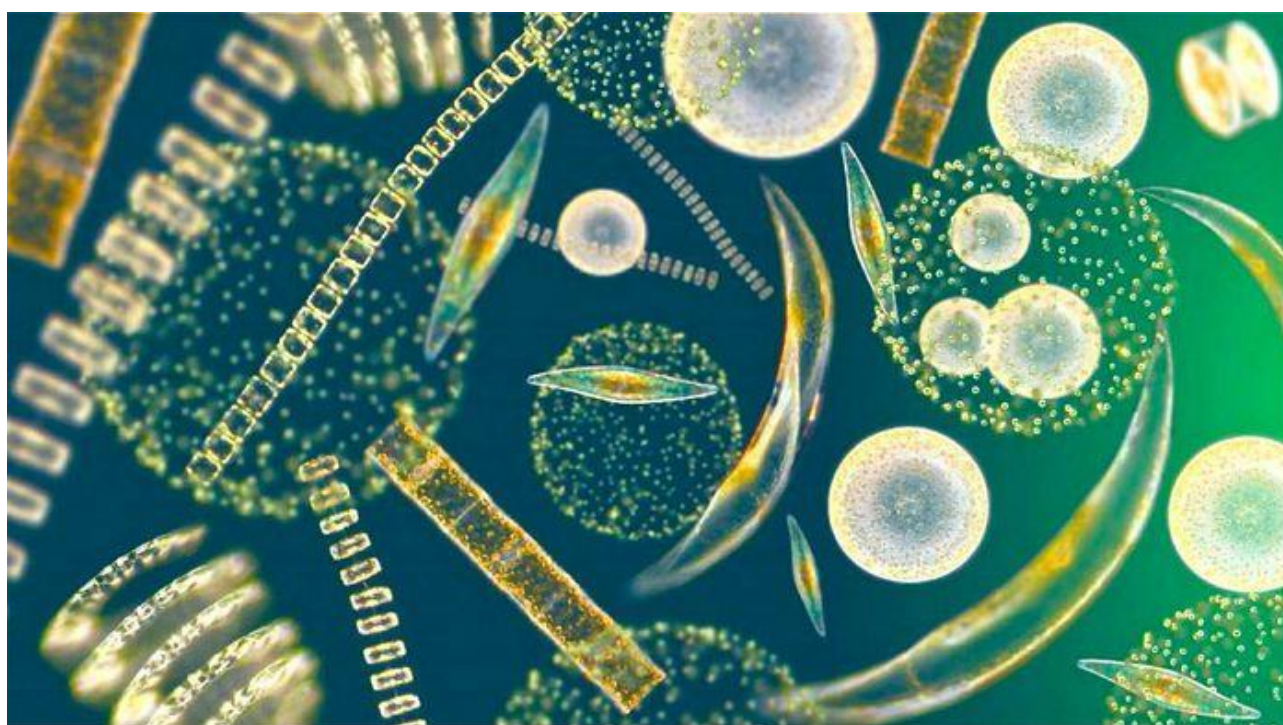


Suivi de variations des populations phytoplanctoniques en rade de Lorient



LEROY Raphael

Licence 3 Biologie des Organismes

Stage effectué du 4 Février au 29 Mars 2019 à l'Observatoire du Plancton sous
la tutelle scientifique de CHARPENTIER Antoine

*« Le présent rapport constitue un exercice pédagogique qui ne peut en aucun cas engager la
responsabilité de l'Entreprise ou du Laboratoire d'accueil »*

Table des matières

Remerciement :	3
AVANT-PROPOS.....	4
1. INTRODUCTION	5
1.1 Etat de l'art	5
1.2 Ecosystème	6
1.3 Objectifs	6
2. MATERIEL ET METHODES	7
2.2 Protocole de prélèvement phytoplanctonique	10
2.2.1 Choix du site de prélèvement.....	10
2.2.2 Fréquence d'échantillonnage	11
2.2.3 Profondeur d'échantillonnage.....	11
2.2.4 Technique d'échantillonnage	11
2.3 Traitement des échantillons	12
2.3.1 Analyse qualitative	12
2.3.2 Analyse quantitative.....	12
2.4 Mesure des paramètres physico-chimiques	13
2.4.1 Paramètres physiques	13
2.4.2 Température et densité.....	13
2.4.3 Salinité.....	13
2.4.4 Pluviométrie, ensoleillement et température de l'air	14
2.5 Analyses statistiques des données	14
2.5.1 Cartographie de la zone d'étude	14
2.5.2 Richesse taxonomique et Abondance	14
3. Résultats.....	15
3.1. Richesse taxonomique	15
3.1.1 Taxons totaux	15
3.1.2. Diatomées et dinoflagellés	16
3.2. Abondance phytoplanctonique	17
3.3 Paramètre physico-chimiques	18
3.3.1 Paramètres physiques	18
3.3.2 Paramètres chimiques.....	20
4. DISCUSSION	25
4.1 Les paramètres physico-chimiques.....	25
4.2 Richesse taxonomique et abondance phytoplanctonique	26
4.3 Microplastiques	27
4.4 Les biais potentiels.....	27
5. CONCLUSION	28
6. Bibliographie	29

Remerciement :

Pour commencer, je remercie Claudine Corneloup, Présidente de l'association, co-gestionnaire et signataire de la convention, de m'avoir accueilli au sein de l'observatoire.

Je remercie également Antoine Charpentier, salarié de l'association et tuteur de mon stage, qui a su se montrer disponible sur l'ensemble de la période de stage, notamment lors des campagnes de prélèvement et durant les phases d'analyse et d'identification où il a fait preuve de pédagogie pour répondre au mieux à mes nombreuses questions.

Mes remerciements vont également à Jérôme Even, le second salarié de l'Observatoire du Plancton, pour son aide précieuse lors de l'identification des prélèvements et pour les connaissances qu'il m'a apporté.

Pour le partage d'expérience notamment lors des prélèvements, je remercie Flavie MOIRAND, en service civique à l'association.

Pour l'intégration et les connaissances apportées lors des missions annexes, je remercie également Claude Tauden et Marceline Ledain, co-gestionnaires de l'association.

Enfin je tiens à remercier l'ensemble des bénévoles de l'association que j'ai pu croiser durant mon stage pour leur accueil, leur disponibilité, ainsi que pour le savoir qu'ils ont pu me transmettre. L'ensemble de ces personnes m'ont permis d'approfondir et de développer rapidement mes connaissances sur le plancton afin d'être plus efficace durant ma période de stage.

AVANT-PROPOS

La présente étude initiée par l'Observatoire du Plancton il y a maintenant 8 ans est soutenue par différents acteurs sociaux tel que « Lorient Agglomération », ou encore la société de gestion des plaisanciers « Sellar ».

L'observatoire du plancton est une association loi 1901 à but non lucratif créée en décembre 2003 par Pierre Mollo, enseignant-chercheur passionné du monde marin et du plancton. Il est notamment auteur de deux ouvrages sur le plancton intitulés « le Manuel du plancton » et « l'Enjeu du plancton ».

Cette association, située à Port-Louis dans le département du Morbihan, a pour but de rendre accessible à tous, la connaissance du milieu aquatique et de favoriser sa protection. Ces différentes actions se traduisent par des analyses planctoniques dans différents milieux naturels de Bretagne Sud, des animations pour les scolaires, universitaires ou pour le grand public ainsi que de la sensibilisation sur les microplastiques et sur la pollution du milieu marin.

Le suivi planctonique permet ainsi d'apporter des connaissances scientifiques et d'expertises pluridisciplinaires et inter organismes spécialisés sur l'évolution de la biodiversité marine en Bretagne Sud mais également des interactions entre les scientifiques et les institutions en charge de la gestion durable du milieu marin pour permettre une communication vers un large public.

1. INTRODUCTION

1.1 Etat de l'art

Le terme plancton a été défini par Hensen en 1887 comme étant l'ensemble des formes animales et végétales vivant en suspension dans les eaux, sans mouvement propre pour lutter efficacement contre le courant. Le plancton se divise en deux grands règnes, le plancton végétal, constitué d'algues presque toutes unicellulaires, et le plancton animal composé de deux groupes : Le zooplancton permanent, holoplancton, et le zooplancton temporaire, méroplancton. Le phytoplancton est un groupe polyphylétique très diversifié comptant plus de 15000 espèces décrites [i] dont 4000 marines [ii] et dont la majorité est probablement toujours non décrite, spécialement au sein du pico- et nanoplancton [iii]. Le phytoplancton est à la base de la chaîne alimentaire des organismes aquatiques, on le retrouve aussi bien en eau douce, saumâtre ou salée [iv]. C'est le maillon le plus important qu'il convient de préserver pour l'équilibre de l'écosystème car c'est le premier maillon de la chaîne trophique [v]. De plus grâce à la photosynthèse, le phytoplancton fournit près de deux tiers de l'oxygène de l'air [vi]. En plus de fournir de l'oxygène, le plancton joue le rôle de pompe biologique du carbone et permet de capter le CO₂ de l'air pour le piéger dans les océans [vii]. Très étudié, le plancton est une espèce sentinelle [viii]. C'est donc un bio-indicateur de l'équilibre écologique du milieu car leurs peuplements évoluent très rapidement selon les paramètres du milieu tel que la teneur en nutriment, l'ensoleillement, la turbidité. Il est notamment utilisé dans le cadre de la directive européenne cadre sur l'eau DCE [ix]. Il est donc important de pouvoir suivre et évaluer sa composition, son abondance et sa biomasse ainsi que sa variabilité spatio-temporelle, mais ceci reste une tâche délicate. Depuis 1974, des réseaux de surveillance de la qualité du milieu marin et notamment le REPHY & REPHYTOX ont été mis en place par l'IFREMER.

