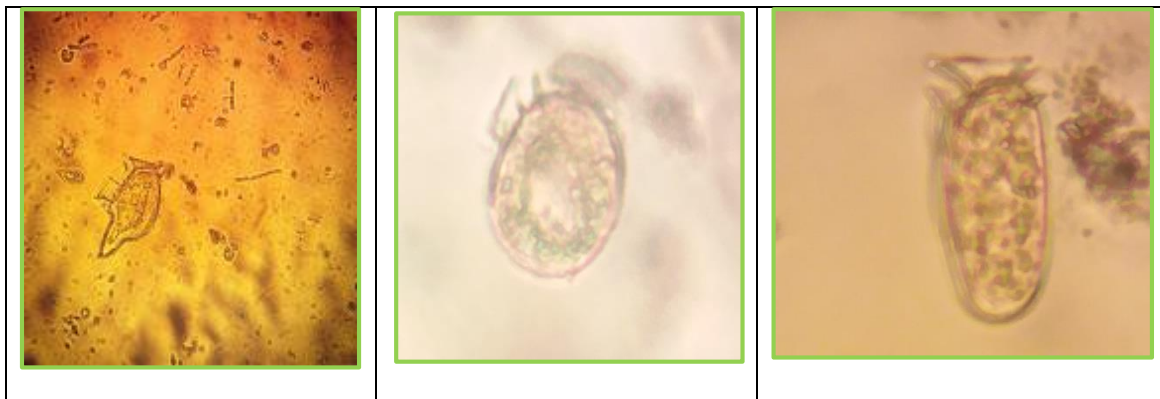


Figure 40 : *Dinophysis spp* observées au microscope inversé au grossissement X 40, au cours de cette étude (Photo prise avec un téléphone portable).

III.3.2.6.1.2. Les espèces responsables du syndrome PSP

- **Le genre *Alexandrium* Halim, 1960**

Durant notre étude, la densité maximale du genre *Alexandrium* observée est de l'ordre de 400 cellule/ l, au niveau de la station St3, enregistrée durant le mois de Mai. Ces abondances restent en dessous des concentrations des seuils d'alerte (10^4 cellules/l) fixées par l'Ifremer (**Ifremer, 2006**).

Tableau 08 : Densités cellulaires des *Alexandrium spp* observées au niveau des stations échantillonnées.

Dates d'apparition	Station st1	Station st2	Station st3
25/02/2019	120	0	0
24/03/2019	120	80	200
28/04/2019	80	0	0
05/05/2019	0	0	400
16/06/2019	80	80	160

Ce taxon a provoqué une efflorescence de l'ordre de $1,3 \times 10^6$ cellule/l au niveau de la baie de Annaba, observée par **Hadjadji** en mai 2010 (**Hadjadji et al., 2012**). Des concentrations comparables ont été enregistrées en France dans la lagune de Thau 15×10^6 cellules/l (**Collos et al., 2009**), ainsi qu'en Espagne dans le port de Tarragone où les concentrations sont supérieures à 10^5 cellules /l (**Bravo et al., 1990**).

Description :

Cellules de forme globuleuse, peut former des chaînes par 2, 4 ou 8; épithèque hémisphérique, hypothèque légèrement concave, cingulum descendant, non croisé, sulcus bordé par de larges ailettes, thèque lisse avec des pores espacés. Un large complexe poral apical (APC) de forme triangulaire, absence de pore ventral.

Dimensions : longueur moyenne : 25-30 μm ; largeur moyenne 30-35 μm

Les critères généraux classiquement retenus pour l'identification des *Alexandrium* sont : la taille, la forme de la cellule, et la formation de chaînes, la présence ou non du poreventrale (**Balech, 1956**).

Distribution :

Le genre *Alexandrium* a une large répartition dans l'océan mondial. Sa forte capacité d'adaptation et la formation de kystes de résistance lui permettent de coloniser aisément de nouvelles aires géographiques. Son introduction en Méditerranée est récente. Elle a été signalée pour la première fois dans le bassin catalano-baléare en 1983 par Margalef et Estrada (**Illoul, 2012**). Elle a été observée pour la première fois en Algérie en 2002 par **Frehi** dans la baie d'Annaba, elle a provoqué un bloom (117.10^3 cellules/l).

Toxicologie :

Les espèces appartenant aux genre *Alexandriums* ont connues par leur synthèse de puissantes toxines, des gonyautoxines (GTX1/5, dcGTX2, dcGTX3, C1 et C2, des traces de C3 et C4, la neosaxitoxine (neoSTX) et la saxitoxine (STX) (**Skamotol et al., 1992; Gavin et al., 1997**). L'ingestion de coquillages hautement contaminés par ce dinoflagellé peut engendrer l'apparition de symptômes de type PSP (ParalyticShellfishPoisoning) chez le consommateur, se manifestant par des paralysies neuromusculaires.



Figure 41 : *Alexandrium sp* observées au microscope inversé au grossissement X 40, au cours de cette étude (Photo prise avec un téléphone portable).

- **Le genre *Gymnodinium cf catenatum* Graham**

Description :

Dinoflagellé nu à cellules formant des chaînes allant jusqu'à 64 individus. Cellule globuleuse, épithèque subconique, hypothèque hémisphérique. Les cellules terminales sont un peu plus larges que les autres (Fukuyo et al., 1985). Déplacement sénestre du cingulum, surface des cellules couvertes de vésicules amphiesmales grossièrement hexagonales, gouttière apicale en fer à cheval, nombreux chloroplastes brun-vert. Gros noyau situé dans la partie centrale de la cellule.

Dimensions : longueur 20 µm ; largeur, 15 µm.

Distribution :

Elle a une large distribution géographique : Europe, Méditerranée, Amérique du Sud, Amérique du Nord, Asie, Océanie. Espèce très fréquente pendant les périodes printanière et estivale ; elle a provoqué un bloom à la fin du mois de juin dans la baie de Annaba avec une densité de $3,5 \cdot 10^6$ cellules/l (Frehi, 2012).

Toxicologie:

Gymnodinium cf catenatum est le seul gymnodinium producteur de toxines de type PSP.

A l'instar des espèces du genre *Alexandrium*, il peut provoquer des intoxications paralysantes par consommation de fruits de mer. La présence régulière de cette espèce sur les côtes algériennes et sa capacité de synthétiser des gonyautoxines (GTX 2/3), nécessitent un suivi spatio-temporel et une étude toxicologique (Illoul et al., 2004).

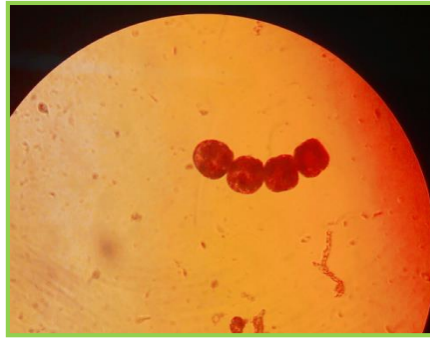


Figure 42 : *Gymnodinium cf. catenatum* Graham observée au microscope inversé au grossissement X 40, au cours de cette étude (Photo prise avec un téléphone portable).

Au niveau des trois stations échantillonnées, au cours de toute la période d'étude, cette espèce n'a été décelée qu'une seule fois dans la station 1, avec une densité de 80 cellule/litre ; une densité qui reste très en dessous du seuil d'alerte fixé par l'Ifremer qui est de l'ordre de 5000 cellules/l (Ifremer, 2006).

III.3.2.6.1.3. Les espèces responsables du syndrome ASP

Alors que de nombreux genres appartenant aux dinoflagellés sont impliqués dans plusieurs syndromes d'intoxication, toutes les diatomées toxiques connues appartiennent au seul genre *Pseudo-nitzschia*. Les *Pseudo-nitzschia*toxiques produisent de l'acide domoïque responsable du syndrome ASP. (AmnesicShellfishPoisoning).

- **Le genre *Pseudo-nitzschia* Peragallo 1900**

Description :

Diatomées coloniales sous forme de chaînes. Cellules fortement allongées, en forme d'aiguille ou rectangulaires sigmoïde en vue cingulaire, lancéolée ou linéaires en vue valvaire. Valves aplaties avec raphé très excentrique le long d'un des bords. Deux chloroplastes s'étalant le long de la ceinture dans chaque partie de la cellule. Noyau en position centrale. Identification des espèces reposant sur l'examen en microscopie photonique à la fois de la forme valvaire et de la taille (Longueur, largeur), du taux de chevauchement des cellules dans la chaîne, de la forme des extrémités des valves à la fois en vue cingulaire et valvaire - et de la visibilité de la structure de surface des valves.

Distribution :

Le genre *Pseudonitzschia* est à une large distribution au niveau de l'océan mondial, fréquemment rencontré dans la Méditerranée.

Les évènements toxiques liés à ce genre, largement distribué à travers l'océan mondial, sont relativement récents. Le premier cas d'intoxication par l'acide domoïque après consommation de fruits de mer est survenu au Canada en 1987 et a provoqué le décès de quatre personnes.

Durant notre étude on a rencontré plusieurs espèces appartenant au genre de *Pseudonitzschia* non identifiables en microscope inversé. En effet, les détails permettant de les classer ne sont pas visibles par cette méthode de routine.

Le genre *Pseudonitzschia* a été détecté à plusieurs reprises tout au long de la durée d'études mais à des seuils plus au moins faibles. Les densités les plus élevées ont été enregistrées le 25 Février, avec un maximum de 2288 cellules par litre.

Des études menées en Méditerranée occidentale (Maroc) rapportent que la densité maximale du genre *Pseudonitzschia* (10^4 cellules/l) a été observée entre les mois de juin à novembre (Negri & Inza 1998. La même densité (10^4 cellules/l) a été signalée par **Illoul (2003)** au niveau de la baie d'Alger. Ces résultats ne confirment pas nos résultats obtenus durant notre étude ; ceci est dû à la différence de la saison d'échantillonnage, et le matériel utilisé pour le dénombrement des populations phytoplanctoniques.

La biomasse du genre *Pseudonitzschia* révélée au cours de la présente étude ne dépassent pas le seuil d'alerte qui est de l'ordre de 100 000 cellules par litre pour les espèces larges et de l'ordre de 300 000 cellules par litre pour les espèces fines (**Manuel UNESCO, 2003**).

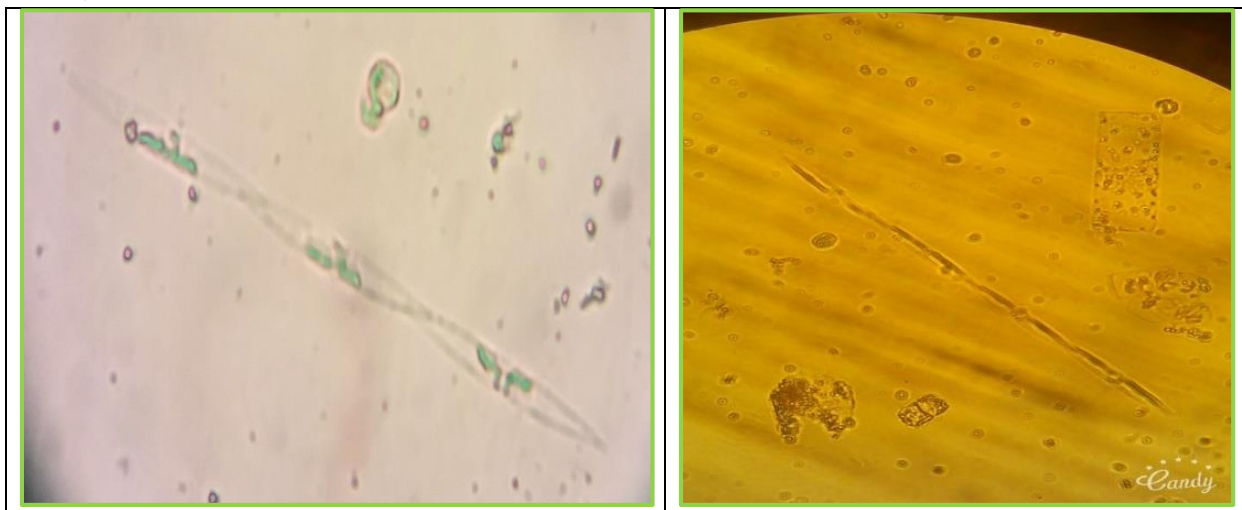


Figure 43 : *Pseudonitzschia* spp observées au microscope inversé au grossissement X 40, au cours de cette étude (Photo prise avec un téléphone portable).

III.3.2.6.2. Les espèces génératrices de Blooms

- **Le genre *Scrippsiella***

Description :

Cellule de forme sub-piriforme ou sub-losangique, peu ou pas comprimée dorso-ventralement. Plaques lisses avec quelques pores. Epithèque sub-conique, hypothèque sub-hémisphérique. Cingulum assez large (3 à 4 μm), légèrement descendant.

Dimensions : longueur 24,5 μm , largeur 22 μm .

Distribution :

Espèce cosmopolite, connue des eaux néritiques et estuariennes. Dans les côtes Algériennes, elle est présente pendant l'hiver, le printemps et l'été, elle a constitué des blooms (coloration verte) aux mois de mai, juin et juillet dans la baie de Annaba en 2002, avec une densité maximale de 885.10^3 cellules par litre en juillet. Comme elle a provoqué un bloom au

niveau du port d'Alger en juillet 2002, avec des concentrations de l'ordre de $4,2 \cdot 10^5$ cellules par litre.

Toxicologie :

Espèce non toxique, les blooms sont très courants et non nocifs ; mais elle peut causer des mortalités des poissons et d'invertébrés marins suite à des anoxies du milieu, en situation de blooms (**Hallegraeff, 1991**).

