



Rapport d'analyses 2019

Résultats des analyses réalisées lors des journées de sciences participatives
Objectif Plancton en Rade de Lorient et en Petite mer de Gâvres





Lorient Agglomération

Contact: Gwenvaël LE GUIQUET

Chargé de gestion des données GEMAPI

Pôle Aménagement Environnement et Transports

Direction de l'Environnement et du Développement Durable

BP 20001 56314 Lorient Cedex

02.90.74.74.93

gleguisquet@agglo-orient.fr

Compte rendu réalisé par :

Observatoire du Plancton

Contact: Antoine Charpentier

Boulevard de la compagnie des Indes

56290 Port-Louis

02.97.82.21.40

www.observatoire-plancton.fr

obsplancton@wanadoo.fr

acharpentier.obs@gmail.com

I. CONTEXTE

L'étude des écosystèmes côtiers nécessite d'observer le milieu sur le long terme afin de pouvoir détecter des changements éventuels de la biodiversité, voire de leur fonctionnement. Cependant, l'opportunité d'échantillonner dans le même temps plusieurs stations demande des moyens à la mer impossibles à mobiliser par les scientifiques.

Objectif Plancton, initié par Océanopolis à Brest avec la participation de l'Observatoire du Plancton, la station de biologie marine de Concarneau, l'Institut Universitaire Européen de la Mer de Brest et le Fond Explore est une action de science participative originale menée avec le soutien de plaisanciers bénévoles d'associations. Elle offre l'opportunité unique de pouvoir échantillonner le plancton en différents points de manière simultanée. Cette opération permet de mobiliser trois fois par an entre 10 et 20 bateaux sur les côtes de Brest, Concarneau et Lorient.

Au travers de cette initiative, les plaisanciers peuvent être initiés à la diversité et à l'importance du plancton dans la vie marine. Ils peuvent en effet observer, en rentrant du prélèvement, le résultat de leur pêche et avoir des explications sur l'utilité du projet par les scientifiques.

En rade de Lorient, ce sont 3 associations qui participent à ce programme :

- L'Association de Pêcheurs Plaisanciers de Port Louis
- L'Association des Pêcheurs Plaisanciers de la Rade de Lorient
- Le Club Nautique des Minahouet de Locmiquélic

Trois journées ont été organisées en 2019, la première a eu lieu le 17 avril la deuxième le 26 juin et la dernière le 21 octobre afin d'avoir un prélèvement par saison (printemps, été, automne).

Depuis 2019, ces sorties et prélèvements interviennent dans le projet de l'Observatoire de l'eau, piloté par Lorient Agglomération et l'Audélor.

II. PROTOCOLE

Le protocole élaboré pour cette opération est simple, avec un matériel adapté, qui permet aux plaisanciers de le mettre en œuvre facilement. Lors de la journée de prélèvement, sont fournis aux participants des kits contenant :

- Un disque de Secchi (mesure de la turbidité de l'eau),
- Un tube permettant de faire un prélèvement d'eau brute à 1m de profondeur
- Un filet à plancton permettant d'étudier : le phytoplancton ou le zooplancton ou encore les microplastiques.
- Le protocole de prélèvement pour la station échantillonnée.

L'utilisation des kits et les protocoles sur chaque station sont détaillés en ANNEXE

Les prélèvements ont lieu simultanément à l'étal de pleine mer (+/- 1h).

1. Stratégie d'échantillonnage :

Les plaisanciers sont répartis sur 14 points de la Rade de Lorient qui couvrent la totalité de la rade de Lorient ainsi qu'un point en petite mer de Gâvres (Figure 1). Les kits de prélèvements sont adaptés aux différentes analyses réalisées sur les différentes stations (Figure 2).

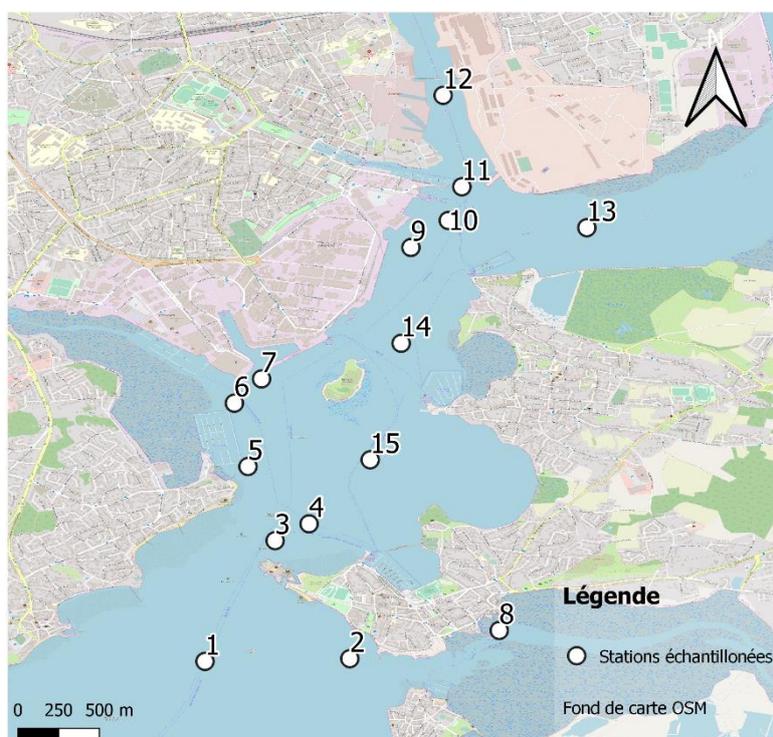


Figure 1: Stations échantillonnées lors de l'opération Objectif Plancton en 2019

Pour cause de manque de bateaux, certaines stations n'ont pu être échantillonnées.