Le phytoplancton est composé de l'ensemble du plancton végétal, c'est-à-dire des microorganismes photosynthétiques [x] dérivant dans les masses d'eaux. Il s'agit de cellules, colonies ou filaments dont les mouvements dépendent essentiellement de ceux de l'environnement aquatique et/ou qui sont mobiles mais dont les déplacements sont relativement restreints dans la masse d'eau. Les phytoplanctons se déclinent en deux principaux groupes. Le premier, les diatomées, sont de tailles variables allant de 2 micromètres à 1 millimètre. Elles sont constituées d'une frustule en silice qui est souvent ornée et de forme géométrique. Les diatomées peuvent être à symétrie centrale, elles seront alors dites centrales ou bien à symétrie bilatérale, dans ce cas elles seront dites pennées. Les diatomées représentent en moyenne 75% de la production primaire des zones eutrophes [xi].

Les dinoflagellés sont quant à eux constitués d'une cellule entourée d'une thèque cellulosique formée de deux valves séparées par un sillon dans lequel on retrouve un flagelle. Les dinoflagellés possèdent deux flagelles qui assurent leurs mouvements. La majorité des espèces toxiques du phytoplancton font partie de ce groupe. Celles-ci peuvent entraîner des conséquences néfastes pour l'homme par ingestion de coquillages ou de poisson qui eux-mêmes ont été contaminés par les toxines [xii].

Le zooplancton est la proie de nombreuses espèces marines, il a donc un impact sur toute la chaîne alimentaire. Celui-ci est divisé en deux règnes : le méroplancton qui passe seulement une partie de sa vie sous forme planctonique et qui est composé de larves de crustacé ou de poisson et l'holoplancton qui passe toute sa vie sous forme planctonique. Le groupe dominant de ce règne est celui des crustacés majoritairement représentés par les copépodes, environ 80 à 90% ^[xiii].

1.2 Ecosystème

Le suivi de plancton est très récent, moins de 50 ans, il permet d'acquérir des connaissances sur les espèces et le milieu marin. De nombreuses espèces ont une aire de répartition limitée due à des seuils de tolérance restreints face aux différents paramètres physico-chimiques. Ces différents paramètres peuvent alors influencer la composition des communautés planctoniques. Les variations de ces communautés peuvent alors aider à connaître l'état écologique du milieu en fonction des espèces présentes. Les rejets continentaux peuvent, inversement donc, avoir une influence directe sur les paramètres physico-chimiques et donc impacter le développement du phytoplancton et sa composition. Une prolifération de dinoflagellés va être le signe d'une qualité de l'eau qui se dégrade ^[xiv].

Concernant le zooplancton, l'impact de la pollution est plus difficile à évaluer, cependant l'apport de métaux lourds par les rejets industriels ainsi que les rejets agricoles semblent affecter les fonctions biologiques des organismes planctoniques ^[xv].

De plus, si l'incidence de la pollution sur les populations de zooplancton est difficilement quantifiable, l'impact avéré des dégradations du milieu aquatique sur le phytoplancton suffisent à bouleverser l'équilibre naturel au sein de la chaîne trophique supérieure.

1.3 Objectifs

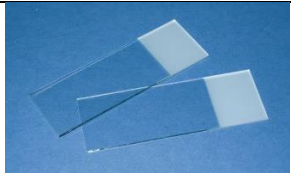
Outre l'intérêt évident de constituer une base de données pluriannuelle afin de juger au mieux de la qualité de l'écosystème marin en rade de Lorient, cette seule étude nous permettra d'apporter des indications supplémentaires sur les différences potentielles entre nos deux stations de prélèvements. En effet, les 2 stations étant respectivement sous influence marine et fluviale, il est pertinent d'évaluer les variations entre les paramètres physico-chimiques de chacune de ces stations et leur répercussions éventuelles sur l'abondance et la richesse spécifique phytoplanctonique.

2. MATERIEL ET METHODES

2.1 Matériel

La liste du matériel utilisé pour le terrain et pour le laboratoire est résumée dans le Tableau 1.

Etape	Quantité	Matériel	Caractéristiques (dimensions, références,)	Fonction	Photo
Terrain					
Préparation	-	Appareil photo, marqueurs, fiche terrain, calendrier des marées	-	Echantillonnage	
	1L	Solution de lugol	0,4 % d'iode	Fixateur pour le plancton	
Prélèvement richesse spécifique	1	Filet à plancton	Filet d'un maillage de 50 micromètres	Concentrer les organismes présents dans l'eau	
	2	Flacon	Récipient 500ml placé en terminaison du filet à plancton	Récupérer la biomasse prise dans le filet à plancton	
Prélèvement abondance	2	Flacon	Récipient 2L	Récupérer l'échantillon sur le point de prélèvement	
	1	Fabrication artisanale	Contenant d'1L	Permet de récupérer 1L d'échantillon à 1 mètre de profondeur	

Prélèvement d'eau pour les paramètres physico-chimiques	1	Récipient fabrication artisanale	Contenance : 50 ml	Permet de contenir un échantillon d'eau	
	1	Thermomètre densimètre		Permet d'obtenir la température de l'eau et sa densité	
Laboratoire					
Préparation	1	Gants, masque, pipette	Usage unique et outils de laboratoire stérilisé	Permet d'éviter les risques dû à l'utilisation de produits nocifs	
Livret d'identification	3	Fiche espèce, guide identification	Voir bibliographie	Identification	
Analyse richesse spécifique	2	Tamis	Maillage : 20 micromètres	Récupérer le substrat de l'échantillon d'une taille supérieur à 20 micromètres	
	2	Pipette	Outil de prélèvement mesuré pour un liquide	Permet de récupérer le substrat du tamis	
	2	Lame	Plaque de verre permettant d'y déposer un échantillon	Permet de poser une goutte du substrat tamisé	
	2	Lamelle	Fine plaque de verre à déposer sur la lame contenant l'échantillon	Permet de fixer l'échantillon pour simplifier l'analyse	

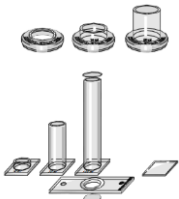
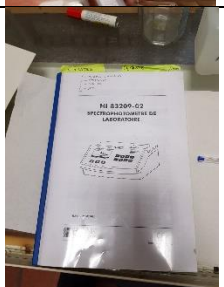
	1	Microscope	Microscope Nikon E800	Permet de visualiser les espèces présentes sur notre échantillon	
Analyse abondance	1	Micropipette graduée	Contenance : 20 ml	Permet de prélever un volume précis de l'échantillon	
	2	Chambre de sédimentation	Contenance : 25 ml car eau peu turbide	Permet la sédimentation de l'échantillon lugolé	
	1	Microscope inversée	OLYMPUS IX50	Permet de visualiser les espèces présentes dans la chambre de sédimentation	
Analyse paramètre physico-chimique	1	Spectrophotomètre	HANNA HI83209	Permet de quantifier la présence des sels nutritifs	
	1	Livret du protocole pour la spectrophotométrie de laboratoire	HI 83209-02	Permet de suivre le protocole précis pour chacun des sels nutritifs	

Tableau 1 Liste du matériel

2.2 Protocole de prélèvement phytoplanctonique

Le protocole de prélèvement planctonique en vigueur durant cette étude est établi en suivant le programme REPHY & REPHYTOX mis en place par l'IFREMER. Cette méthodologie est aussi bien appliquée sur l'aspect technique de l'échantillonnage que sur la partie analytique des prélèvements. La mise en corrélation des différents protocoles avec ceux de l'IFREMER permet d'avoir des données comparables à celles répertoriées par les autres organismes.

2.2.1 Choix du site de prélèvement

Les deux points de prélèvements ont été sélectionnés pour leurs caractéristiques géomorphologiques particulières ainsi que pour leur accessibilité à pied. Ces différents points sont situés au niveau du port de Port-Louis en rade de Lorient et à l'entrée de la petite mer de Gâvres côté océan.



Figure 1 : Cartographie des sites de prélèvement

La rade de Lorient constitue l'embouchure de différents fleuves de la région, le Blavet et le Scorff, qui se déversent dans l'océan atlantique. Plusieurs installations portuaires ainsi que de nombreuses industries se trouvent au bord de la rade, cela peut alors entraîner diverses pollutions (métaux, hydrocarbures,...). De plus, l'apport en matière minérale et organique y

est important du fait de l'agriculture très présente sur les bords des fleuves. Ces différents facteurs peuvent donc influencer sur la physico-chimie de l'eau puis, par conséquent, sur la présence et l'abondance planctonique.