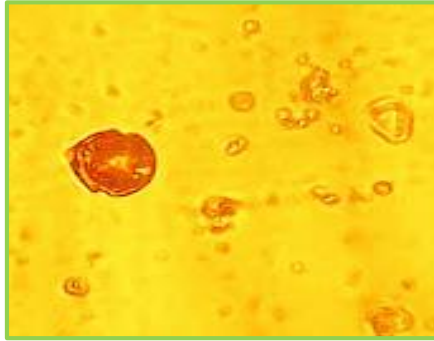


Figure 44 : *Scrippsiella spp* observée au microscope inversé au grossissement X 40, au cours de cette étude (Photo prise avec un téléphone portable).

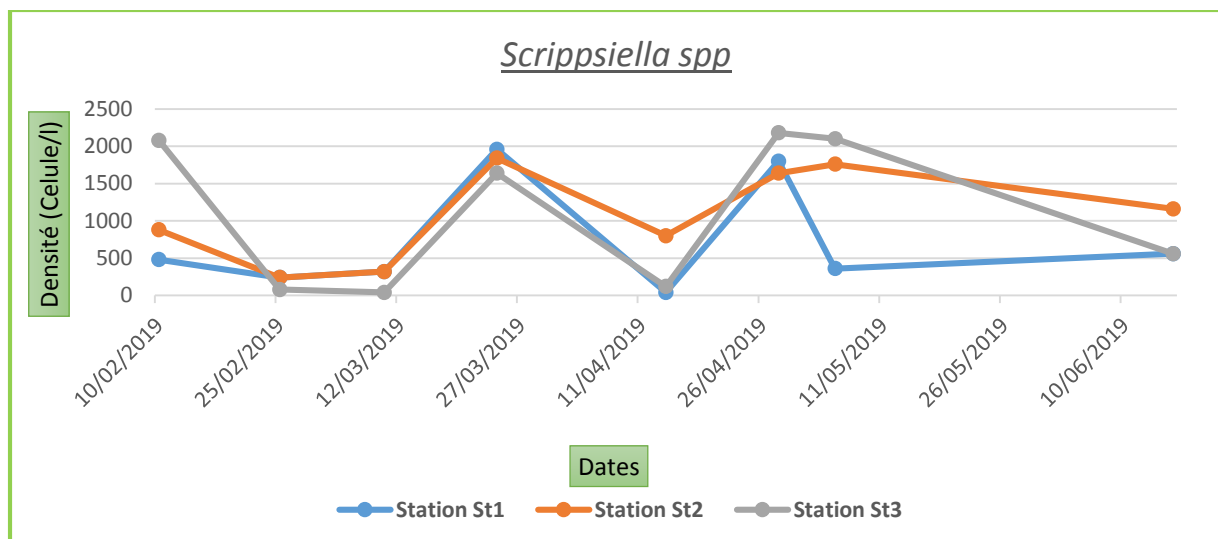


Figure 45 : Variation spatio-temporelle de la concentration de *Scrippsiella spp* au niveau des stations échantillonnées.

L'Analyse de la figure 45, qui représente les variations des densités cellulaires du genre *Scrippsiella spp*, révèle que cette espèce présente une large distribution spatio-temporelle durant notre période d'étude, au niveau des trois stations échantillonnées, avec des proportions plus au mois faibles et différentes .

On a marqué deux pics ; le premier durant la dernière semaine de mois de Mars, avec une teneur maximale de l'ordre de 1960 cellules/l, et un second pic au mois d'Avril avec une densité de 2180 cellules/l. Ces densités cellulaires ont connu une diminution à partir de la dernière semaine de mois d'Avril ; une situation maintenue jusqu'au mois de Juin.

D'une manière générale, ces concentrations enregistrées au cours de toute la période d'étude sont faibles, et ne présentent aucun danger pour la faune aquatique, vu qu'elles n'atteignent pas le seuil recommandé considéré à 100 000 cellules/l (Manuel UNESCO, 650 ; 2003).

- **Le genre *Prorocentrum triestinum* Schiller** (= *Prorocentrum redfeldii* Bursa)

Description :

Cellule de forme lancéolée, en vue latérale, avec une thèque asymétrique ; elle a un bord convexe et bombé, arrondi dans sa partie antérieure, avec un aiguillon de 3 à 5 µm de longueur, pointu du côté postérieur.

Dimensions : longueur 24 µm ; largeur 10 µm.

Distribution :

Espèce la plus petite du genre, dont la forme et les dimensions facilitent l'identification. Espèce planctonique plus néritique qu'océanique, elle est largement distribuée en Méditerranée. Dans les côtes Algériennes, elle est rencontrée pratiquement toute l'année, avec un bloom aux mois de juillet et septembre à des densités respectives de 228.10^3 et 159.10^3 cellules /l (Frehi, 2007).

Toxicologie :

Espèce cosmopolite, elle tend à former des eaux colorées, mais sans aucun effet toxique, elle peut générer des conditions d'anoxies du milieu suite à des blooms.



Figure 46 : *Prorocentrum triestinum* Schiller observée au microscope inversé au grossissement X 40, au cours de cette étude (Photo prise avec un téléphone portable).

Tableau 9 : Densités des cellules de *Prorocentrum triestinum* observées au niveau des stations échantillonnées durant la période d'étude.

Date d'apparition	Station st1	Station st2	Station st3
10/02/2019	160	520	80
25/02/2019	80	520	40
10/03/2019	160	160	380
24/03/2019	280	320	160
14/04/2019	80	80	200
28/04/2019	5880	3800	3600
05/05/2019	1220	3600	480
16/05/2019	1040	3200	960

D'après le tableau précédent, on constate que l'espèce *Prorocentrum triestinum* est fréquemment rencontrée dans toutes les stations étudiées, et durant toute la période d'échantillonnage, avec une augmentation durant les trois derniers prélèvements ; la plus forte densité est observée en mois de Mai, avec une maximale de 3800 individus/l. Ces valeurs sont très en dessous de seuil d'alerte, fixé à 100 000 individus /l (Manuel UNESCO, 650 ; 2003).

- **Le genre *Chaetoceros* Ehrenberg 1844**

Chaetoceros est l'un des genres de diatomées planctoniques les plus abondants et répandus, avec environ 400 espèces décrites.

Description : Diatomées centriques. Espèces habituellement coloniales mais parfois solitaires. Cellules cylindriques aux valves convexes, concaves ou planes avec des soies à chaque pôle. Soies délicates ou robustes avec ou sans chloroplastes et épines et souvent différenciées dans les parties terminales. Chez les espèces coloniales les cellules sont séparées par des foramens (fenêtres) plus au moins développés et sont unies par des soies qui se croisent entre elles près de leur insertion.

Les critères utilisés pour la distinction entre les espèces sont :

- Le nombre de chloroplastes ;
- Soies terminales (extrémité d'une chaîne) différente ou similaire aux autres (direction et structure) ;
- Soies : Plus au moins épines ; chloroplastes ;
- Hauteur de la ceinture par rapport à la hauteur de la cellule.
- Direction de la chaîne (droite, courbe, en spirale).

Toxinologie/toxicologie : Cette espèce n'est pas connue pour produire des toxines. Lorsque les diatomées sont filtrées au niveau des lamelles branchiales primaires et secondaires des saumons d'élevage, certaines restent collées par leurs soies dans les espaces inter-lamellaires (**Hallegraeff, 1991**). Il s'en suit une irritation des cellules branchiales en gobelet qui secrètent un excès de mucus conduisant à la suffocation des poissons.

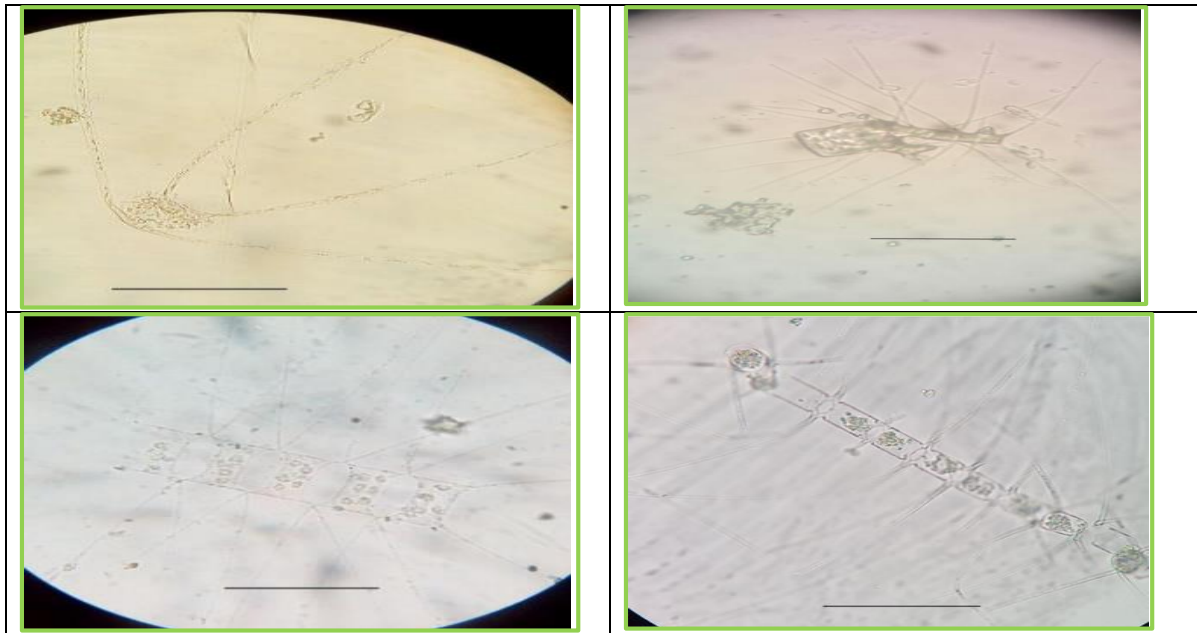


Figure 47 : *Chaetoceros* spp observées au microscope inversé au grossissement X 40, au cours de cette étude (Photo prise avec un téléphone portable).

- *Noctulica Scintillans* (Macartney) Ehrenberg 1992 (= *Noctulica miliaris* Lamarck, 1816)

Description : Cellule globuleuse, absence d'épithèque, cingulum invisible, un seul flagelle. Ce grand flagellé nu est responsable d'eau rouge dans plusieurs régions du monde en particulier en Europe (Lassus, 1989).

Dimension : diamètre 800- 1000 μm

Distribution : Sur les côtes d'Annaba, elle a été récoltée en janvier et novembre, mais elle n'a jamais constitué un bloom. En 1986, (constatation personnelle) lors de la préparation d'un mémoire de fin d'étude, une eau colorée en rose, a été observé avec un nombre de cellules par litre supérieur au million.

Toxicologie : Espèce non toxique. Des mortalités massives de poissons et d'invertébrés marins ont été liées à des blooms de *N. scintillans*, dues probablement à la sécrétion de l'ammonium contenu dans son vacuole dans le milieu environnant (Okaichi et Nishio 1976 ; Fukuyo et al., 1990).



Figure 48 : *Noctulica Scintillans* observées au microscope inversé au grossissement X 40, au cours de cette étude (Photo prise avec un téléphone portable).

Conclusion Générale

Conclusion Générale

L'objectif de cette étude était de contribuer à la description et à l'identification des communautés phytoplanctoniques, en particuliers les espèces potentiellement toxiques et/ou nuisibles, et d'évaluer l'influence des facteurs environnementaux sur leur dynamique au niveau de la ferme conchylicole Orca-marine.

L'analyse des Soixante-douze (72) échantillons prélevés au niveau la ferme conchylicole, durant la période qui s'est étalée du mois de février au mois de juin 2019, nous a permis de conclure ce travail en quelques points essentiels :

L'ensemble des résultats de cette étude a montré que le site étudié présente des caractéristiques hydrologiques conformes à celles des côtes algériennes. Durant la période de notre échantillonnage la salinité et la température ont eu des fluctuations saisonnières.

- L'évolution des paramètres du milieu, notamment les concentrations des nutriments mesurés, montre une variation faible durant toute la période d'étude. Les faibles teneurs notamment en composés azotés toxiques, réduisent considérablement les risques d'eutrophisation.

L'étude de la qualité du phytoplancton nous a permis de mettre en évidence une bonne production phytoplanctonique. Cette production se traduit, aussi, par un épuisement des nutriments dans le milieu ; et une richesse spécifique qui est probablement due au fait que l'étude a été faite durant la période printanière caractérisée par des blooms phytoplanctoniques (Développement maximal). Le suivi des successions des populations phytoplanctoniques nous indique également qu'ils suivent globalement le modèle des successions méditerranéennes notamment une floraison printanière et une présence importante des Diatomées durant le printemps, qui se prolonge jusqu'à la fin été avec l'apparition des dinoflagellés.

La communauté du phytoplancton potentiellement toxiques et/ou nuisibles quant à elle, était estimée à 39 genres parmi les 78 genres recensés au niveau de la ferme échantillonnée. Les espèces appartenant aux diatomées ont présenté les concentrations les plus fortes, avec l'enregistrement d'un bloom phytoplanctonique durant le mois de juin provoqué par la prolifération des espèces appartenant au genre *Chaetoceros* avec une densité maximale de **155.58*10³** cellules/litre.

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 bloom provoqué par le genre *Chaetoceros*.

Malgré la courte durée de l'échantillonnage, le présent travail a permis la détection de plusieurs espèces nuisibles et contribue à renforcer les arguments en faveur de l'installation de programmes de Monitoring afin de surveiller les proliférations d'espèces toxiques, et de contrôler les produits d'élevage conchylicole par le dosage des phycotoxines dans les coquillages, et ce dans un souci de protection sanitaire des consommateurs de coquillages.