2.2.2 Fréquence d'échantillonnage

Les prélèvements ont été effectués de manière journalière sur les deux stations du Port et du Lohic. L'échantillonnage, durant cette étude, a été effectué au plus près de la marée haute avec comme impératif de ne pas dépasser +2h/-2h par rapport à celle-ci. Cela permet donc de suivre au mieux les évolutions de populations planctoniques et d'identifier les éventuels blooms phytoplanctoniques qui surviennent.

2.2.3 Profondeur d'échantillonnage

L'échantillonnage a été effectué en surface à une profondeur ne dépassant pas 1 mètre de la zone euphotique. Cette zone représente une couche d'eau de surface où le phytoplancton reçoit suffisamment de lumière pour réaliser la photosynthèse.

2.2.4 Technique d'échantillonnage

2.2.4.1 Richesse taxonomique

La richesse taxonomique correspond à la diversité spécifique. La technique d'échantillonnage utilisée est la méthode du filet à plancton.

Le filet permet de filtrer un grand volume d'eau et de prélever les microorganismes présents dans le milieu en les concentrant. Sur chaque point de prélèvement, la collecte s'effectue par des allers-retours dans les premiers mètres de la colonne d'eau et sur une durée de 5 minutes. Le filet utilisé est un filet à plancton de 70 micromètres. L'extrémité du filet est équipée d'un flacon collecteur dans lequel tous les organismes sont recueillis ce qui permet de les récolter (voir Tableau 1). Le filtrat est alors conservé dans ce flacon jusqu'à l'analyse au retour du prélèvement. Cette diversité spécifique permet donc d'identifier le plus grand nombre de taxa sans pour autant pouvoir prétendre à quantifier cette biomasse. La méthodologie analytique de la richesse taxonomique sera effectuée dans la partie 2.1

2.2.4.2 Abondance du phytoplancton

L'étude, qui s'est donc appuyée sur le référentiel du REPHY ^[xvi] a donc respecté son protocole.

On prélève 2L d'eau à une profondeur de 1 mètre grâce à une bouteille de prélèvement de fabrication artisanale puis on place l'échantillon dans un flacon pour l'analyse en laboratoire.

Le flaconnage utilisé pour stocker l'échantillon doit être préalablement immergé dans le milieu de prélèvement pour éviter les biais dû à une présence préalable d'organisme.

2.3 Traitement des échantillons

2.3.1 Analyse qualitative

A la suite du prélèvement au filet à plancton, une observation microscopique de celui-ci est réalisée afin d'effectuer une analyse qualitative des différents groupes planctoniques présents dans l'échantillon.

Pour cela, le référentiel IFREMER suivi exige une filtration de l'échantillon sur un tamis de 50 micromètres pour ensuite procéder au prélèvement d'une goutte du filtrat obtenu.

Cette goutte est ensuite placée entre lame et lamelle pour l'analyse microscopique qui sera renouvelée en tripliqua pour diminuer les biais potentiels.

L'observation est effectuée sur microscope Nikon éclipse E800 et l'identification des différents groupes planctoniques est réalisée grâce à des livres de détermination (Voir Tableau 1).

2.3.2 Analyse quantitative

2.3.2.1 Méthode analytique

Pour l'analyse quantitative, la méthode d'Utermöhl [^{xvii}], qui est une technique quantitative standard utilisé dans le monde entier pour l'identification et le dénombrement du phytoplancton, a été mise en place.

2.3.2.2 Identification et dénombrement

Lors de cette étude, la stratégie d'identification adoptée a été celle d'un dénombrement de la flore totale au sein de la cuve [^{xviii}]. Une fois le dénombrement total de la cuve effectué, le nombre de cellule est multiplié par 40 pour obtenir un nombre de cellules par litre.

2.3.2.3 Mode opératoire de comptage

Pour le dénombrement de la cuve, les cellules ayant une taille supérieure à 20 micromètres ou les cellules d'une taille inférieure étant en chaîne ou en colonie étaient prises en compte.

Les cellules en chaîne ou en colonie sont comptabilisées individuellement par le nombre de cellules qui la compose.

Les cellules en division sont considérées comme si la division était effectuée (1 cellule en division = 2 cellules).

Les cellules brisées ayant conservées leurs contenus cellulaires sont comptabilisées comme des cellules pleines.

2.3.2.4 Stratégie de dénombrement

Lors de cette étude, le balayage de la chambre complète a été préconisé car le nombre de taxa était faible.

Ce balayage s'est effectué par déroulement successif horizontal puis vertical.

Une fois l'analyse complète de la cuve pour chacun des sites de prélèvement effectuée, les données récoltées étaient bancarisées dans un tableau Excel faisant correspondre les données du flaconnage tel que la date, l'heure, le lieu de prélèvement, la salinité, la température, le coefficient ou encore l'horaire de marée.

2.4 Mesure des paramètres physico-chimiques

Durant la totalité de l'étude, chaque prélèvement, qu'il soit pour la richesse spécifique, ou pour l'abondance planctonique, est accompagné de mesures physico-chimiques de nos stations de prélèvement.

2.4.1 Paramètres physiques

L'ensemble des paramètres physiques étudiés comprend donc la température de l'eau, de l'air, la salinité ainsi que la densité de l'eau, et enfin la pluviométrie et l'ensoleillement.

2.4.2 Température et densité

La température et la densité ont été mesurées en surface avec un thermomètre densimètre. Le dispositif utilisé permet de mesurer la densité et la température sur le point de prélèvement en remplissant un tube d'eau de fabrication artisanale permettant d'y plonger le densimètre et ainsi de relever la valeur.

2.4.3 Salinité

La salinité a été calculée en ligne sur le site aquaportail par le biais d'une équation prenant en compte la densité et la température de l'eau. La valeur est alors donnée en unité de salinité pratique (PSU).

2.4.4 Pluviométrie, ensoleillement et température de l'air

Ces 3 composantes physiques ont été relevées sur la base de données répertoriées par METEO France grâce à la station météorologique de Lorient.

2.5 Analyses statistiques des données

2.5.1 Cartographie de la zone d'étude

La cartographie des sites de prélèvements est réalisée à l'aide du Système d'Information Géographique (S.I.G), traité par le logiciel QGIS (version 3.0.0). Les deux sites sont ainsi référencés et marqués sur la carte.

2.5.2 Richesse taxonomique et Abondance

Pour traiter les données acquises sur le terrain et ainsi étudier l'évolution de la biodiversité rencontrée, deux logiciels sont utilisés : Excel et R Studio.

- Le logiciel Excel a permis de créer un tableau des données relevées (data). Ces données pouvaient ensuite être exploitées directement sur Excel à l'aide de tableau croisé dynamique permettant de créer des courbes temporelles en mettant en relation nos différentes variables.
- Le logiciel R a permis d'exploiter les données importées d'Excel afin de procéder à des analyses descriptives (boxplot, graphes des moyennes, ACP...) ainsi qu'à des tests paramétriques pour vérifier les hypothèses émises (Test de Kruskal-Wallis, Anova à 1 facteur,...)

3. Résultats

La présente étude s'inscrit dans un projet plus global ayant commencé en 2011, cependant, la méthodologie de prélèvement et d'analyse, ainsi que l'évolution des outils de laboratoire à disposition ne permettent pas d'utiliser les données des années précédentes.

Nous nous baserons donc essentiellement sur l'analyse des données de l'année précédente ainsi que sur la présente étude effectuée sur la période du 7 Février au 29 Mars.

3.1. Richesse taxonomique

Nous avons sur cet histogramme (Figure 14) la représentation de chacun des genres que nous avons relevé au cours de cet étude. Nous avons dénombré 50 genres phytoplanctoniques sur l'ensemble des 7 semaines de prélèvements. Parmi ces taxons, 40 genres composés le groupe taxonomique des diatomées (diatomiphycees), 6 genres composés le groupe des dinoflagellés (dinophycees) et 4 genres sont restés indéterminés.

3.1.1 Taxons totaux

Durant la totalité de cette étude, nous avons pu relever la présence de 50 genres phytoplanctoniques sur l'ensemble des 7 semaines de prélèvement.

Le nombre total de taxa présents sur le site du Lohic et du port durant les prélèvements est mis en évidence par la Figure 2.

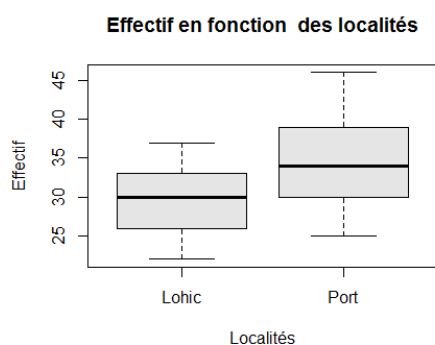


Figure 2 : Boxplot effectif en fonction du lieu de prélèvement

Sur ce graphe, on remarque une richesse taxonomique plus importante au Port qu'au Lohic. Pour le vérifier, on utilise le test de Kruskal-Wallis.