Pour une meilleure connaissance des espèces étudiées ; un échantillonnage plus étendu dans le temps et dans l'espace s'avère nécessaire. Par ailleurs, des moyens de comptage plus précis et plus performants tels que : la microscopie électronique, l'Epifluorescence, ainsi que l'utilisation de colorants spécifiques permettrait une identification plus poussée des espèces collectées.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Abé tohru, H. (1967). Dinoflagellata : *Prorocentridae and Donophysidae*, B. Publ. Seto. Mar. Biol. Lab.. 15, 37-48 p.
- Aminot, A., et Chaussepied, M. (1983). Manuel des analyses chimiques en milieu marin CNEXO, 395 p.
- Aminot, A., et Kérouel, R. (2004). Hydrologie des écosystèmes marins. Paramètres et analyses. Ed Ifremer, 336 p.
- Amzil, Z., et Motteau, L. (2000). Toxines amnésiantes en France. Rapport interne IFREMER/DEL/MP/RST/00/07, Nantes. 37 p.
- Amzil, Z., Fresnel, J., Legal, D., et Billard, C. (2001). Domoic acid accumulation in French shellfish in relation to toxic species of *Pseudonitzschia multiseries* and *P. pseudodelicatissima* Toxicon. 1245-1251 p.
- Anderseon, D.M. (1989). Toxicalgae blooms and red tides: A global perspective. In: Okaichi, T., Anderson, D.M., et Nemoto, T. (Eds). Red Tides: Biology, Environmental Science and Toxicology. Elsevier Sci. Publ. Co., New York. 11-21p.
- Anderson, D.M. (2009). Approaches to monitoring, control and management of harmful algal blooms (HABs). Ocean and Coastal Management, 52 (7). 342-347 p.
- Anderson, D.M., et Rengefors, K. (2006). Community assembly and seasonal succession of marine dinoflagellates in a temperate estuary: The importance of life cycle events. Limnology and Oceanography, 51. 860-873 p.
- Anderson, D.M., Andersen, P., Bricelj, V.M., Cullen, J.J., Rensel, J.E. (2001). Monitoring and Management strategies for harmful algal blooms in coastal waters. Asia Pacific Economic Program, Singapore and Intergovernmental Oceanographic Commission, Paris. 268 p.
- Anneville, O., Kaiblinger, C., Tadoléléké, R.D., Druart, J.C., et Dokulil, M.T. (2008). Contribution of Long-Term Monitoring to the European Water Framework Directive Implementation. Proceedings of Taal 2007: The 12th World Lake Conference. Sengupta, M., et Dalwani, R. 1122-1131 p.
- Aquino-Cruz, A. (2012). Effect of increasing seawater temperature on the growth and toxin production of three harmful benthic dinoflagellates isolated from the Fleet Lagoon, Dorset. Thèse de doctorat, Université de Southampton, Royaume- Uni : 170 p.
- Arfi, R., et Leveau, M. (1983). Impact d'une perturbation détritique et polluante sur la structure et le fonctionnement des populations phytoplanctoniques. Océans, Vol ; 9 Fasc.8, : 653-675 p.
- Attouchi, F. (2007). Contribution à l'étude du phytoplancton nocif dans la région d'Alger au cours du printemps 2008 (Ports, plages, Sites aquacoles). Mémoire d'ingénieur d'état ENSSMAL 15 p.
- Balech, E. (1956). Etudes des dinoflagellés du sable de Roscoff. Revue Algologique - Nouvelle Série, 2(1-2): 29-52p.

Références bibliographiques

- Barnabé, G., et Barnabé – Quest, R. (1997). Ecologie et aménagement des eaux côtières. ISBN, doc. Lavoisier Ed. Paris : 391 p.
- Beaudry, J., Henry, M-T. (1992). Chimie des eaux, Ed le Griffon dargibe in Canada. 537 p.
- Belkheir, A., et Hadj-Ali, S.M. (1981). Contribution à l'étude des mécanismes d'eutrophisation dans le lac de Tunisie : évolution des paramètres physicochimiques et biologiques. *Bull. Inst. Scient. Teck. Océanogr. pêche Salombo. Tunis.*81-98 p.
- Bensam, H., et Behloul, M. (2008). Etude physicochimique et biologique d'un site conchylicole/ Cas de la ferme « Orcamarine » Ani taya avec essai de reproduction artificielle des espèces en élevage. Mémoire d'ingénieur d'état ENSSMAL 18 p.
- Benzohra, M. (1993). Les structures hydrodynamiques le long des côtes Algériennes. Workshop sur la circulation des eaux et pollution des côtes méditerranéennes du Maghreb, 9-11 novembre 1992.
- Bernard, F. (1950). Note sur la distribution du plancton au large d'Alger. *Arch. Zool. Exp. Gén. Notes et revues.* 86 (3) : 103-113 p.
- Blackburn, S.I., Hallegraeff, G.M., et C.J. Bolch. (1989). Vegetative reproduction and sexual life cycle of the toxic dinoflagellate *Gymnodinium catenatum* from Tasmania, Australia. *Jouranal of phycology* 25.577-590 p.
- Botto, K. G et Bunt, J. S. (1978). Selective excitation fluorometry for the determination of chlorophylls and pheophytines. *Anal. Chem,* 50 (3) : 392 – 395 p.
- Bouchena, A et Kaidi, H. (2006). Etude de faisabilité techno-économique d'une ferme conchylocole : (Cas d'étude : ferme SEAM). *Mémoire d'ingénieur d'état en aquaculture.* ENSSMAL.49 p.
- Boudjenah, M. (2012). Etude de la structure et de la dynamique des populations phytoplanctoniques des eaux marines côtières de la région de Mostaganem et d'Alger .Mémoire de Magister de l'université de Mostaganem. 86 p.
- Boudouma, N et Chenennou, S. (2007). Analyse des eaux côtières pour la mise en place d'un élevage aquacole à capacité biotique. *Mémoire d'ingénieur d'état en aquaculture.* ENSSMAL.54 p.
- Boulahadid, M., Boudjellal, B., Eddalia, H et Benchikh, S. (2003). Paramètres physico-chimiques et sels nutritifs dissous dans le golf d'Arzew. ISMAL. Lab pollution chimie marine. 25 p.
- Bourelly, P. (1970). Ordre des Euglénales. In: Les Algues d'eau douce. Ed. Boubée et Cie., Paris. 123-159 p.
- Bourelly, P. (1985). Les algues d'eau douce : Initiation à la systématique. Tome I : Les algues bleues et rouges. Les Eugléniens, Péridiniens et Cryptomonadines. Société nouvelle des éditions Boubée, Paris.
- Boutiba, Z. (1992). Les mammifères marins d'Algérie. Statut, Répartition, Biologie et Ecologie. Thèse Doctoral. Etat. 575 p.
- Boynton, W.R., Hall, C.A., Falkowski, P.G., Keefe, C.W., Kemp; W.M. (1983). Phytoplankton productivity in aquatic ecosystems. In: *Physiological Plant EcologyIV.* (Ed. by O.L. LANGE, P.S. NOBEL, C.B. OSMOND, H. ZIEGLER). 305-327 p.

Références bibliographiques

- Bravo, I., Reguera, B., Martinez, A., Fraga, S. (1990). First report of *Gymnodinium catenatum* Graham on the Spanish Mediterranean Coast. In: Toxic Marine Phytoplankton, (eds.) E. B. Graneli, L. Sundström, L. Elder & D.M. Anderson. Elsevier, New York: 449-452 p.
- Bricker, S.B., Clement, C.G., Pirhalla, D.E., Orlando, S.P., Farrow, D. R.G. (1999). National Estuarine Eutrophication Assessment. Effects of Nutrient Enrichment in the Nation's Estuaries. NOAA, National Ocean Service, Special Projects Office and the National Centers for Coastal Ocean Science. Silver Spring, MD. 71 p.
- Burkholder, J.M. (1998). Implications of harmful microalgae and heterotrophic dinoflagellates in management of sustainable marine fisheries. *Ecological Applications*, 8: S37-S62.
- Cembella, a.d. (1998). Ecophysiology and metabolism of paralytic shellfish toxins in marine microalgae", NATO ASI Ser, G., 41. 381-403 p.
- Chaïbi, R. (2004). Caractéristiques physico-chimiques et évaluation du niveau trophique d'un écosystème lagunaire (la lagune el-mellah). Mémoire de Magister en Ecologie Animale. 35 p.
- Chouikhi, A. (1993). Pollution marines des côtes algériennes. Moyen de la combattre et de la réduire. Workshop sur la circulation des eaux et pollution des côtes méditerranéennes du Maghreb (Rabat). Maroc du 9 au 11 novembre 1992. INOC, IZMIR (Turquie).
- Chretiennot-dinet, M.J. (1990). Atlas du phytoplancton marin, volume 3 : Chlorarachniophycées, chlorophycées, chrysophycées, euglénophycées, eustigmatophycées, prasinophycées, prymnésiohycées, rhodophycées, tribophycées. Ed. CNRS France. 247 p.
- Cohu, S. (2012). Ecologie du Dinoflagellé benthique toxique *Ostreopsis cf. ovata* Fukuyo en Méditerranée Nord-Occidentale. Thesis, the University of Nice-Sophia Antipolis. Available from: <http://www.theses.fr>.
- Collos, Y., Gagne, C., Laabir, M., Vaquer, A., Cecchi, P., Souchu, P. (2009). Nitrogenous nutrition of *Alexandrium catenella* (Dinophyceae) in cultures and in Thau lagoon, southern France. *Journal of Phycology*, 40. 96-10 p.
- Conan, P.M., Pujol, P., Raimbault, M., Leveau. (1998). Variabilité hydrologique et biologique du golfe de lion. II- Productivité sur le bord interne du courant. *Océanologica acta* 21. 767-782 p.
- Conley, D.J., Paerl, H.W., Howarth, R.W., Boesch, D.F., Seitzinger, S.P., Havens, K.E., Lancelot, C. & Likens, G.E. Controlling eutrophication: nitrogen and phosphorus. *Science* 323 (5917): 1014-1015 p.
- Daly-Yahia-Kéfi, O. (1998). Le phytoplancton de la baie de Tunis : Analyse systématique, biogéographique, quantitative et synécologique des diatomées et des dinoflagellés. Thèse de doctorat. Département des Sciences Biologiques. Université de Tunis II, Tunis. 33 p.
- Daly-Yahia-Kéfi, O., Souissi, S., Gomez, F., Daly Yahia, M.N. (2005). Spatiotemporal distribution of the dominant Diatom and Dinoflagellate species in the Bay of Tunis (SW Mediterranean Sea). *Mediterranean Marine Science* 6(1), 17-34 p.

Références bibliographiques

- David, H., Laza-Martínez, A., Miguel, I., Orive, E. (2014). Broad distribution of *Cooliamonotis* and restricted distribution of *Coolia* cf. *canariensis* (Dinophyceae) in the Atlantic coast of the Iberian Peninsula. *Phycologia*. 53:342–352 p.
- Davidson, K., Gowen, R.J., Harrison, P.J., Fleming, L.E., Hoagland, P., Moschonas, G. (2014). Anthropogenic nutrients and harmful algae in coastal waters. *Journal of Environmental Management*. 146: 206-216 p.
- Dodge, J.D. (1982). Marine dinoflagellate of the British Isles. HMSO: 303 p.
- Dodge, J.D. (1989). Some revisions of the family Gonyaulacaceae (Dinophyceae) based on a scanning electron microscope study. *Botanica Marina* 32. 275–298 p.
- Donovan, C.J., Garduno, R.A., Kalmokoff, M., Ku, J.C., Quilliam, M.A., Gill, T.A. (2009). *Pseudo-alteromonas* bacteria are capable of degrading paralytic shellfish toxins. *Applied and Environmental Microbiology*.75: 6919-6923 p.
- D'Silva, M.S., Anil, A.C., Naik, R.K., D'Costa, P.M. (2012). Algal blooms: a perspective from the coasts of India. *Natural Hazards*. 63: 1225-1253 p.
- Ettl, H., Gerloff, J., et Heynig, H. (1978). Xanthophyceae Süßwasserflora von Mitteleuropa. Gustav Fisher Verlag, Stuttgart.
- Ferra, A. (2008). Aquaculture, édition Vuibert, 1264 p.
- Flynn, K.J., Stoecker, D.K., Mitra, A., Raven, J.A., Glibert, P.M., Hansen, P.J., Granéli, E., Burkholder, J.M. (2013). Misuse of the phytoplankton–zooplankton dichotomy: the need to assign organisms as mixotrophs within plankton functional types. *Journal of Plankton Research*., 35 (1) : 3-11 p.
- Frehi, H. (1995). Etude de la structure et du fonctionnement du système phytoplanctonique dans un écosystème marin côtier : eutrophisation de la Baie d'Annaba. Thèse de Magister, Université d'Annaba, Algérie. 160 p.
- Frehi, H., Coute, A., Mascarell, G., Perrette-Gallet, C., Ayada, M., Karam, H. (2007). Dinoflagellés toxiques et/ou responsables de blooms dans la baie d'Annaba.
- Friligos, N. (1985). Nutrimet conditions in two aegean Gulfs . *Mar . Poll . Bull .* Vol . 16 (5) : 208 – 209 p .
- Friligos, N. (1985). Nutrimet conditions in two aegean Gulfs. *Mar. Poll. Bull.* Vol. 16 (5) : 208 – 209 p.
- Fu, F.X., Zhang, Y., Warner, M.E., Feng Y., Sun, J., Hutchins, D.A. (2008). A comparison of future increased CO₂ and temperature effects on sympatric *Heterosigma akashiwo* and *Prorocentrum minimum*. *Harmful Algae* 7: 76–90 p.
- Fukuyo, Y. (1985). Morphology of *Protogonyaulax tamarensis* (Lebour) and *Protogonyaulax catenella* (Whedon & Kofoid) Taylor from Japanese coastal waters. *Bulletin of Marine Science* 37: 533–534 p.
- Garcés, E., Bravo, I., Vila, M., Figueroa, R.I., Maso, M., Sampedro, N. (2008). Relation between vegetative cells and cyst production during *Alexandrium minutum* bloom in Arenys de Mar harbour (NW Mediterranean). *J. Plankton Res.* 26(6), 637 645.
- Gaujous, D. (1995). La pollution des milieux aquatiques, aide-mémoire, Technique et documentation. 40-41 p.