$\text{kruskal-wallis chi-squared} = 5.5101, \text{ df} = 1, \text{ p-value} = 0.01891$

La p-value est inférieure au seuil de significativité de 0,05 donc on rejette H_0 . On peut donc affirmer qu'il y a une différence significative en termes de richesse spécifique entre le site du Port et le site du Lohic.

3.1.2. Diatomées et dinoflagellés

Le nombre total de diatomées et de dinoflagellés répertorié à chaque prélèvement en fonction du site est détaillé dans la figure 3.

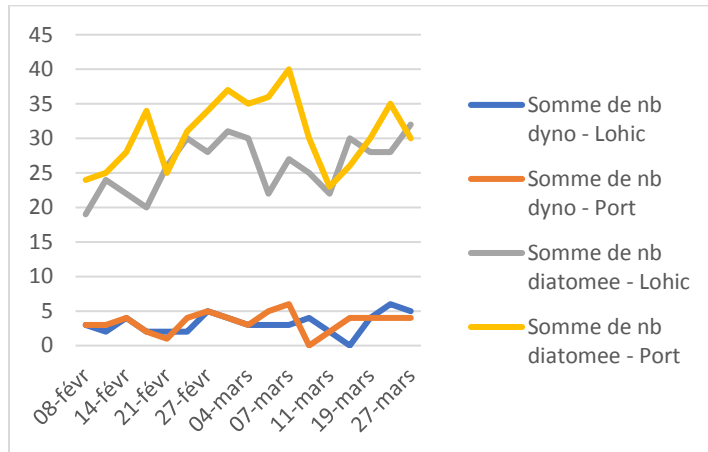


Figure 3 : Graphe richesse S diatomées et dinoflagellés en fonction du lieu au cours du temps

Le graphique nous montre des différences de richesse spécifique entre les diatomées et les dinoflagellés qui persistent au fur et à mesure des prélèvements.

	Mean	sd	IQR	0%	25%	50%	75%	100%	n	NA			
nb.diatomee	28.44	11.76	5.09	4	10	19	25	28	31	40	34	0	
nb.dyno	3.39	3.93	1.36	2	0	2	4	4	6	33	1		

On constate, qu'en moyenne 28,4 taxa sont présents chez les diatomées contre seulement 3,4 pour les dinoflagellés.

Cette différence est également mise en avant et confortée par la figure 4.

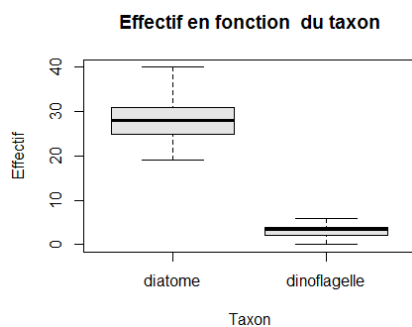


Figure 4 : Boxyplot de la répartition des effectifs en fonction des genres

Pour vérifier cette différence, on procède à un test de Kruskal-Wallis.

kruskal-wallis chi-squared = 50.649, df = 1, p-value = 1.104e-12

On rejette donc H_0 ce qui signifie que nous avons bien une différence significative entre les genres dinophycées et diatomophycées.

3.2. Abondance phytoplanctonique

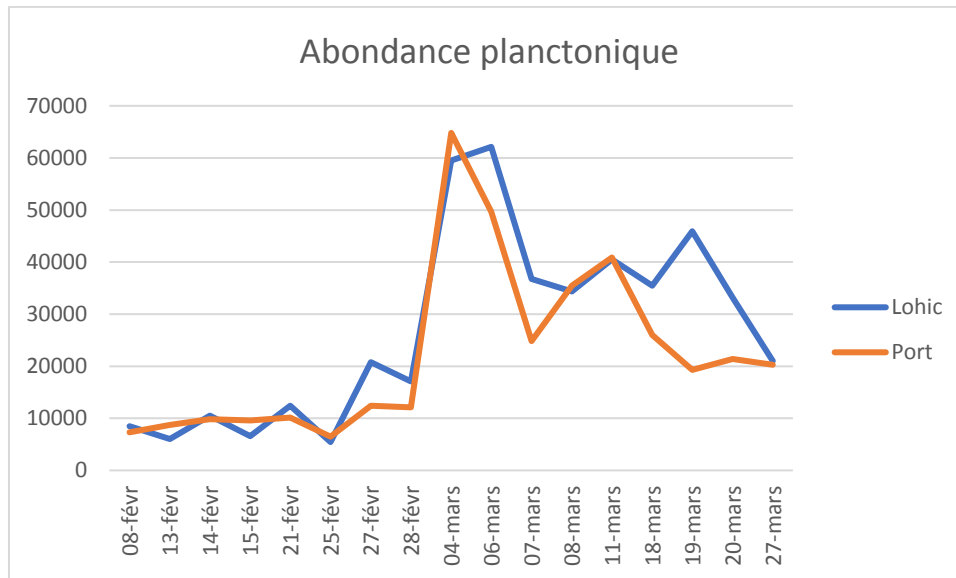


Figure 5 : Graphe de l'abondance en fonction du lieu au cours du temps

Sur ce graphe, on peut remarquer une augmentation forte de l'abondance planctonique sur nos 2 sites de prélèvements entre le 25 février et le 6 mars. En effet, le 6 Février on atteint 62120 cellules/L pour le site du port et 49680 cellules/L pour le site du Lohic. Ensuite, cette abondance diminue tout en conservant des valeurs plus élevées qu'au début de l'étude sur la période du 7 Mars au 27 Mars avec un pic le 19 mars atteignant les 45940 cellules/L pour le Lohic.

On remarque également que des différences d'abondance existent entre nos deux stations. Une étude comparative des moyennes permettra de les préciser.

Mean in group Lohic mean in group Port
26831.76 22304.47

Plot of Means

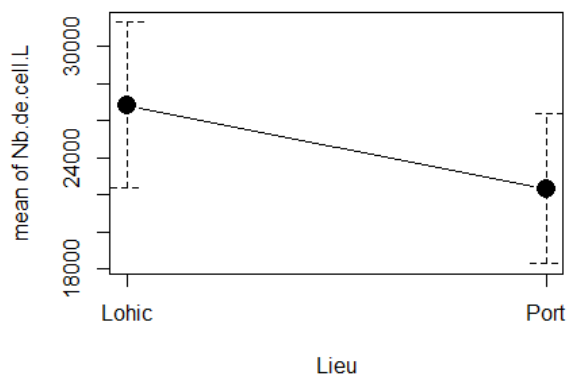


Figure 6 : graphe des moyennes du nb d'individus en fonction du lieu

Ce graphe des moyennes met en évidence un écart important entre l'abondance de cellule/L entre le Port et le Lohic.

	Mean	sd	IQR	0%	25%	50%	75%	100%	data :n
Lohic	26831.76	18388.76	26260	5440	10500	21040	36760	62120	17
Port	22304.47	16648.98	16160	6480	9840	19280	26000	64800	17

On constate, en effet une moyenne de 26831,76 cellules/L pour le Lohic et de 22304,47 cellules/L pour le Port.

Pour déterminer si cette différence est significative, on procède à un test de Kruskal-Wallis.

kruskal-wallis chi-squared = 0.24943, df = 1, p-value = 0.6175

La p-value étant supérieure à 0.05, on ne peut pas rejeter H_0 ce qui signifie qu'il n'y a pas de différence significative en termes d'abondance entre le Port et le Lohic.

3.3 Paramètre physico-chimiques

3.3.1 Paramètres physiques

Nous avons choisi d'effectuer le suivi des paramètres physico-chimiques en cours du temps afin de visualiser leurs fluctuations au cours de nos prélèvements.

3.3.1.1 Analyse de la température de l'eau

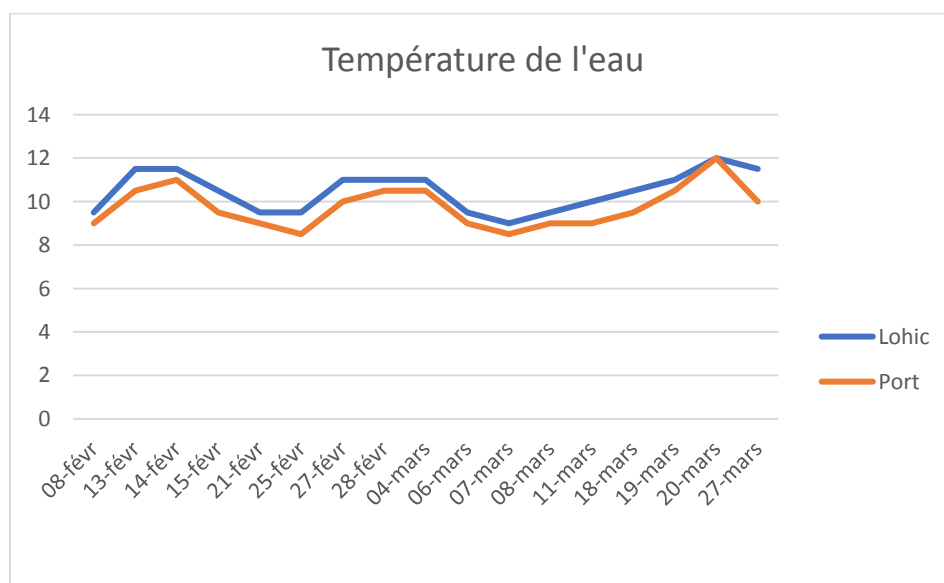


Figure 7 : Graphe T°C de l'eau en fonction du lieu au cours du temps

Sur ce graphique, nous pouvons constater que durant la totalité de l'étude, la température de l'eau est légèrement supérieure au Lohic qu'au Port excepté le 20 mars où les 2 sites de prélèvements ont une température de 12°C.

De manière générale, les températures de nos sites de prélèvements se situe entre 8,5°C pour les minimales et 12°C pour les maximales.

3.3.1.2 Analyse de la salinité

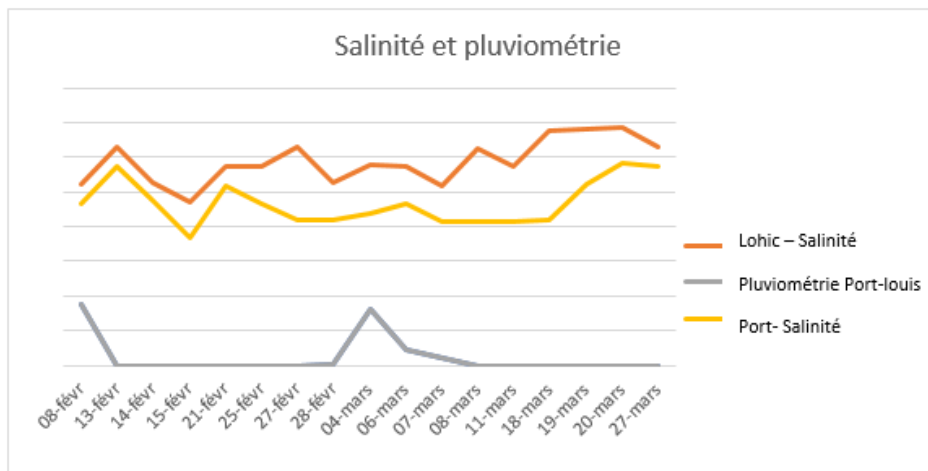


Figure 8 : Salinité et pluviométrie en fonction du lieu

Nous pouvons remarquer sur ce graphique que la salinité au Lohic est supérieure à celle du Port durant toute la période de prélèvement.

Nous pouvons nous intéresser à la moyenne des deux sites :

mean in group Lohic	mean in group Port
29.41000	23.41941

On a une différence moyenne de 6 PSU entre le Lohic et le Port.

Nous faisons un test de Kruskal-Wallis pour vérifier la significativité de cette différence.

Kruskal-wallis chi-squared = 14.769, df = 1, p-value = 0.0001215

En effet, la p-value étant inférieure à 0.05, nous pouvons rejeter H_0 et affirmer qu'il y a bien une différence significative de salinité entre nos deux stations de prélèvements.

De plus, nous pouvons remarquer sur ce graphique que des baisses de la salinité ont eu lieu le 15 février, le 21 février, et le 6 Mars.

La courbe de pluviométrie nous montre que des pluies ont été recensées le 8 février, ainsi que le 4 et 6 Mars.

3.3.2 Paramètres chimiques

3.3.2.1 Analyse multivariée – ACP

Pour commencer, nous avons réalisé une ACP afin de déterminer quels sels nutritifs il pouvait être important de mettre en lumière.

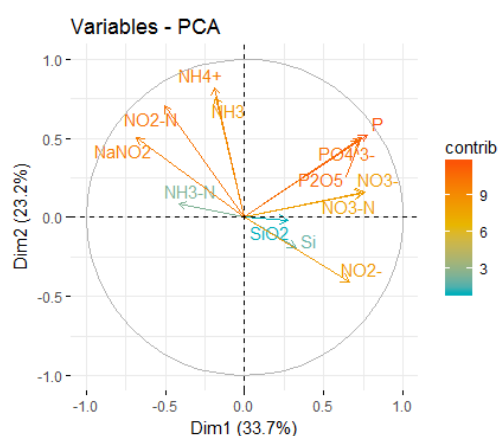


Figure 9 : Analyse multivariée des paramètres chimiques

Cette ACP nous montre que différents groupes sont corrélés entre eux avec notamment NaNO_2 , NH_3 et NH_4^+ qui forme un groupe corrélé. On peut également noter la corrélation entre PO_4^{3-} , P_2PO_4 , NO_3^- .

Il semblerait également que NO_2^- soit anti-corrélé avec le premier groupe décrit.

$\text{NH}_3\text{-N}$, SiO_2 et Si ont eu une contribution faible.

Cette ACP est conforté par le tableau 2 qui vient affirmer ces corrélation.

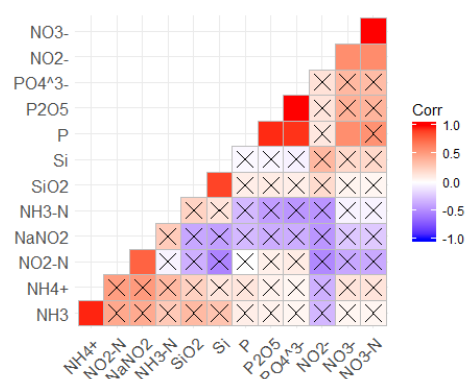


Tableau 2 : Tableau de corrélation des composants chimiques

Nous avons donc choisi d'étudier certains des sels nutritifs pour éviter la redondance des informations provenant des composés chimiques fortement corrélés.

3.3.2.2 Analyse de l'ammoniac

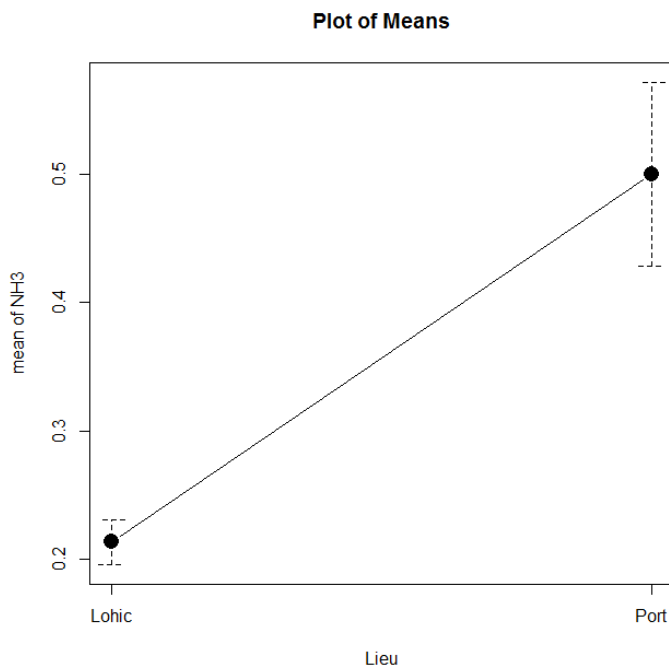


Figure 10 : Boxplot des moyennes de NH3 en fonction du lieu

Nous remarquons que l'ammoniac est présent durant la totalité de l'étude en quantité supérieure au Port qu'au Lohic.

Nous pouvons nous intéresser aux moyennes sur chacun des sites.

Mean in group Lohic	mean in group Port
0.213333	0.500000

On remarque alors que la quantité moyenne d'ammoniac au Port est bien supérieure à celle du Lohic.

Nous pouvons ensuite vérifier si cette différence est bien significative.

Kruskal-wallis chi-squared = 8.3368, df = 1, p-value = 0.003885

Nous avons une p-value inférieure à 0.05 ce qui nous permet d'affirmer que cette différence est bien significative.

3.3.2.3 Analyse de l'oxyde de phosphore

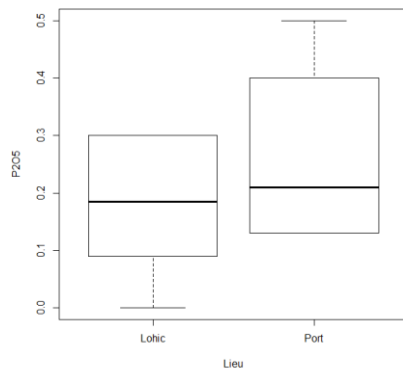


Figure 11: Boxplot de P_2O_5 en fonction du lieu

Ce boxplot nous montre qu'il semblerait avoir globalement une quantité de P_2O_5 supérieur au Port qu'au Lohic.

Nous pouvons s'intéresser aux moyennes sur chacun des sites.