Références bibliographiques

- Gaumer, G. (1981). Evolution annuelle des communautés micro planctoniques de la Baie d'Alger. Variations de la composition spécifique liées à la nature du facteur nutritionnel limitant la biomasse algale. Thèse du 3ème cycle, Univ. Paris VI. 91 p.
- Germain, H. (1981). Flore des diatomées : eaux douces et saumâtres. Société nouvelle des éditions Boubée, Paris.
- Gerssen, A., Pol-Hofstad, I.E., Poelman, M., Mulder, P.P., Van den Top, H.J., De Boer, J. (2010). Marine toxins: chemistry, toxicity, occurrence and detection, with special reference to the Dutch situation. *Toxins*, 2: 878-904 p.
- Glibert, P.M., Allen, J.I., Bouwman, A.F., Brown, C.W., Flynn, K.J., Lewitus, A.J., Madden, C.J. (2010). Modeling of HABs and eutrophication Status, advances, challenges. *Journal of Marine Systems*, 83: 262-275 p.
- Glibert, P.M., Allen, J.I., Bouwman, A.F., Brown, C.W., Flynn, K.J., Lewitus, A.J., Madden, C.J. (2010). Modeling of HABs and eutrophication Status, advances, challenges. *Journal of Marine Systems*. 83: 262-275 p.
- Glibert, P.M., Seitzinger, S., Heil, C.A., Parrow, M.W., Codispoti, L.A., Burkholder, J.M., Kelly, V. (2005). The role of eutrophication in the Global proliferation of Harmful algal Blooms. *Oceanography* 18: 198-209 p.
- Granéli, E., Vidyaratna, N.K., Funari, E., Cumaratunga, P.R.T., Scenati, R. (2011). Can increases in temperature stimulate blooms of the toxic benthic dinoflagellate *Ostreopsis ovata*. *Harmful Algae*, 10: 98-115 p.
- Granéli, E., Vidyaratna, N.K., Funari, E., Cumaratunga, P.R.T., Scenati, R. (2011). Can increases in temperature stimulate blooms of the toxic benthic dinoflagellate *Ostreopsis ovata*. *Harmful Algae*. 10: 98-115 p.
- Grogga, N. (2012). Structure, fonctionnement et dynamique du phytoplancton dans le lac de Taabo (Côte d'Ivoire) Ecole doctorale : ED SDU2E. Laboratoire Ecologie Fonctionnelle et Environnement (Ecolab UMR 5245). 56 p.
- Grzebyk, D., Bechemin c., Ward, C. J., Verite, C., Codd, G.A., Maestrini, S.Y. (2003). Effects of salinity and two coastal waters on the growth and toxin content of the dinoflagellate *Alexandrium minutum*. *Journal of Plankton Research*. 25: 1185– 1199 p.
- Guettaf, M. (1997). Contribution de la variabilité du cycle reproductif (indice gonadique et histologique des gonades) chez *Paracentrotus lividus* (Echinodermata : Echinoides) en méditerranée sud occidentale (Algérie). Thèse doctorat université de méditerranée Aix – Marseille II (Faculté des sciences de lumeny). 170 p.
- Hadjadji, I., Masseret, E., Plisson, B., Laabir, M., Cecchi, P., Collos, Y. (2012). Clonal variation in physiological parameters of *Alexandrium tamarense*: implications for biological invasions and maintenance. *Cahiers De Biologie Marine* 53: 357-363 p.
- Hallegraeff, G.M. (1993). Review of harmful algal blooms and their apparent global increase. *Phycologia*, 32: 79-99 p.
- Hallegraeff, G.M. (2003). Harmful Algal Blooms: A Global Overview. In: Hallegraeff, G.M., Anderson, D.M., Cembella, A.D. (Eds). *Manual on Harmful Marine Microalgae*. UNESCO Publishing. 25-46 p.

Références bibliographiques

- Hallegraeff, G.M. (2010). Ocean climate change, phytoplankton community responses, and harmful algal blooms: A formidable predictive challenge. *Journal of Phycology*, 46: 220-235 p.
- Hamiche, S et Tounisi, A. (2009). Contribution à l'étude des paramètres biologiques et physicochimiques d'une ferme conchylicole cas de la ferme « Orcamarine ». *Mémoire d'ingénieur*. ENSSMAL Alger, 32-35 p.
- Heck, K.L., Hays, C.G., Orth, R.J. (2003). Critical evaluation of the nursery hypothesis for seagrass meadows. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 253, 123–136 p.
- Henry, M., Beaudry, J., 1992. Chimie des eaux, Ed le Griffon dargibe in Canada.
- Hurlbert, S.H. (1971). The non-concept of species diversity: A critique and alternative parameters. *Ecology*, 52: 577-586 p.
- Ifremer. (2006). Phytoplancton et phycotoxines. Bilan des connaissances générales. La surveillance dans le bassin d'Arcachon.
- Illoul, H. (1991). Contribution à l'étude qualitative, quantitative et structurale des populations phytoplanctoniques au large du Cap Caxine (Région Algéroise). *Thèse de magistère*. ISMAL Alger, 60-65 p et 174 p.
- Illoul, H., Hernandez, F.R., Vila, M., Adjaz, N., Younes, A.A., Bournissa, M., Koroghli, A., Marouf, N., Rabia, S., Ameer, F.L.K. (2012). The genus *Ostreopsis* along the Algerian coastal waters (SW Mediterranean Sea) associated with a human respiratory intoxication episode. *Cryptogamie, Algologie*, 33 (2): 209-216 p.
- Joanny, M., Belin, C., Claisse, D., Miossec, L., Berthome, J.P., Grouhel, A., et Raffin B. (1993). Qualité du milieu marin littoral. Ifremer, Plouzané, 241 p.
- Karydis, M., et Kitsiou, D. (2012). Eutrophication and environmental policy in the Mediterranean Sea: a review. *Environmental monitoring and assessment* 184(8): 4931-4984 p.
- Kemp, W.M., Boynton, W.R., Adolf, J.E., Boesch, D.F., Boicourt, W.C., Brush, G., Cornwell, J.C., Fisher, T.R., Glibert, P.M., Hagy, J.D., Harding, L.W., Houde, E.D., Kimmel, D.G., Miller, W.D., Newell, R.I.E., Roman, M.R., Smith, E.M., Stevenson, J.C. (2005). Eutrophication of Chesapeake Bay: historical trends and ecological interactions. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 303, 1–29 p.
- Kornprobst, JM. (2005). Substance naturelle d'origine marine tome 1 Généralités Microorganismes Algues Ed Lavoisier, Paris, 1830 p.
- Krom, M., Kress., et Brenner, S. (1991). Phosphorus limitation of primary productivity in the eastern Mediterranean Sea. *Limnol. Océanogr.* 36 (3):424 – 432 p.
- Laabir, M., Jauzein, C., Genovesi, B., Masseret, E., Grzebyk, D., Cecchi, P., Vaquer, A., Perrin, Y., Collos, Y. (2011). Influence of temperature, salinity and irradiance on the growth and cell yield of the harmful red tide dinoflagellate *Alexandrium catenella* colonizing Mediterranean waters. *Journal of Plankton Research*, 33 (10) : 1550-1563 p.
- Lacaze, J.C. (1996). L'eutrophisation des eaux marines et continentales. Edition Ellipse. Paris. 191 p.
- Lalami-Taleb, R. (1970). Facteurs de répartition verticale du phytoplancton au large d'Alger. *Thèse de Doct. 3ème cycle en biologie. Université d'Alger*: 168 p.

Références bibliographiques

- Lassus, P et Cossa, D. (1989). Le cadmium en milieu marin. Biogéochimie et écotoxicologie. Ed.I. 168 p.
- Lawton, J.H., Naeem, S., Thompson, L.J., Hector, A., Crawley, M.J.(1998). Biodiversity and ecosystem function: getting the Ecotron experiment in its correct context. *Funct. Ecol.*, 12: 848-852 p.
- Lorenzen, C.J., (1967). Determination of chlorophyll and phaeo-pigments: spectrophotometric equations, *Limnol. Oceanogr.* 343–346 p.
- Malone, T., C. (1982). Phytoplankton photosynthesis and carbon-specific growth: light-saturated rates in a nutrient-rich environment. *Limnology and Oceanography.* 27 (2): 226-235 p.
- Margalef, R., Estrada, M. (1987). Synoptic distribution of summer microplankton (Algae and protozoa) across the principal front in the Western Mediterranean. *Investigación Pesquera* 51:121–140 p.
- Messaoudi, A., Chablaoui, N. (2007). Contribution à l'étude quantitative phytoplanctoniques, biologique et Physicochimique au niveau d'un site à potentialité aquacole cas de Bou-Ismaïl, Mémoire de fin d'étude Université Saad Dahlab, Blida. 76 p.
- Mokrane, Z., Harkati, F. (2006). « Étude qualitative quantitative et structurale des communautés phytoplanctonique et des ciliés dans deux stations situées à Tamentfoust et Sidi Fredj ». *Mémoire de fin d'étude, USTHB. FSB.* 40 p.
- Mollo, P., Naury, A. (2013). Manuel du plancton, Charles Léopold Mayer éd. Paris. 15-45 p.
- Mullin, J.B. et Riley, J.P. (1955). The spectrophotometric determination of silicate-silicon natural waters with special reference to seawater. *Anal. Chim. Acta*, 12 : 162-170 p.
- Nagasoe, S., KIM, D.I., Shimasaki, Y., Oshima, Y., Yamaguchi, M., et., Honjo, T. (2006). Effects of temperature, salinity and irradiance on the growth of the red tide dinoflagellate *Gyrodinium instriatum* Freudenthalet Lee. *Harmfulalgae*, 5(1): 20-25 p.
- Nezan, E., Piclet, G. et Grossel, H. (1996). Guide pratique du Réseau National de Surveillance du phytoplancton. 24 p.
- Ngansoumana, B.A. (2006). La communauté phytoplanctonique du lac de Guiers (Sénégal) : types d'associations fonctionnelles et approches expérimentales des facteurs de régulation. Thèse de Doctorat de 3e Cycle. Université Cheikh AntaDiop de Dakar (Sénégal), 135 p.
- Okaichi, T., et Nishio, S. (1976): Identification ammonia as the toxic principle of red tide of *Noctiluca miliaris*. *Bull Plank. Soc. Jpn.* 23: 75-80 p.
- Ott, D.W., et Oldham-Ott, C.K. (2003). Eustigmatophyte, Raphidophyte and Tribophyte Algae. *Dans: Freshwater Algae of North America: Ecology and Classification.* Wehr, J.D. et Sheath, R.G. (eds). Academic Press, Paris.
- Ounissi, M., et Frehi. (1998). Composition et abondance du zooplancton en situation d'eutrophisation dans un secteur côtier du Golfe d'Annaba (Algérie. 13 – 28 p.

Références bibliographiques

- Penna, A., Bertozzini, E., Battocchi, C., Galluzzi, L., Giacobbe, M.G., Vila, M., Garces, E., Lugliè, A., Magnani, M. (2007). Monitoring of HAB species in the Mediterranean Sea through molecular methods. *Journal of Plankton Research*, 29: 19-38 p.
- Penna, A., Vila, M., Fraga, S., Giacobbe, M.G., Andreoni, F., Riobó, P., Vernesi, C. (2011). Characterization of *Ostreopsis* and *Coolia* (Dinophyceae) isolates in the Western Mediterranean Sea based on morphology, toxicity and internal transcribed spacer 5.8S DNAr sequences, *J. Phycol.* (2005), 41, 212–225 p.
- Psarra, S., Tselepides, A., Ignatiades, L. (2000). Primary productivity in the Cretan Sea (NE Mediterranean): seasonal and interannual variability. *Progress in Oceanography* 46, 187–204 p.
- Quéguiner, B. (2013). Structure et Fonctionnement des Ecosystèmes Pélagiques Marins. Centre d'Océanologie de Marseille, Aix-Marseille Université ; CNRS ; Lobumr 6535, Laboratoire d'Océanographie et de Bio-géochimie, OSU/Centre d'Océanologie de Marseille, 93 p.
- Raimbault, P., Slawyk, G., Coste, B. et Fry, J. (1990). Feasibility of using an automated colorimetric procedure for the determination of seawater nitrate in the 0 to 100 nM range: examples from field and culture. *Marine Biology*. 104(2): 347-351p.
- Raimbault, P., Taupier-letage, I., et Illoul, H. (1990). Importance relative de différentes classes de taille du phytoplancton. *Campagnes Océanographiques Françaises, IFREMER*, 11 : 108-111 p.
- Reguera, B., Garces, E., Bravo, I., Ramilo, I., Gonzalez-gil, S. (2003). In situ division rates of several species of *Dinophysis* estimated by postmitotic dx. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 2498: 117-131 p.
- Retima, A. (1999). Incidences des échanges hydrologiques, chimiques et phytoplanctoniques sur la fertilité de la lagune Mellah et de littoral voisin (El-Kala, Algérie) selon le régime des marées, dix ans après l'aménagement du chenal de communication. *Thèse de Magister*, Université d'Annaba (Algérie) : 87 p.
- Ricard, M. (1987). Atlas Du Phytoplancton Marin, Vol. II. Diatomophycées. Eds. CNRS France, 297 p.
- Robert, D., Catesson, A.M. (2005). Organisation végétative. Ed: Doin. Paris.
- Rodger, H.D., Henry, L., Mitchell, S.O. (2011). Non-infectious gill disorders of marine salmonid fish. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 21(3): 423-440 p.
- Rodier, J. (1996). L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduelles et eaux de mer 8 ème Ed Dunod, Paris. 1383 p
- Rolland, A. (2009). Dynamique et diversité du phytoplancton dans le réservoir marne (bassin versant de la seine). Thèse de doctorat. Université de Savoie Ecole Doctorale SISEO, 241 p.
- Rossi, N. (2008). Ecologie des communautés planctoniques méditerranéennes et étude des métaux lourds (Cuivre, Plomb, Cadmium) dans différents compartiments de deux écosystèmes côtiers (Toulon, France). Thèse de doctorat. Université du sud Toulon-Var 201 p.
- Salhi, N., Zmerli-Triki, H., Molinero, J.C., Laabir, M., Sehli, E., Bellaaj-Zouari, A., Daly Yahia, N., Kéfi-Daly Yahia, O. (2018). Seasonal variability of picophytoplankton

Références bibliographiques

under contrasting environments in northern Tunisian coasts, southwestern Mediterranean Sea. *Marine Pollution Bulletin*, 129 (2): 866-874 p.

- Samson-kechacha, F. L. 1981. Variations saisonnières des matières nutritives de la Baie d'Alger : Recherche des facteurs contrôlant le développement du phytoplancton .Thèse du 3ème cycle .USTHB, Alger, 98 p.
- Seguin, G., Braconnot, J.C., Elkaim, B., 1997. Le plancton. Presses universitaires de
- Smayda, T.J. (1997). Harmful algal blooms: their ecophysiology and general relevance to phytoplankton blooms in the sea. *Limnology and Oceanography*, 42 (5, part 2) : 1137-1153 p.
- Smayda, T.J., Reynolds, C.S. (2001). Community assembly in marine phytoplankton: application of recent models to harmful dinoflagellate blooms. *J. PlanktonRes.*, 23: 447–461 p.
- Sournia, A. (1978). *Phytoplankton Manuel*. Manographes en océanographie méthodologie - N°6.UNESCO, Paris, 337 p.
- Sournia, A. (1986). *Atlas du phytoplancton marin : Volume 1 - Cyanophycées, Dictyochophycées, Dinophycées, Raphidophycées*. Ed. CNRS. Paris, 219 p.
- Sournia, A., Erard-Le Denn, E., Grzebyk, D., Lassus, P. et Partensky, F. (1990). Plancton nuisible sur les côtes de France. *Pour la Science*, 153 p.
- Steidinger, K.A., et Tangen, K. (1997). Dinoflagellates. In: C.R. Tomas (Ed.), *Identifying Marine Diatoms and Dinoflagellates*, Academic Press, New York: 387-598 p.
- Stewart, P. (1969). Quotient pluviométrique et dégradation biosphérique. Quelques réflexions. *Bull. Int. Nati. Agro. El Harrach*, 24-25 p.
- Straub, F. (1984). Note algologique I : Observation de quelques Diatomées (*Bacillariophyceae*). Extrait du Bulletin de la Société Neuchâteloise des Sciences naturelles 1. 107: 5-9 p.
- Taupier-Letage et millot. (1988). Surf circulation in the Algerian Basin DURING (1984). *Oceanologicaacta*, n°5: 79-85 p.
- Taylor, F.J.R. (1976). Dinoflegellates from the international Indian Ocean expedition. A report on material collected by the R.V. "Anton Bruun" 1963-1964 *Bibliotheca botanica* 132: 1-234, l. 1-46 p.
- Thingstad, T. F., Havskum, H., Zweifel, U. L., Berdalet, E., Sala, M. M., Peters, F., Alcaraz, M., et al. 2007. Ability of a "minimum" microbial food web model to reproduce response patterns observed in mesocosms manipulated with N and P, glucose, and Si. *J. Mar. Syst.* 64:15–34 p.
- Thomas, S., Cecchi, P., Corbin, D., Lemoalle, J. (2000). The different primary producers in a small African tropical reservoir during a drought: temporal changes and interactions. *FreshwaterBiology*, 45: 43-56 p.
- Tregouboff, G., Rose, M. (1978). *Manuel de planctonologie méditerranéenne*. Tome1, Centre National de la Recherche Scientifique, 587 p.
- Utermöhl, H. (1958). Zur Vervollkommnung der quantitativ en Phytoplankton-Method. *Int. Ver. theor. angew. Limnol*, 9: 1-39 p.

Références bibliographiques

- Van Lenning, K., Vila, M., Masó, M., Garcés, E., Angles, S., Sampedro, N., Morales-Blake, A., Camp, J. (2007). Short-term variations in development of a recurrent toxic *Alexandrium minutum* - Dominated dinoflagellate bloom induced by meteorological conditions. *Journal of Phycology*, 43: 892-907 p.
- Vanucci, S., Pezolesi, L., Pistocchi, R., Ciminiello, P., Dell'Aversano, C., DelloIacovo, E. (2012). Nitrogen and phosphorus limitation effects on cell growth, biovolume, and toxin production in *Ostreopsis cf. ovata*. *Harmful Algae*, 15: 78-90 p.
- Vila, M., Camp, J., Garcés, E., Masó, M., Delgado, M. (2001). High-resolution spatio-temporal detection of potentially harmful dinoflagellates in confined waters of the NW Mediterranean. *Journal of Plankton Research*, 23: 497-514 p.
- Wetzel, R.G. (2001). *Limnology: Lake and River Ecosystems*. 3rd Edition. Academic Press, London.
- Wetzel, R.G., Likens, G.E. (1995). *Limnological analysis*, 2nd edn. Springer-Verlag, New York.
- Wood, E.D., Armstrong, F.A.J., Richard, F.A. (1967). Determination of nitrate in seawater by cadmium copper-reduction to nitrite. *Journal of the Marine*.
- World Commission on Dams. (2000). Hygiene and health education to increase the beneficial impact of water supplies, 65 p.
- Zingone, A., et Enevoldsen, H.O. (2000). The diversity of harmful algal blooms: a challenge for science and management. *Ocean & Coastal Management* 43: 725-748 p.

- Site web consultés

- Google earth : <http://www.google.com/earth/index.html>
- Center for Integrated Marine Technologies and the University of California Santa Cruz. All images courtesy of Susan Coale. Web Design & Layout by Laura Beach. 2007: [http://www. Le flache these\doc pourthese\guide\Alexandrium Dinoflagellate.mht](http://www.Le%20flache%20these\doc%20pour%20these\guide\Alexandrium%20Dinoflagellate.mht)
- World register of marine species: <http://www.marinespecies.org/index.php>.
- www.nmnh.si.edu.

Annexes

Annexes

Annexes n°1 : Préparation du LUGOL

La préparation du lugol (mélange iodo-ioduré de potassium) nécessite le mélange des produits dans l'ordre suivant : - Préparer 100 ml d'eau distillée,

- Ajouter 50 g d'iodure de potassium
- Agiter pendant 15 minutes ;
- Ajouter 25 g d'iode sublimé ;
- Agiter pendant 15 minutes
- Ajouter 250 ml d'H₂O distillée
- Ajouter 25 g d'acétate de soude ;
- Agiter pendant 15 minutes,

Conserver au sombre, de préférence dans une bouteille ambrée de 500 ml avec bouchon rodé, Ne pas utiliser de récipient en plastique,

Ce type de fixation apporte plusieurs avantages :

(1) Les Flagellés conservent en majorité leurs flagelles et

(2) Les cellules phytoplanctoniques sont colorées en brun clair ce qui facilite l'observation microscopique (**Thronsen, 1978**),

Le principal désavantage est la dissolution des Coccolithophoridés (**Thronsen, 1978**),

C'est la raison pour laquelle ce groupe taxonomique n'a pas été considéré dans cette étude,

Annexes

Annexes n°2 : Dosage des sels nutritifs

Dosage des nitrates et nitrites :

Les réactifs :

La solution tampon :

Verser 50g de NH_4Cl (chlorure d'ammonium) dans 800 ml d'eau distillée, ajuster le pH à 8,2 avec la solution ammoniac

(BH_4OH (25%)) ± 1 ml, ajuster 5 g d'hydroxyde de sodium (NaOH) agiter bien, compléter à 100 ml par l'eau distillée, dissoudre 3 ml de bridj (30%), Elle peut être conservée 1 semaine à 4° C,

Réactif de coloration :

Dissoudre 150 ml d'acide orthophosphorique

(H_3PO_4 (85%)) ; dans 700 ml d'eau distillée, avec 10 g de sulfanilamide ($\text{C}_6\text{H}_8\text{N}_2\text{O}_2\text{NS}$) et 0,5g de α -Naphthyléthylène diamine dihydrochloride ($\text{C}_{12}\text{H}_{16}\text{Cl}_2\text{N}_2$), compléter à l'eau distillée jusqu'à 1000 ml, Cette solution peut- être conservée 2 semaines,

Standards :

Versez 0,6068g de nitrate de sodium (NaNO_3) DANS 800 ml d'eau distillée, Compléter à 1000 ml, La solution peut être conservée 4 semaines à 4°C

La solution secondaire :

Verser 10 ml de la solution mère et compléter à 100 ml à l'eau distillée,

1) Dosage des orthophosphates :

Les réactifs :

Solution de molybdate d'ammonium :

Dissoudre 230 mg d'antymonytartrate de potassium

($\text{K}(\text{SbO})\text{C}_4\text{H}_4\text{O}_6, \frac{1}{2}\text{H}_2\text{O}$) dans 800 ml d'eau distillée, ajouter 69,94 ml d'acide sulfurique H_2SO_4 (97%) et 6g de molybdate d'ammonium ($(\text{NH}_4)_6\text{MO}_7\text{O}_{24}4\text{H}_2\text{O}$) ajouter avec l'eau distillée à 1000 ml, et 2 ml de FFD6,

Solution d'acide ascorbique :

Dissoudre 11g d'acide ascorbique ($\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6$) dans 800 ml d'eau distillée, ajouter 60 ml d'acétone ($\text{C}_3\text{H}_6\text{O}$) et compléter à l'eau distille jusqu'à 1000 ml par l'eau distillée,

Solution secondaire :

Diluer 10 ml de la solution mère jusqu'à 100 ml par l'eau distillée,

Annexes

2) dosage des silicates :

Les réactifs :

1) Solution d'acide sulfurique :

Dissoudre 10 ml d'acide sulfurique (H_2SO_4 (97%)) dans 990 ml d'eau distillée, Cette solution peut être conservée 1 semaine à 4° C, on ajoutant 2 ml FFD6,

2) Solution de molybdate d'ammonium :

Dissoudre 20g de molybdate d'ammonium $(NH_4)_6MO_7O_{24} \cdot 4H_2O$ dans 800ml d'eau bidistillée, Compléter à 1000 ml la solution peut être conserver 1 jour seulement, on ajoutant 2 ml FFD6,

3) Solution d'acide oxalique :

Dissoudre 44g d'acide oxalique $C_2H_2O_4 \cdot 2H_2O$ dans 800 ml, d'eau distillée, compléter à 1000 ml,

4) Solution d'acide ascorbique :

Dissoudre 40g d'acide ascorbique ($C_6H_8O_6$) dans 800 ml d'eau distillée, en suite, compléter à 1000 ml, la durée de conservation de cette solution est d'une semaine à 4° C,

Les standards :

Solution mère :

Dissoudre 1,0119g de métasilicate et sodium $Na_2SiO_3 \cdot 9H_2O$ dans 1000 ml d'eau distillée, La durez de conservation de cette solution est d'un mois à 4°C,

Solution secondaire :

Diluer 10 ml de la solution mère jusqu'à 100 ml par l'eau distillée

2, Les gammes et les courbes d'étalonnage

La préparation des gammes pour les standards est nécessaire avant de commencer le dosage,

2, 1 Gamme d'étalonnage des Nitrates

Tableau 10 : Gamme d'étalonnage des Nitrates

Standards	$[NO_3^-]$ $\mu\text{mol/l}$	Hauteur des pics (unité digitale)
Standard n°1	0,1686	58
Standard n°2	0,3979	138
Standard n°3	0,6098	211
Standard n°4	0,8015	278
Standard n°5	0,9528	330
Standard n°6	1,0954	379

Annexes

2, 2 Gamme d'étalonnage des Nitrites

Tableau 11 : Gamme d'étalonnage des Nitrites

Standards	[NO ₂ ⁻] μmol/l	Hauteur des pics (unité digitale)
Standard n°1	0,2570	128
Standard n°2	0,4354	216
Standard n°3	0,5574	276
Standard n°4	0,6370	316
Standard n°5	0,6904	342
Standard n°6	0,7176	356