Mean in group Lohic	mean in group Port
0.1766667	0.2633333

En effet, on remarque que la quantité moyenne est supérieure au Port qu'au Lohic

Nous allons alors vérifier la significativité de cette différence avec un test de Kruskal-Wallis.

kruskal-wallis chi-squared = 1.2653, df = 1, p-value = 0.2607

La p-value est supérieure à 0.05 donc nous ne pouvons pas dire qu'il y a de différence significative entre les valeurs de P_2O_5 du Port et du Lohic.

3.3.2.4 Analyse des Nitrates

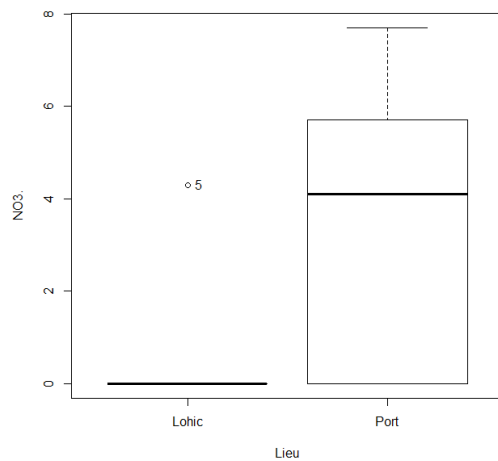


Figure 12 : Boxplot des nitrates en fonction du lieu

On remarque sur ce boxplot que la quantité de nitrate au Lohic reste nulle tandis qu'il y a une fluctuation importante des valeurs de nitrate au Port avec des valeurs allant de 0 mg/L jusqu'à 7,7 mg/L.

On vérifie ensuite la significativité de cette différence en procédant à un test de Kruskal-Wallis.

Kruskal-wallis chi-squared = 3.1884, df = 1, p-value = 0.07416

Malgré les différences importantes entre les deux sites, la p-value de 0.07416 étant supérieure au seuil de 0.05, nous ne pouvons pas affirmer qu'il y a une différence significative entre les deux sites.

3.3.2.5 Analyse de la Silice

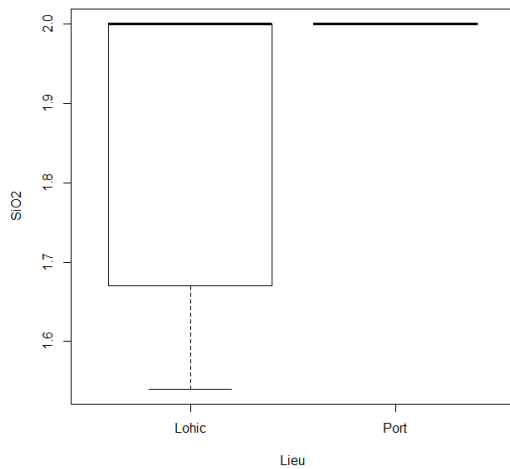


Figure 13 : Boxplot SiO₂ en fonction du lieu

L'analyse de la silice par le biais de ce boxplot nous montre que la quantité de silice pour le site de prélèvement du Port est de 2 mg/L et ne varie pas durant la totalité de l'étude.

En revanche, la quantité de silice pour le site du Lohic a, sur l'ensemble des analyses, variée avec des valeurs se situant entre 1,54 mg/L pour les minimales et 2 mg/L pour les maximales.

La quantité de silice au Port est donc, à priori, supérieure qu'au site du Lohic.

Afin de vérifier si cette différence est significative, nous procédons à un test de Kruskal-Wallis.

Kruskal-wallis chi-squared = 2.1818, df = 1, p-value = 0.1396

La p-value est supérieure à 0.05 donc on ne peut pas rejeter Ho. On en conclut donc que la différence entre les deux sites n'est pas significative.

4. DISCUSSION

4.1 Les paramètres physico-chimiques

Nos deux sites de prélèvements ayant potentiellement des caractères géomorphologiques différents du fait de leurs influences respectives, nous avons décidé dans ce rapport de mettre en valeur ces différences. Le producteur primaire qu'est le phytoplancton réagit rapidement aux perturbations du milieu tel que l'apport en nutriment, le changement de température, la salinité, et ce qu'elles soient d'origine naturelle ou anthropologique [xix].

La Figure 1 montrant la cartographie de la rade de Lorient nous montre bien que le site du Port a une influence directe avec fleuves du Scorff et du Blavet. Nous pouvons alors penser que cette caractéristique va être le facteur principal de variations des paramètres physico-chimiques, et donc, de la composition des communautés planctoniques.

En effet, la Figure 8 nous montre qu'une différence de salinité significative est remarquable entre le Port et le Lohic puisqu'il y a une différence moyenne de 6 PSU entre nos deux sites de prélèvements.

Cette différence, bien que significative, aurait pu être plus importante avec une augmentation accrue des apports d'eau douce pendant les périodes pluvieuses, cependant, nous n'avons pas remarqué de variation notable de la salinité au Port lorsque la pluviométrie était en hausse.

L'analyse de la température (Figure 7) montre que le site du Port a globalement des températures légèrement supérieures. Cette différence est sûrement explicable par l'apport d'eau douce plus froide.

De plus, l'analyse des composés chimiques, simplifiée et réduite à 4 composés chimiques grâce à la mise en lumière de groupe de corrélation par l'analyse multivariée (Figure 9 et Tableau 2), a montré une différence significative (Figure 10) en quantité d'Ammoniac avec en moyenne 0.5 mg/L pour le site du Port pour seulement 0.21 mg/L.

Cette différence peut s'expliquer par le fait que l'ammoniac est l'un des principaux indicateurs chimiques de pollution des eaux fluviales par les rejets agricoles.

En effet, le site du Port est alimenté par les deux fleuves de la région et est donc soumis aux déversements divers en amont des fleuves.

Cependant, malgré cette variation pour l'ammoniac et l'ammonium, nous n'avons pas remarqué de différences significatives pour l'oxyde de Phosphore (Figure 11), les nitrates (Figure 12) et de la silice (Figure 13) entre nos deux sites de prélèvements.

Nous pouvons déjà remarquer que les différences proposées à postériori de cette étude ne sont finalement pas si importantes concernant la teneur en nutriment.

Ceci peut s'expliquer par la proximité de nos deux stations avec un potentiel brassage des eaux de nos deux sites qui entraînerait une homogénéisation des concentrations en

nutriments. Il serait intéressant d'accéder à des cartes de courantologie de la zone afin de mettre, ou non, en lumière cette hypothèse.

4.2 Richesse taxonomique et abondance phytoplanctonique

L'étude de la richesse taxonomique et de l'abondance phytoplanctonique est un enjeu majeur puisque les changements quantitatifs et qualitatifs qui ont lieu au sein des communautés phytoplanctoniques ont un impact sur l'ensemble de la chaîne trophique [xx].

L'apport d'eau douce par le Scorff et le Blavet ainsi que la concentration importante en ammoniac peuvent nous laisser penser que la diversité taxonomique au Port est supérieure à celle du Lohic. En effet, nous avons pu remarquer (Figure 2) une richesse taxonomique significativement plus grande au site de prélèvement du Port ce qui démontre bien l'importance de l'apport des eaux fluviales.

Le phytoplancton se développe aussi bien en eau douce, saumâtre que salée [xxi], l'apport d'eau douce permet l'apparition d'une plus grande diversité phytoplanctonique. En effet, nous pouvons également remarquer que lors des analyses en laboratoire, un certain nombre de phytoplancton d'eau douce ont pu être observée sur le site du Port sans pour autant pouvoir être confirmé par défaut d'expertise.

Le fait que la différence soit significative et importante entre la communauté des diatomées et de dinoflagellés (Figure 3) montre que l'écosystème globale est à l'équilibre et ne subit pas de stress particulier puisqu'une prolifération de certaines espèces de dinoflagellés tels que le pseudo-nitzschia, alexandrium ou encore dinophysis sont des indicateurs d'une pollution de l'eau et de risques sanitaires pour l'Homme [xxii].

Cependant, malgré quelques fluctuations (Figure 5) sur nos deux sites, nous ne remarquons pas de différences en termes d'abondance entre nos deux sites.

Nous pouvons expliquer ces résultats par la période de prélèvement. En effet d'importants développements peuvent être favorisés par la chaleur et la stabilité des eaux [xxiii] et la température va également agir sur la croissance du phytoplancton en jouant sur le métabolisme des organismes et la vitesse des réactions enzymatiques [xxiv].

Cela peut donc être mis en corrélation avec la période sur laquelle s'est déroulée cette étude qui correspond à une période de faible ensoleillement avec des températures relativement faibles (Tableau 3). Les blooms phytoplanctoniques ont lieu principalement au printemps grâce à la luminosité croissante et aux apports de sels nutritifs par les fleuves [xxv]. Nous pouvons donc penser qu'une fois l'arrivée des premières journées de fortes chaleurs et d'ensoleillement, la quantité de nutriment s'étant accumulée dans les eaux pendant l'hiver, des blooms phytoplanctoniques vont apparaître jusqu'à épuisement des ressources chimiques pour un retour à l'équilibre des communautés planctoniques.