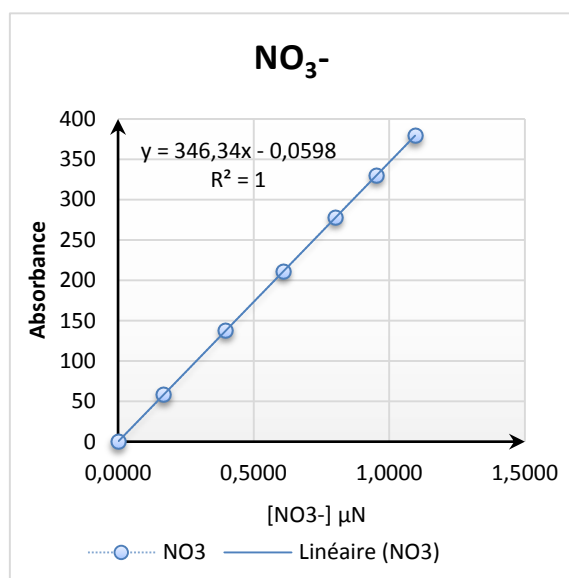


Figure 49 : Droite d'étalonnage des nitrates

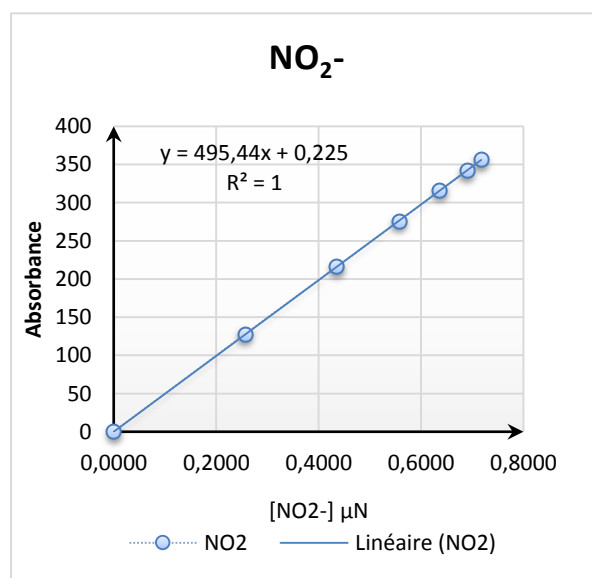


Figure 50 : Droite d'étalonnage des nitrites

2,3 Gamme d'étalonnage des orthophosphates

Tableau 12 : Gamme d'étalonnage des orthophosphates

Standards	[PO ₄ ²⁻] μmol/l	Hauteur des pics (unité digitale)
Standard n°1	0,2329	662
Standard n°2	0,4074	1158
Standard n°3	0,5966	1695
Standard n°4	0,7764	2206
Standard n°5	1,1596	3295
Standard n°6	1,2095	3436

Annexes

2, 4 Gamme d'étalonnage des silicates

Tableau 13 : Gamme d'étalonnage des silicates

Standards	[SiO ₂] μmol/l	Hauteur des pics (unité digitale)
Standard n°1	0,4423	57
Standard n°2	0,9627	123
Standard n°3	1,6316	209
Standard n°4	2,3785	304
Standard n°5	3,3598	430
Standard n°6	4,9738	637

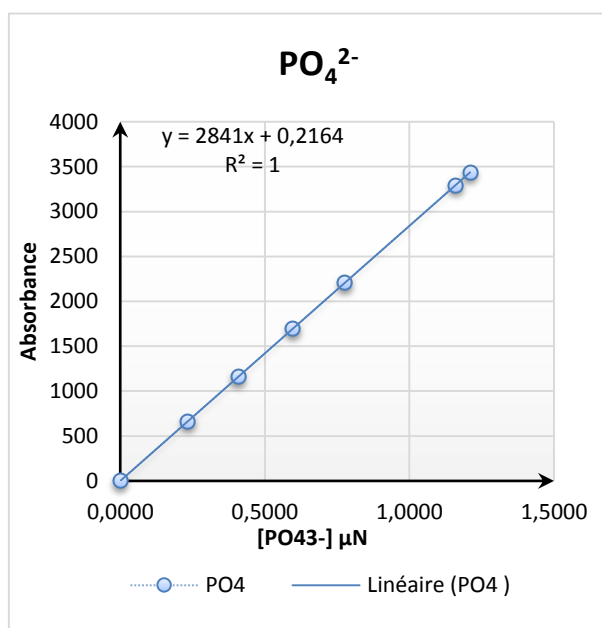


Figure 51 : Droite d'étalonnage des orthophosphates

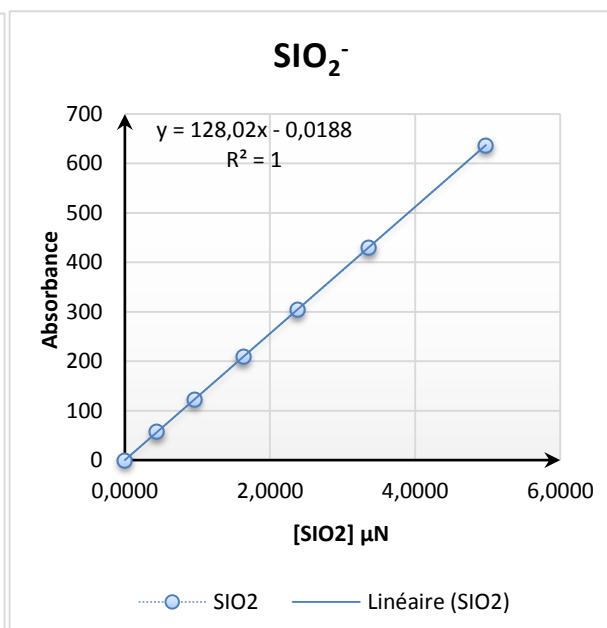


Figure 52 : Droite d'étalonnage des silicates

Annexes

Annexes n°3 : Dosage de la Chlorophylle *a*

Les réactifs utilisés pour la mesure de la chlorophylle *a* sont les suivants :

- **Préparation de l'acétone à 90%**

L'extraction de la chlorophylle *a* se fait par l'acétone à 90%

- Dans une éprouvette de 1 litre, introduire 900ml d'acétone pure ;
- Ajouter 100ml d'eau déionisée mesuré à l'aide d'une éprouvette de 100ml,

- **Préparation de l'HCl 0,3N**

- Diluer 40 fois l'HCl 37% (12N) dans de l'eau déminéralisée (2,5ml d'HCl pour 100ml de solution),

Attention : Verser d'abord une partie de l'eau (la moitié) ; ajouter l'acide puis compléter à 100 ml avec l'eau déminéralisée,

Annexes

Annexes n°4 : Résultats de mesure des paramètres chimiques

Tableau 14 : Résultats de mesure des paramètres *in-situ*

Code de la station	Coordonnées géographiques	Date de prélèvement	Paramètres <i>in-situ</i>				
			Profondeur (m)	T (°C)	pH	O ₂ (Mg/l)	Salinité (PSU)
P01/St1	Station 1 03° 18' 44,6" Est 36° 47' 54,3" Nord	10/02/2019	Entre 0 cm et -10 m	15,3	8,19	6,78	35,7
P01/St2				15,01	8,14	6,93	35,9
P01/St3				15,1	8,44	6,55	36,01
P02/St1	Station 2 03° 18' 48,99" Est 36° 47' 50,57" Nord	25/02/2019		14,86	8,18	7,33	34,71
P02/St2				14,8	8,15	7,11	34,49
P02/St3				14,79	8,16	7,71	34,41
P03/St1	Station 3 03° 18' 58,89" Est, 36° 47' 48,16" Nord	10/03/2019		15,7	8	8,73	34,8
P03/St2				15,54	8	8,85	34,74
P03/St3				15,57	8	9,75	34,78
P04/St1		24/03/2019		15,52	8,12	9,11	34,68
P04/St2				15,41	8,13	9,02	34,72
P04/St3				15,52	8,16	9,08	34,68
P05/St1		14/04/2019		16,6	8,04	10,05	35,61
P05/St2				15,95	8,05	10,28	35,59
P05/St3				16	8,03	10,13	35,51
P06/St1		28/04/2019		17,07	8,2	10,41	36,19
P06/St2				16,9	8,19	10,45	36,21
P06/St3				17	8,32	10,37	36,27
P07/St1		05/05/2019	16,8	8,14	7,01	36,31	
P07/St2			16,6	8,21	7,97	36,28	
P07/St3			16,28	8,43	7,64	36,17	
P08/St1		16/06/2019	18,65	7,33	5,03	36,49	
P08/St2			18,56	7,48	5,19	36,4	
P08/St3			18,45	8	5,55	36,37	

Annexes

Tableau 15 : Résultats de mesure des paramètres physico-chimique mesurés au laboratoire

Code de la station	Coordonnées géographiques	Date de prélèvement	Paramètres mesurés au laboratoire				
			NO3 µmol/l	NO2 µmol/l	SIO2 µmol/l	PO4 µmol/l	[Chloro a](ug/l)
P01/St1	Station 1 03° 18' 44,6" Est 36° 47' 54,3" Nord	10/02/2019	0,2717	0,03249	0,10671	0,76825	/
P01/St2			0,2786	0,03343	0,10671	0,75851	/
P01/St3			Station 2	0,2946	0,03563	0,44462	0,78835
P02/St1	03° 18' 48,99" Est 36° 47' 50,57" Nord	25/02/2019	0,3213	0,0359	0,89782	0,91689	/
P02/St2			0,3397	0,03627	0,85335	0,91715	/
P02/St3			Station 3	0,3284	0,03732	0,84139	0,91441
P03/St1	03° 18' 58,89" Est, 36° 47' 48,16" Nord	10/03/2019	0,3697	0,03477	0,73839	0,99053	/
P03/St2			0,4171	0,04233	0,60671	0,98871	/
P03/St3			0,3783	0,04629	0,7156	0,97104	/
P04/St1		24/03/2019	0,3999	0,04938	0,62231	0,93024	/
P04/St2			0,3704	0,04233	0,65345	1,01307	/
P04/St3			0,3978	0,04433	0,62231	0,96526	/
P05/St1		14/04/2019	0,4042	0,0572	0,57449	0,67434	0,831
P05/St2			0,4168	0,05619	0,53339	0,69109	0,731
P05/St3			0,4054	0,0544	0,56006	0,71301	0,654
P06/St1		28/04/2019	0,4271	0,05932	0,3895	0,6525	0,654
P06/St2			0,4242	0,05996	0,37114	0,66833	0,631
P06/St3			0,4198	0,0538	0,39117	0,65633	0,554
P07/St1		05/05/2019	0,4299	0,05958	0,2517	0,61109	2,385
P07/St2			0,4287	0,05763	0,36217	0,60087	2,108
P07/St3			0,4298	0,05918	0,37785	0,61516	3,047
P08/St1		16/06/2019	0,0128	0,0047	0,0489	0,263	1,208
P08/St2			0,0167	0,0054	0,0304	0,2642	1,816
P08/St3			0,012	0,0057	0,0106	0,2645	2,277

Annexes

Annexe n° 5 : Résultats d'analyse du phytoplancton

Tableau 16 : Inventaire des espèces identifiées

<i>Diatomées</i>	<i>Dinoflagellés</i>	<i>Divers</i>
<i>Amphora spp</i>	<i>Alexadrium sp</i>	<i>Cryptophycées</i>
<i>Asterionellopsis spp</i>	<i>Amphidinium spp</i>	<i>Chlorophycées</i>
<i>Asterionellopsis glacialis</i>	<i>Ceratium fusus</i>	<i>Ciliés</i>
<i>Bacteriastrum spp</i>	<i>Prorocentrum cf comprecum</i>	<i>Euglénophycées</i>
<i>Bellerochea spp</i>	<i>Oblea spp</i>	<i>Cryptomonas sp</i>
<i>Cerataulina spp</i>	<i>Ceratium furca</i>	<i>Chlorella sp</i>
<i>Chetoceros spp</i>	<i>Cerataulina spp</i>	<i>Euglena sp</i>
<i>Coscinodiscus spp</i>	<i>Ceratium candelabrum</i>	<i>Holococcolithophora sp</i>
<i>Cylindrotheca spp</i>	<i>Ceratium lineatum</i>	
<i>Phaeodactylum spp</i>	<i>Prorocentrum lima</i>	
<i>Detonula spp</i>	<i>Cochlodinium spp</i>	
<i>Diatomées chaînes</i>	<i>Dinophysis spp</i>	
<i>Diatomées pennales</i>	<i>Diplopsalis spp</i>	
<i>Diatomés centrales</i>	<i>Gymnodinium cf catenatum</i>	
<i>Ditylum spp</i>	<i>Gymnodinium spp</i>	
<i>Ditylum cf brightwellii</i>	<i>Gyrodinium spp</i>	
<i>Eucampia cf zodiacus</i>	<i>Hétérocapsa spp</i>	
<i>Grammatophora sp</i>	<i>Katodinium spp</i>	
<i>Guinardia spp</i>	<i>Lepidiniim spp</i>	
<i>Guinardia cf flaccida</i>	<i>Lepidodinium chlorophorm</i>	
<i>Gyrosigma spp</i>	<i>Noctiluca scintillans</i>	
<i>Lauderia spp</i>	<i>Ostreopsis spp</i>	
<i>chlorophorm Lepidodinium</i>	<i>Petit dinoflagellés</i>	
<i>Leptocylindrus spp</i>	<i>Petit Gymnodinium</i>	
<i>Licmophora spp</i>	<i>Phalacroma sp</i>	
<i>Navicula spp</i>	<i>Prorocentrum compressum</i>	
<i>Nitzchia Spp</i>	<i>Prorocentrum micans</i>	
<i>Thalassiosira spp</i>	<i>Prorocentrum triestinum</i>	
<i>Paraliasulcata spp</i>	<i>Protopteridinium cf steinii</i>	
<i>Pleurosigma spp</i>	<i>Protopteridinium ovatum</i>	
<i>Pseudo-nitzschia spp (large + fine)</i>	<i>Protopteridinium spp</i>	
<i>Rhizosolenia spp</i>	<i>Protopteridinium spp</i>	
<i>Skeletonema spp</i>	<i>Scrippsiella spp</i>	
<i>Thalassionema spp</i>	<i>Stephanopyxis spp</i>	
<i>Thalassionema cf nitzschiodes</i>	<i>Triceratium spp</i>	

Annexes

Annexe n° 6 : Résultats d'analyses du phytoplancton toxiques et/ ou nuisibles.