De plus, comme nous savons que les coefficients de marée peuvent jouer un rôle sur l'abondance de cellules phytoplanctoniques [xxvi], nous aurions pu restreindre la période de prélèvement à un intervalle plus resserré auprès de la marée haute pour assurer une plus grande exhaustivité des prises phytoplanctoniques.

4.3 Microplastiques

Lors de chacun des prélèvements effectués, de nombreux fragments de fibres non naturelles ont été retrouvés. L'observation microscopique a permis leur mise en évidence.

Il semblerait que de plus en plus de ces fragments de microplastiques soient présents ce qui entraîne une pollution des eaux. [xxvii]

En milieu marin, ces déchets sont composés de 40% à 80% de plastiques [xxviii]. Le nombre de particules plastiques qui se retrouvent à la surface des océans et mers du globe a été estimé dans des études récentes à 5 250 milliards. Ce qui est équivalent à 268 940 tonnes de déchets [xxix].

Les débris plastiques retrouvés à la surface de l'eau sont principalement constitués par des particules de taille inférieure à 5mm, appelées microplastiques [xxx]. Ce sont des microplastiques que l'on retrouve en quantité parmi chacun des prélèvements que nous avons effectué durant cette étude.

Ces plastiques de tailles variables, invisibles à l'œil nu pour la plupart, impactent directement ou indirectement les organismes marins et ce, à différents échelons de la chaîne alimentaire [31].

Ces plastiques rentrent dans la chaîne trophique dès les premiers maillons et se retrouvent donc, par bioaccumulation, en grande quantité dans les maillons supérieurs de la chaîne trophique et alimentaire.

L'alimentation de produit de la mer constitue donc une source d'ingestion de microplastiques dont nos connaissances sur l'organisme humain sont encore limitées.

Ce problème est aussi récent que majeur, et c'est pour cela que de plus en plus d'étude s'y intéresse afin de quantifier la toxémie liée aux microplastiques et de dresser un bilan des pathologies associés.

4.4 Les biais potentiels

Lors de cette étude, plusieurs erreurs ou biais potentiels ont pu être remarqués.

Pour commencer, nous avons analysé l'abondance avec la méthode d'identification et de dénombrement appelée méthode d'Utermöhl qui est une technique chronophage et d'expert méritant de plus amples connaissances en identification. Le dénombrement et l'identification

réalisé durant cette étude s'est arrêtée au genre et non pas à l'espèce ce qui constitue une perte de connaissance importante lorsque nous voulions relever la diversité taxonomique.

De plus, les compétences d'identification étant faibles en début d'étude, il y a eu une perte conséquente d'information sur les premières analyses.

Durant les prélèvements de diversité alpha, le filet à plancton de fabrication artisanale étant pourvu d'un maillage de 70 micromètres, les individus de taille inférieure n'étaient donc pas systématiquement prélevés ce qui constitue également une perte d'information.

Pour les études futures, il serait pertinent de choisir un point de prélèvement plus éloigné de la rade de Lorient pour pouvoir garantir une affluence uniquement océanique dans le but de comparer les deux sites de prélèvements.

En effet, comme nous l'avons dit plus tôt, nous pouvons penser que la proximité du site du Lohic ne permet pas d'obtenir deux sites aux caractéristiques géomorphologiques et aux composantes chimiques différentes. Ces différences étant reconnues comme des facteurs importants pouvant impacter et faire varier la composition et l'abondance des populations phytoplanctoniques.

5. CONCLUSION

Le suivi phytoplanctonique de richesse taxonomique et d'abondance en rade de Lorient (Port) et à l'entrée de la petite mer de Gâvres (Lohic) nous donne plusieurs enseignements à tirer.

Nous avons pu mettre en lumière une richesse taxonomique plus importante au Port qu'au Lohic. Cette différence a été mise en relation avec l'apport d'eau douce par le Scorff et le Blavet qui a permis à des genres phytoplanctoniques d'eau saumâtre de venir s'implanter.

L'abondance planctonique ainsi que la majorité des paramètres physico-chimiques n'ont montré aucune différence significative. Cela permet un questionnement sur le choix du Lohic comme second point de prélèvement. En effet, nous pouvons penser que cette proximité à pu entraîner une homogénéisation des paramètres physico-chimiques de nos deux sites.

Nous pouvons cependant remarquer que la salinité a varié significativement, preuve d'une certaine séparation entre nos deux stations.

De plus, nous avons remarquer des concentrations d'ammonium et d'ammoniac élevées sur notre site du Port que nous avons mis en relation avec l'apport d'eaux fluviales potentiellement polluées par les engrais agricoles en bord de fleuve. Cependant, nous pouvons aussi penser que cette concentration excessive est causée par la pollution des industries de l'autre côté de la rade, du côté de Lorient.

La présence quasi-systématique des microplastiques dans nos prélèvements n'était pas attendue en début d'étude. En effet, il semblerait que plastique fasse dorénavant partie

intégrante de l'écosystème marin en étant intégré dès les premiers maillons de la chaîne trophique. Ce sujet d'importance majeur est encore peu connu et ses répercussions également. Un projet Microplastique (Projet MERLIN) mené par l'Ifremer consistant à caractériser et à quantifier les niveaux de contaminations du milieu marin est en cours.

6. Bibliographie

-
- ⁱ « Thyssen, M., Tarran, G. A., Zubkov, M. V., Holland, R. J., Grégori, G., Burkill, P. H., & Denis, M. (2008). The emergence of automated high-frequency flow cytometry : revealing temporal and spatial phytoplankton variability. *Journal of plankton research*, 30(3), 333-343 », s. d.
- ⁱⁱ « Simon, N., Cras, A. L., Foulon, E., & Lemée, R. (2009). Diversity and evolution of marine phytoplankton. *Comptes rendus biologies*, 332(2-3), 159-170. », s. d.
- ⁱⁱⁱ « Simon, N., Cras, A. L., Foulon, E., & Lemée, R. (2009). Diversity and evolution of marine phytoplankton. *Comptes rendus biologies*, 332(2-3), 159-170. »
- ^{iv} « Mollo, P., & Noury, A. (2013). Le Manuel du plancton (Vol. 195). ECLM. », s. d.
- ^v *Livre « coastal phytoplankton » Mollo et Nourry, 2013*, s. d.
- ^{vi} *Livre « coastal phytoplankton » Mollo et Nourry, 2013*.
- ^{vii} *Livre « coastal phytoplankton » Mollo et Nourry, 2013*.
- ^{viii} « Ji, R., Edwards, M., Mackas, D. L., Runge, J. A., & Thomas, A. C. (2010). Marine plankton phenology and life history in a changing climate : current research and future directions. *Journal of plankton research*, 32(10), 1355-1368. », s. d.
- ^{ix} « Simon, N., Cras, A. L., Foulon, E., & Lemée, R. (2009). Diversity and evolution of marine phytoplankton. *Comptes rendus biologies*, 332(2-3), 159-170. »
- ^x « Jeffrey, S. W., Wright, S. W., & Zapata, M. (1999). Recent advances in HPLC pigment analysis of phytoplankton. *Marine and Freshwater Research*, 50(8), 879-896. », s. d.
- ^{xi} « Lasbleiz, M., Leblanc, K., Armand, L. K., Christaki, U., Georges, C., Obernosterer, I., & Quéguiner, B. (2016). Composition of diatom communities and their contribution to plankton biomass in the naturally iron-fertilized region of Kerguelen in the Southern Ocean. *FEMS microbiology ecology*, 92(11), fiw171. », s. d.
- ^{xii} « Lasbleiz, M., Leblanc, K., Armand, L. K., Christaki, U., Georges, C., Obernosterer, I., & Quéguiner, B. (2016). Composition of diatom communities and their contribution to plankton biomass in the naturally iron-fertilized region of Kerguelen in the Southern Ocean. *FEMS microbiology ecology*, 92(11), fiw171. »
- ^{xiii} *Livre « coastal plankton », P.Mollo et P.Loire, 2013*, s. d.
- ^{xiv} « Pasquaud, S., & Lobry, J. (2010). Regard critique sur la mise en place d'indicateurs d'évaluation de l'efficacité des aires marines protégées. *Sciences Eaux Territoires*, (3), 122-125. », s. d.
- ^{xv} *Livre « coastal phytoplankton » Mollo et Nourry, 2013*.
- ^{xvi} « Daniel, A., Gauthier, E., Ifremer, N., Lampert, L., Neaud-Masson, N., Ifremer, N., ... & Ifremer, S. (2017). Manual for using REPHY Data. Information to improve the understanding of REPHY data files. », s. d.
- ^{xvii} « Utermöhl, V. H. (1931). Nouvelles méthodes d'enregistrement quantitatif du plancton (avec une attention particulière pour l'ultra plancton.) Avec 4 illustrations dans le texte. Association internationale de limnologie théorique et appliquée : négociations, 5 (2), 567-596. », s. d.
- ^{xviii} « Daniel, A., Gauthier, E., Ifremer, N., Lampert, L., Neaud-Masson, N., Ifremer, N., ... & Ifremer, S. (2017). Manual for using REPHY Data. Information to improve the understanding of REPHY data files. »
- ^{xix} « Smayda, T. J. (1998). Patterns of variability characterizing marine phytoplankton, with examples from Narragansett Bay. *ICES Journal of Marine Science*, 55(4), 562-573. », s. d.
- ^{xx} « Thyssen, M., Tarran, G. A., Zubkov, M. V., Holland, R. J., Grégori, G., Burkill, P. H., & Denis, M. (2008). The emergence of automated high-frequency flow cytometry : revealing temporal and spatial phytoplankton variability. *Journal of plankton research*, 30(3), 333-343 ».
- ^{xxi} « Mollo, P., & Noury, A. (2013). Le Manuel du plancton (Vol. 195). ECLM. »
- ^{xxii} « Amzil, Z., Quilliam, M. A., Hu, T., & Wright, J. L. (1999). Winter accumulation of paralytic shellfish toxins in digestive glands of mussels from Arcachon and Toulon (France) without detectable toxic plankton species revealed by interference in the mouse bioassay for lipophilic toxins. *Natural toxins*, 7(6), 271-277. », s. d.

-
- ^{xxiii} « Lasbleiz, M., Leblanc, K., Armand, L. K., Christaki, U., Georges, C., Obernosterer, I., & Quéguiner, B. (2016). Composition of diatom communities and their contribution to plankton biomass in the naturally iron-fertilized region of Kerguelen in the Southern Ocean. *FEMS microbiology ecology*, 92(11), fiw171. »
- ^{xxiv} « Lasbleiz, M., Leblanc, K., Armand, L. K., Christaki, U., Georges, C., Obernosterer, I., & Quéguiner, B. (2016). Composition of diatom communities and their contribution to plankton biomass in the naturally iron-fertilized region of Kerguelen in the Southern Ocean. *FEMS microbiology ecology*, 92(11), fiw171. »
- ^{xxv} « Dris, R., Gasperi, J., Saad, M., Mirande, C., & Tassin, B. (2016). Synthetic fibers in atmospheric fallout: a source of microplastics in the environment?. *Marine Pollution Bulletin*, 104(1-2), 290-293. », s. d.
- ^{xxvi} « Riaux-Gobin, C. (1987). Phytoplankton, tripton et microphytobenthos: échanges au cours de la marée, dans un estuaire du Nord-Finistère= Phytoplankton tripton and microphytobenthos: exchanges during the tidal cycle in a North-Finistere (Brittany) estuary. *Cahiers de biologie marine*, (2). », s. d.
- ^{xxvii} « Dris, R., Gasperi, J., Saad, M., Mirande, C., & Tassin, B. (2016). Synthetic fibers in atmospheric fallout: a source of microplastics in the environment?. *Marine Pollution Bulletin*, 104(1-2), 290-293. »
- ^{xxviii} « Eriksen, M., Mason, S., Wilson, S., Box, C., Zellers, A., Edwards, W., ... & Amato, S. (2013). Microplastic pollution in the surface waters of the Laurentian Great Lakes. *Marine pollution bulletin*, 77(1-2), 177-182. », s. d.
- ^{xxix} « Eriksen, M., Mason, S., Wilson, S., Box, C., Zellers, A., Edwards, W., ... & Amato, S. (2013). Microplastic pollution in the surface waters of the Laurentian Great Lakes. *Marine pollution bulletin*, 77(1-2), 177-182. »
- ^{xxx} « Rocha-Santos, T., & Duarte, A. C. (2015). A critical overview of the analytical approaches to the occurrence, the fate and the behavior of microplastics in the environment. *TrAC Trends in Analytical Chemistry*, 65, 47-53. », s. d.
- ³¹ « Abbaci, R., Adjaoud, N., & Zebboudj, A. E. (2016). Contribution à l'identification des Euglénophytes du lac Mézaïa (Béjaïa). », s. d.

A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P	Q	R	S	T	U
Date	Lieu	Latitude	Longitude	Heure	Heure PM	Marée	Coefficient	T°C	Densité	Salinité	T°C air	Pluie	Endoparasite	diamètre	dynoflagell	Nb de cerif	Navicula	sp	cosc	thais
2	08/02/2019	Lohic	43° 704755	03° 349502	8h45	6h35	O	81	9.5	1020	26.04	10.7	8.9	8.5	6360	400	7320	2160	360	80
3	08/02/2019	Port	0	0	8h45	6h35	D	81	9	1018	25.38	10.7	8.9	8.5	6360	400	7320	2160	360	80
4	13/02/2019	Lohic	43° 704755	03° 349502	10h30	10h10	D	46	11.5	1024	31.6	6.6	0	9.1	5560	200	6000	1120	560	40
5	13/02/2019	Port	0	0	10h30	10h10	D	46	10.5	1022	28.81	6.6	0	9.1	8000	480	8720	2280	120	0
6	14/02/2019	Lohic	43° 704755	03° 349502	12h	11h34	D	42	11.5	1020	26.44	5.4	0	9.4	10140	80	10500	2240	560	280
7	14/02/2019	Port	0	0	12h	11h34	D	42	11	1018	25.76	5.4	0	9.4	9320	240	9840	1960	0	160
8	15/02/2019	Lohic	43° 704755	03° 349502	13h30	13h02	D	43	10.5	1018	23.66	7.4	0	8.3	5800	480	6600	1400	0	600
9	15/02/2019	Port	0	0	13h30	13h02	D	43	9.5	1014	18.33	7.4	0	8.3	8520	800	9600	2800	160	280
10	21/02/2019	Lohic	43° 704755	03° 349502	16h45	16h13	D	115	9.5	1022	28.6	9.1	0	5.5	11840	400	12440	2560	200	120
11	21/02/2019	Port	0	0	16h45	16h13	D	115	9	1020	25.95	9.1	0	5.5	9240	560	10120	1800	240	240
12	25/02/2019	Lohic	43° 704755	03° 349502	9h45	8h34	D	74	9.5	1022	28.6	10.5	0	10	4840	480	5440	1360	120	120
13	25/02/2019	Port	0	0	9h45	8h34	D	74	8.5	1018	23.3	10.5	0	10	4640	1720	6480	2160	120	80
14	27/02/2019	Lohic	43° 704755	03° 349502	10h	10h38	M	43	11	1024	31.48	10.9	0	10	18680	1800	20760	6280	2760	40
15	27/02/2019	Port	0	0	10h	10h38	M	43	10	1016	20.99	10.9	0	10	11120	1040	12400	1720	520	0
16	28/02/2019	Lohic	43° 704755	03° 349502	11h45	12h22	M	36	11	1020	26.34	10.8	0.2	3.8	15320	1160	17080	6200	2000	0
17	28/02/2019	Port	0	0	11h45	12h22	M	36	10.5	1016	21.08	10.8	0.2	3.8	10440	1040	12080	5200	960	0
18	04/03/2019	Lohic	43° 704755	03° 349502	16h20	16h01	D	75	11	1022	28.91	9.1	8	4.7	50880	2760	59480	25600	5040	160
19	04/03/2019	Port	0	0	16h20	16h01	D	75	10.5	1016	21.8	9.1	8	4.7	63000	1860	64800	30000	3480	80
20	06/03/2019	Lohic	43° 704755	03° 349502	16h45	17h01	D	81	9.5	1022	28.6	11.9	2.2	0.8	57480	4040	62120	26400	4800	120
21	06/03/2019	Port	0	0	16h45	17h01	D	81	9	1018	25.38	11.9	2.2	0.8	47600	1320	49680	28300	1040	1000
22	07/03/2019	Lohic	43° 704755	03° 349502	9h00	5h32	D	86	9	1020	25.95	9.4	1	8.4	36120	0	36760	18800	2840	120
23	07/03/2019	Port	0	0	9h00	5h32	D	86	8.5	1016	20.74	9.4	1	8.4	23120	1160	24820	8040	2040	240
24	08/03/2019	Lohic	43° 704755	03° 349502	16h30	17h50	M	88	9.5	1024	31.17	10.8	7.3	2	32040	920	34360	10400	2040	120
25	08/03/2019	Port	0	0	16h30	17h50	M	88	9	1016	20.82	10.8	7.3	2	34656	0	35496	12600	2200	120
26	11/03/2019	Lohic	43° 704755	03° 349502	9h30	7h10	D	79	10	1022	28.7	9.1	0	10	38880	1120	40520	15940	2800	200
27	11/03/2019	Port	0	0	9h30	7h10	D	79	9	1016	20.82	9.1	0	10	39100	1160	40860	16700	2600	40
28	18/03/2019	Lohic	43° 704755	03° 349502	16h	15h04	D	76	10.5	1026	33.94	8.9	2	0	34800	0	35440	14400	2640	80
29	18/03/2019	Port	0	0	16h	15h04	D	76	9.5	1016	30.9	8.9	2	0	25120	560	26000	17400	160	0

Tableau 3 : Annexe Excel data