Tableau 17 : Densité des genres phytoplanctoniques toxiques et/ ou nuisibles identifiés dans la ferme conchylicole durant la période d'étude.

10/02/2019						
Groupe	Genre/Espèce toxique	Effets	St1	St2	St3	Densité (C/L)
Diatomées	<i>Pseudo-nitzschia spp (large + fine)</i>	ASP+Bloom	+	+	+	880
Dinoflagellés	<i>Gymnodinium cf catenatum</i>	PSP+Bloom	+	-	+	80
	<i>Ceratium fusus</i>	F,K+Bloom	+	+	+	680
	<i>Prorocentrum compressum</i>		-	+	+	400
	<i>Ostreopsis sp</i>	IR + Bloom	-	+	-	40
Groupe	Genre/Espèce Nuisible	Effets	St1	St2	St3	Densité (C/L)
Diatomées	<i>Bacteriastrum sp</i>	Bloom	+	-	-	40
	<i>Bellerochea sp</i>		+	-	-	160
	<i>Chaetoceros spp</i>		+	+	-	480
	<i>Cylindrotheca sp</i>		+	-	+	80
	<i>Detonula sp</i>		+	-	-	40
	<i>Guinardia spp</i>		-	+	+	240
	<i>Leptocylindrus sp</i>		-	-	+	80
	<i>Skeletonema sp</i>		-	+	-	40
	<i>Thalassiosira sp</i>		+	-	-	40
	Dinoflagellés		<i>Ceratium furca</i>			+
<i>Gymnodinium sp</i>			+	+	+	960
<i>Gyrodinium sp</i>			+	+	+	1920
<i>Prorocentrum micans</i>			+	-	-	200
<i>Prorocentrum sp</i>			+	-	+	680
<i>Protoperidinium spp</i>			+	+	-	520
<i>Scrippsiella spp</i>			+	+	+	3440

Annexes

25/02/2019						
Groupe	Genre/Espèce toxique	Effets	St1	St2	St3	Densité (C/L)
Diatomées	Pseudo-nitzschiaspp (large +fine)	ASP+Bloom	+	+	+	21840
	<i>Alexandrium sp</i>	PSP+Bloom	+	-	-	120
Dinoflagellés	Prorocentrum cf comprussum	/	+	-	-	120
Groupe	Genre/Espèce Nuisible	Effets	St1	St2	St3	Densité (C/L)
	<i>Astrionellopsis sp</i>		+	-	+	720
	<i>Bellarochea sp</i>		-		+	200
	<i>Chaetoceros spp</i>		+	+	+	20 160
	<i>Cylindrotheca sp</i>		+	+	+	13 040
	<i>Ditylum sp</i>			+	+	400
	<i>Eucampia cf zodiacus</i>		+	-	-	80
	<i>Guinardia sp</i>		+	+	+	9 206
	<i>Leptocylindrus sp</i>		+	+	+	14 560
	<i>Rhizosolenia sp</i>		+	+	+	760
	<i>Skeletonema sp</i>			+	-	480
	<i>Thalassionema sp</i>		+	+	-	320
Diatomées	<i>Thalassiosira sp</i>		+	+	+	89 920
	<i>Cerataulina sp</i>			+	-	240
	<i>Ceratium candelabrum</i>			-	+	80
	<i>Ceratium furca</i>		+	-	-	40
	<i>Ceratium lineatum</i>			-	+	40
	<i>Ceratium tripos</i>		+	-	-	40
	<i>Diplosalis sp</i>		+	-	-	3280
	<i>Gymnodinium sp</i>		-	+	+	160
	<i>Gyrodiniumsp</i>		+	+	+	1130
	<i>Heterocapsa sp</i>		+	+	+	1 360
	<i>Katodinium sp</i>		+	-	-	160
	<i>Noctiluca scintillans</i>		+	+	+	160
	<i>Protoperidinium spp</i>		+	+	+	360
Dinoflagellés	<i>Scrippsiella sp</i>	Bloom	+	+	+	560

Annexes

10/03/2019						
Groupe	Genre/Espèce toxique	Effets	St1	St2	St3	Densité (C/L)
Diatomées	<i>Pseudo-nitzschia</i> spp (large + fine)	ASP+Bloom	+	+	+	4560
Dinoflagellés	<i>Ceratium fusus</i>	FK+Bloom	+	+	+	240
	<i>Prorocentrum cf comprussum</i>		-	+	-	80
Groupe	Genre/Espèce Nuisible	Effets				Densité (C/L)
Diatomées	<i>Chaetoceros</i> spp	Bloom	+	+	+	78720
	<i>Cylindrotheca</i> sp		+	+	+	8640
	<i>Guinardia</i> sp		+	+	+	2800
	<i>Leptocylindrus</i> sp		+	+	+	21120
	<i>Thalassiosira</i> sp			+	+	320
Dinoflagellés	<i>Ceratium furca</i>		-	+	+	80
	<i>Cochlodinium</i> sp		-	-	+	320
	<i>Gymnodinium</i> spp		+	-	-	320
	<i>Gyrodinium</i> spp		+	+	+	3080
	<i>Hétérocapsa</i> spp		+	+	+	7260
	<i>Katodinium</i> spp		-	+	+	640
	<i>Noctiluca scintillans</i>		+	+	+	320
	<i>Protoperidinium</i> spp		+	+	+	320
	<i>Scrippsiella</i> spp		+	-	-	320

Annexes

28/03/2019						
Groupe	Genre/Espèce toxique	Effets	St1	St2	St3	Densité (C/L)
Diatomées	<i>Pseudo-nitzschiaspp (large + fine)</i>	ASP+Bloom	+	+	-	360
Dinoflagellés	<i>Ceratium fusus</i>	F,K+Bloom	-	+	+	120
	<i>Ostreopsis sp</i>	IR + Bloom	+	-	-	120
	<i>Prorocentrum cf comprecum</i>	/	+	+	-	320
	<i>Alexadrium spp</i>	PSP+Bloom	+	+	+	360
Groupe	Genre/Espèce Nuisible	Effets	St1	St2	St3	Densité (C/L)
Diatomées	<i>Chaetoceros spp</i>	Bloom	+	+	+	1520
	<i>Cylindrotheca spp</i>		+	+	+	1760
	<i>Guinardia spp</i>		-	+	-	120
	<i>Leptocylindrus spp</i>		+	+	+	680
	<i>Thalassiosira spp</i>		-	-	+	40
Dinoflagellés	<i>Cochlodiniums pp</i>		+	-	-	120
	<i>Gymnodinium spp</i>		+	+	+	1320
	<i>Gyrodinium spp</i>		+	+	+	1440
	<i>Heterocapsa spp</i>		+	+	+	1680
	<i>Noctiluca scintillas</i>		-	-	+	40
	<i>Prorocentrum triestinum</i>		+	+	+	760
	<i>Prorocentrum micans</i>		-	-	+	200
	<i>Protoperidinium ovatum</i>		+	+	-	80
	<i>Protoperidinium spp</i>		+	+	+	360
	<i>Scrippsiella spp</i>		+	+	+	3840
Dictyophyceae	<i>Dictyocha sp</i>	-	+	+	120	

Annexes

14/04/2019						
Groupe	Genre/Espèce toxique	Effets	St1	St2	St3	Densité (C/L)
Diatomées	<i>Pseudo-nitzschia spp(fine+large)</i>	ASP+Bloom	+	+	+	6920
	<i>Ceratium fusus</i>	FK+Bloom	+	-	-	40
Dinoflagellés	<i>Dinophysis spp</i>	DSP+Bloom	-	+	-	80
Groupe	Genre/Espèce Nuisible	Effets	St1	St2	St3	Densité (C/L)
	<i>Chaetoceros spp</i>		+	+	+	60320
	<i>Cylindrotheca sp</i>		+	-	+	2280
	<i>Eucampia sp</i>		+	-	-	80
	<i>Guinardia sp</i>		+	+	+	3000
	<i>Lauderia sp</i>		-	-	+	120
	<i>Leptocylindrus sp</i>		+	+	+	4680
	<i>Rhizosolenia sp</i>		+	+	+	5160
Diatomées	<i>Thalassiosira sp</i>		+	+	+	440
	<i>Ceratium furca</i>		+	-	-	40
	<i>Gyrodinium sp</i>		-	+	+	240
	<i>Heterocapsa sp</i>		+	+	+	560
	<i>Noctiluca scintillans</i>		+	-	+	120
	<i>Prorocentrum micans</i>		+	-	+	280
	<i>Protoperdinium spp</i>		+	+	-	120
Dinoflagellés	<i>Scrippsiella sp</i>	Bloom	+	+	+	960

Annexes

28/04/2019

Groupe	Genre/Espèce toxique	Effets	St1	St2	St3	Densité (C/L)
Diatomées	<i>Pseudo-nitzschia spp(fine+large)</i>	ASP+Bloom	+	+	+	1320
Dinoflagellés	<i>Prorocentrum cf compressum</i>		+	-	-	40
	<i>Ceratium fusus</i>	FK+Bloom	+	+	-	80
	<i>Alexadrium sp</i>	PSP+Bloom	+	-	-	80
	<i>Ostreopsis spp</i>	IR+Bloom	-	-	+	80
Groupe	Genre/Espèce Nuisible	Effets	St1	St2	St3	Densité (C/L)
Diatomées	<i>Asterionellopsis spp</i>		-	+	-	40
	<i>Chaetoceros spp</i>		+	+	+	35820
	<i>Cylindrotheca spp</i>		+	+	+	2280
	<i>Guinardia spp</i>		+	+	+	600
	<i>Lauderia spp</i>		-	+	-	160
	<i>Leptocylindrus sp</i>		+	+	+	2840
	<i>Rhizosolenia spp</i>		+	+	+	400
	<i>Skeletonema spp</i>		+	-	-	40
	<i>Thalassiosira spp</i>		+	+	-	560
Dinoflagellés	<i>Ceratium furca</i>		+	+	+	600
	<i>Ceratium tripos</i>		-	+	-	40
	<i>Diplopsalis spp</i>		+	-	-	80
	<i>Gymnodinium spp</i>		+	-	+	680
	<i>Gyrodinium spp</i>		+	+	-	320
	<i>Heterocapsa spp</i>		+	+	+	4040
	<i>Katodinium spp</i>		+	+	-	360
	<i>Noctiluca scintillans</i>		-	+	-	120
	<i>Prorocentrum micans</i>		+	+	-	2880
	<i>Prorocentrum spp</i>		+	-	-	120
	<i>Prorocentrum triestinum</i>		+	+	+	4320
	<i>Protoperidinium spp</i>		+	+	-	3840
		<i>Scrippsiella spp</i>	Bloom	+	+	+

Annexes

05/05/2019						
Groupe	Genre/Espèce toxique	Effets	St1	St2	St3	Densité (C/L)
Diatomées	<i>Pseudo-nitzschiaspp (large + fine)</i>	ASP+Bloom	+	+	+	5640
	<i>Phalacroma sp</i>	DSP	-	+	-	40
	<i>Ostreopsis spp</i>	IR+Bloom	-	+	-	40
	<i>Prorocentru mcompressum</i>	/	+	+	-	360
	<i>Alexadrium sp</i>	PSP+Bloom	-	-	+	400
Dinoflagellés	<i>Ceratium fusus</i>	FK+Bloom	-	-	+	80
Groupe	Genre/Espèce Nuisible	Effets	St1	St2	St3	Densité (C/L)
	<i>Asterionellopsis spp</i>		+	+	+	1720
	<i>Chaetoceros spp</i>		+	+	+	60960
	<i>Cylindrotheca spp</i>		+	+	+	11560
	<i>Eucampia cf zodiacus</i>		-	-	+	80
	<i>Guinardia spp</i>		+	-	+	4040
	<i>Lauderia spp</i>		-	-	+	560
	<i>Lepidodinium chlorophorm</i>		+	+	-	360
	<i>Leptocylindrus spp</i>		+	+	+	11600
	<i>Rhizosolenia spp</i>		-	-	+	160
Diatomées	<i>Thalassiosira spp</i>		-	+	+	13600
	<i>Cerataulina spp</i>		-	+	-	400
	<i>Ceratium furca</i>		+	+	+	480
	<i>Gymnodinium spp</i>		+	+	+	2680
	<i>Gyrodinium spp</i>		+	+	+	4080
	<i>Heterocapsa spp</i>		+	+	+	5200
	<i>Noctiluca scintillans</i>		-	-	+	40
	<i>Prorocentrum spp</i>		-	-	+	160
	<i>Prorocentrum triestinum</i>		+	+	+	4600
	<i>Protoperidinium spp</i>		-	+	+	560
Dinoflagellés	<i>Scrippsiella spp</i>	Bloom	+	+	+	4120

Annexes

16/06/2019						
Groupe	Genre/Espèce toxique	Effets	St1	St2	St3	Densité (C/L)
Diatomées	<i>(Pseudo-nitzschia spp (fine+large</i>	ASP+Bloom	+	+	+	2640
Dinoflagellés	<i>fuscus Ceratium</i>	FK+Bloom	-	-	+	40
	<i>Dinophysis sp</i>	DSP+Bloom	-	+	+	160
	<i>Ostreopsis sp</i>	IR+Bloom	-	+	+	320
	<i>Alexadrium sp</i>	PSP+Bloom	+	+	+	320
Groupe	Genre/Espèce Nuisible	Effets	St1	St2	St3	Densité (C/L)
Diatomées	<i>Ceratium furca</i>	Bloom	+	+	-	240
	<i>Chetoceros spp</i>		+	+	+	151 000
	<i>Cylindrotheca spp</i>		+	+	+	2000
	<i>Guinardia spp</i>		+	+	+	1720
	<i>Leptocylindrus spp</i>		+	+	+	42120
	<i>Rhizosolenia spp</i>		+	-	+	1840
	<i>Thalassiosira spp</i>		+	+	+	1880
Dinoflagellés	<i>Gymnodinium spp</i>		+	+	+	3320
	<i>Gyrodinium spp</i>		+	+	+	840
	<i>Hétérocapsa spp</i>		+	+	+	1960
	<i>Prorocentrum micans</i>		+	+	+	560
	<i>Prorocentrum triestinum</i>		+	+	+	5080
	<i>Protoperidinium spp</i>		+	+	+	3320
	<i>Scrippsiella spp</i>		+	+	+	2280

Bloom : Prolifération excessive des microalgues (phénomène des eaux colorées).
ASP: Amnesic Shellfish Poisoning. **DSP**: Diarrheic Sheffield poisoning
PSP : Paraletic Shellfish Poisoning **KL** : Kill fishes
I.R.: Irritation Respiratoire.

Annexes

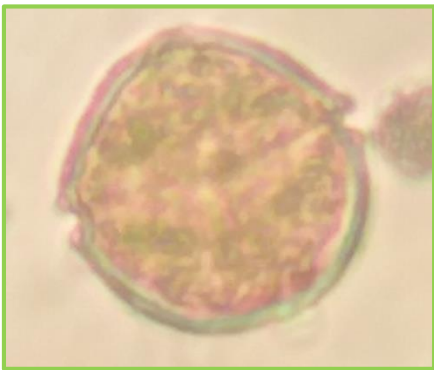
Annexe n° 7 : Photographies de quelques genres phytoplanctonique identifiés dans les eaux de la ferme conchylicole Orca marine (prises avec un téléphone portable).



Silicofalegellé (Grossissement x40)



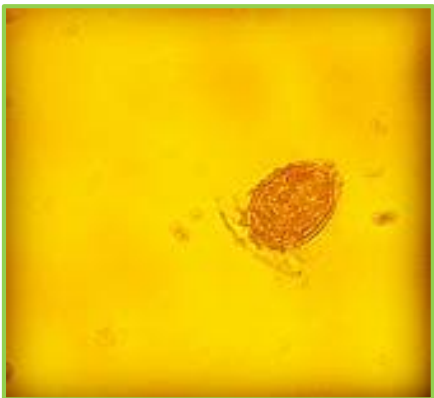
Noctiluca scintillans (Grossissement x40)



Alexandrium sp (Grossissement x40)



Prorocentrum Lima (Grossissement x40)

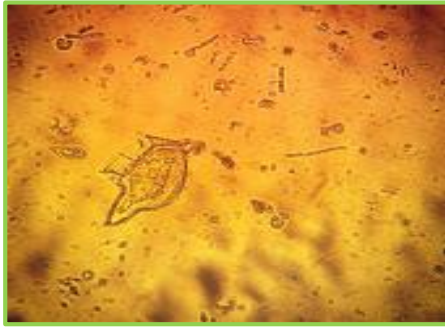


Dinophysis sp (Grossissement x40)



Pseudo-nitzschia sp (Grossissement x40)

Annexes



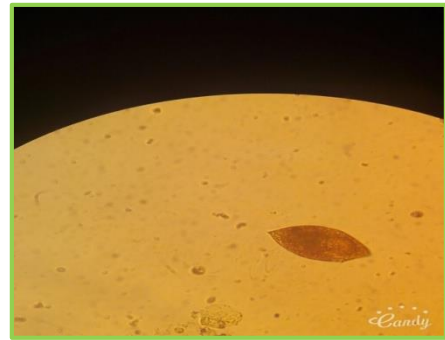
Dinophysis spp (Grossissement x40)



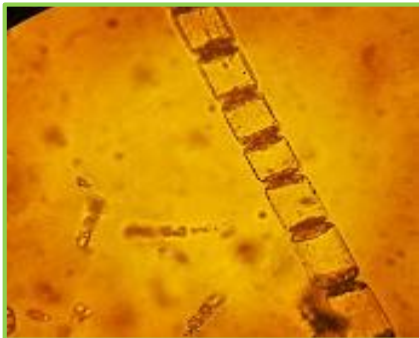
Protoperidinium sp (Grossissement x40)



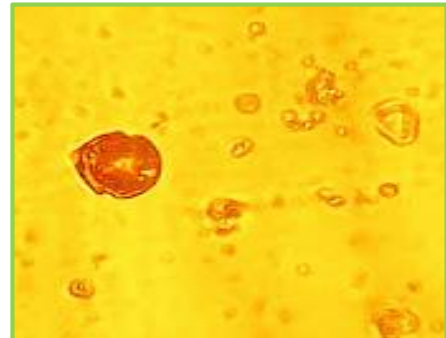
Ceratium fusus (Grossissement x40)



Gyrodinium sp (Grossissement x40)



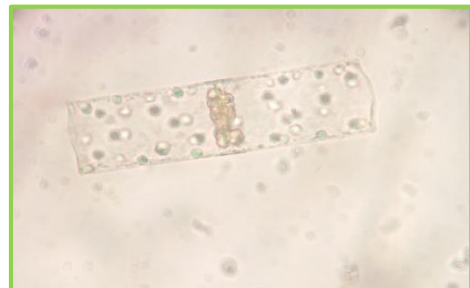
Lauderia sp (Grossissement x40)



Scripseilla sp (Grossissement x40)

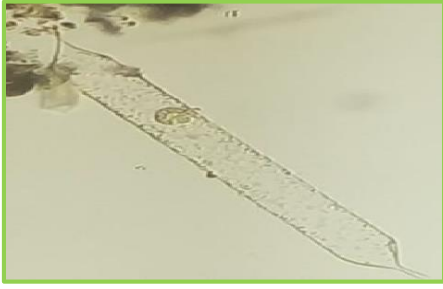


Gymnodinium sp (Grossissement x40)

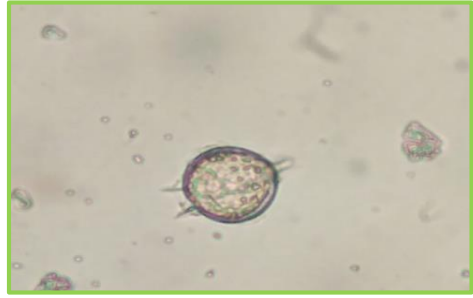


Ginnardia sp (Grossissement x40)

Annexes



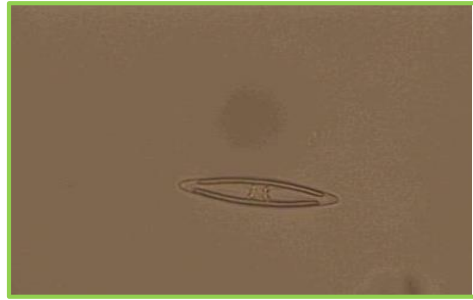
Rhizosolenia sp (Grossissement x40)



Protoperidinium spp (Grossissement x40)



Ostreopsis sp (Grossissement x40)



Navicula sp (Grossissement x40)



Cochlodinium sp (Grossissement x40)



Oblea sp (Grossissement x40)



Ceratium furca (G x40)

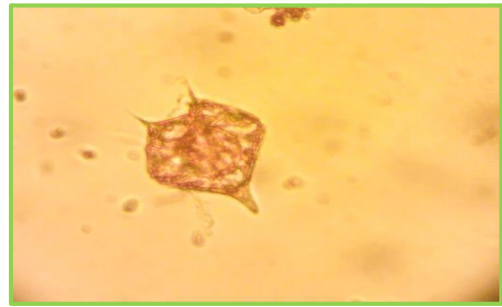


Gymnodinium cf catenatum (G x40)

Annexes



Ceratium spp (G x40)



Protoperidinium spp (G x40)

Résumé

Le but principal de cette étude est de contribuer à étudier et identifier les espèces responsables des HABs au niveau de la ferme conchylicole « Orcamarine », et d'évaluer la qualité physicochimique des eaux de la ferme, pendant la période allant de Février à Juin 2019. Durant la période de notre échantillonnage, la salinité et la température ont eu des fluctuations saisonnières. Les teneurs en éléments nutritifs analysés (les nitrites, les nitrates, le phosphore, et les silicates) sont peu élevées durant toute la période d'étude, suggérant une consommation importante des nutriments par les espèces phytoplanctoniques autotrophes, notamment les concentrations des silicates qui varient inversement avec les concentrations des diatomées. La chlorophylle *a* varie de 1,4 à 3,04 µg/l.

Aussi, durant toute la période d'étude, la communauté du phytoplancton potentiellement toxique et/ou nuisible quant à elle, était estimée à 39 genres parmi les 78 genres recensées au niveau de la ferme échantillonnée. Dans l'ensemble des sites, ce sont les espèces de diatomées qui sont les plus représentées avec 75 %, suivies des dinoflagellés avec 9 %.

Cette étude révèle l'existence de diatomées potentiellement toxiques comme les espèces du genre *Pseudonitzschia* et des dinoflagellés comme des espèces du genre *Dinophysis*, du genre *Alexandrium*, et l'espèce *Gymnodinium cf. catenatum*, mais avec des concentrations faibles, et en dessous des normes. D'autres espèces qui sont potentiellement nuisibles ont été également observées, comme les diatomées : *Thalassiosira sp.*, *Leptocylindrus spp.*, et le genre *Chaetoceros spp.* qui a marqué un bloom durant le mois de Juin. Les dinoflagellés quant à eux, manifestent avec les genres *Prorocentrum*, *Gyrodinium*, *scrpsiella*. Ces espèces n'ont jamais contribué ici, à des blooms phytoplanctoniques.

Mots clés : Ferme conchylicole « Orcamarine », paramètres physico-chimiques, phytoplancton toxique, phytoplancton nuisible.

Abstract

The principal goal of this study is to contribute to study and identify the species responsible for HABs, at the level of the shellfish farm « Orcamarine », and to evaluate the physic-chemical quality of the waters of the farm, during the period from February to June 2019.

During the period of our sampling, the salinity and temperature had seasonal fluctuations. The contents of the analyzed nutrients (nitrites, nitrates, phosphorus and silicates) are relatively low during all the studied period, suggesting an important consumption of the nutrients by the autotrophic phytoplankton species, in particular the concentrations of silicates, which vary, inversely with the diatom concentrations. Chlorophyll *a* varied from 1, 4 to 3, 04 µg/l. Also, during all the study period, the potentially toxic and / or harmful phytoplankton community was estimated at 39 genera among the 78 genera recorded at the farm level sampled. In all the sites, the diatom species are the most represented with 75%, followed by dinoflagellates with 9%.

This study reveals the existence of potentially toxic diatoms such as species of the

genus *Pseudonitzschia* and dinoflagellates such as species of the genus *Dinophysis*, genus, *Alexandrium*, and species *Gymnodinium cf catenatum*, but with low concentrations, and below norms.

Other species potentially harmful were also observed, such as diatoms: *Thalassiosira sp*, *Leptocylindrus spp*, and the genus *Chaetoceros spp*, which marked a bloom during the month of June. The dinoflagellates meanwhile, manifest with the genera *Prorocentrum*, *Gyrodinium*, *scrppiella*. These species have never contributed here to phytoplankton blooms.

Key words: Shellfish farm "Orcamarine", Physicochemical parameters, Toxic phytoplankton, Harmful phytoplankton.

ملخص

الغرض الرئيسي من هذه الدراسة هو المساعدة في دراسة وتحديد الطحالب السامة و الضارة المسؤولة عن HABs في مزرعة المحار "Orcamarine" ، وتقييم الجودة الفيزيائية والكيميائية لمياه المزرعة ، خلال الفترة الممتدة من فبراير إلى يونيو 2019 .

خلال فترة أخذ العينات، الملوحة ودرجة الحرارة تتغير بشكل موسمي . بالنسبة للمغذيات التي تم تحليلها (النترت والنترات والفوسفور والسيليكا) منخفضة طوال فترة الدراسة ، مما يشير إلى امتصاص المغذيات بشكل كبير بواسطة أنواع العوالق النباتية الذاتية التغذية ، بما في ذلك تركيزات السيليكا التي تتغير عكسيا مع تركيزات Diatomées تركيز الكلوروفيل أ يتراوح من 1.4 إلى 3.04 ميكروغرام / لتر.

أيضاً، خلال فترة الدراسة، قُدرت العوالق النباتية المحتمل أن تكون ساماً و / أو ضاراً بـ 39 جنساً من بين 78 جنساً مسجل على مستوى مزرعة المحار. في جميع المواقع كانت الأنواع Diatomées الأكثر تمثيلاً بنسبة 75 ٪، تليها dinoflagellés بنسبة 9 ٪.

تكشف هذه الدراسة عن وجود طحالب مجهريّة مرتبطة بإنتاج السمّيات Diatomées مثل أنواع جنس *Pseudonitzschia* و dinoflagellates مثل أنواع جنس *Dinophysis*، جنس *Alexandrium*، وأنواع *Gymnodinium cf catenatum*، ولكن بتركيزات منخفضة ، لم يصلوا إلى العتبة ودون المعايير. وقد لوحظت أيضاً أنواع أخرى قد تكون ضارة، مثل الدياتومات Diatomées : *Thalassiosira sp* و *Leptocylindrus spp* ، والجنس *Chaetoceros spp* الذي شهد إزهاراً خلال شهر يونيو. في هذه الأثناء، يتجلى دينوفلاجيل Dinoflagellés بالأجناس *Prorocentrum* ، *Gyrodinium* ، *Scrppiella*. لكن لم تساهم هذه الأنواع هنا في إزهار العوالق النباتية.

الكلمات المفتاحية: مزرعة المحار "Orcamarine" ، المعلمات الفيزيائية والكيميائية ، العوالق النباتية السامة ، العوالق النباتية الضارة.