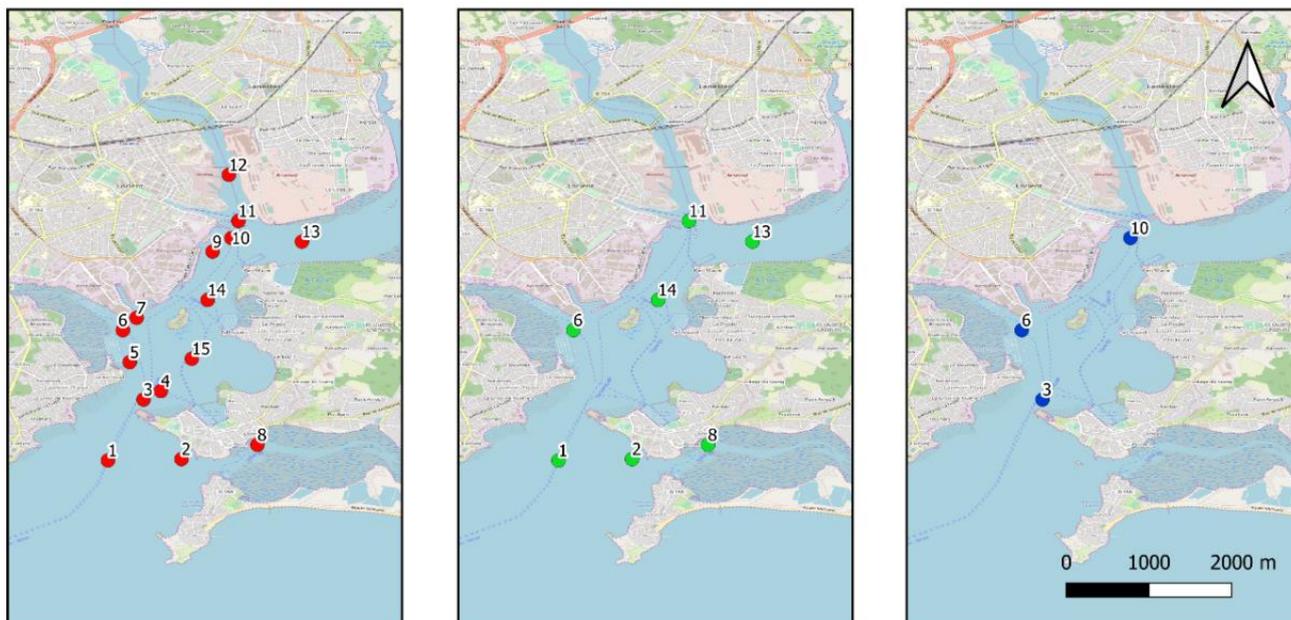
Lors de la session d'avril, 15 bateaux étaient présents. Un problème moteur sur un des bateaux n'a pas permis d'échantillonner sur la station 13, donc 14 stations ont été échantillonnées. Au mois de juin, 7 bateaux étaient présents et ont permis d'échantillonner 11 stations. Au mois d'octobre 11 bateaux étaient présents et ont permis d'échantillonner 11 stations. Les stations échantillonnées lors de chaque session sont présentées dans le Tableau 1.

Tableau 1 : Stations échantillonnées lors des différentes sessions (O : la station à été échantillonnée / N : la station n'a pas été échantillonnée

| Station | Echantillonnage_Avril | Echantillonnage_Juin | Echantillonnage_octobre |
|---------|-----------------------|----------------------|-------------------------|
| 1 | O | O | O |
| 2 | O | O | O |
| 3 | O | O | O |
| 4 | O | O | N |
| 5 | O | N | N |
| 6 | O | O | O |
| 7 | O | O | N |
| 8 | O | N | O |
| 9 | O | O | N |
| 10 | O | O | O |
| 11 | O | O | O |
| 12 | O | N | O |
| 13 | N | N | O |
| 14 | O | O | O |
| 15 | O | O | O |

2. Suivis réalisés

Les suivis réalisés lors de ces trois sorties sont présentés dans la Figure 2. En sus un trait de filets à plancton est réalisé sur les stations 4, 5 ou 7 afin que les plaisanciers puissent observer le plancton du jour.



Légende

Strategie d'échantillonnage

- Station Nutriments et Physico chimie
- Station Phytoplancton
- Station Microplastiques

Figure 2 : Stratégie d'échantillonnage sur les différentes stations de la Rade de Lorient

2.1 Suivi Physico chimique

La turbidité de l'eau est mesurée par les plaisanciers à l'aide d'un disque de secchi. Le protocole est détaillé en ANNEXE. Ce suivi est réalisé sur l'ensemble des stations.

2.2 Suivi des nutriments

L'eau de mer brute est prélevée par les plaisanciers à l'aide d'un tube collecteur. La concentration des paramètres ammonium, nitrate, nitrite, phosphate et silicate est analysée. Les analyses sont réalisées au Laboratoire Départemental d'Analyses du Morbihan de Saint Avé, laboratoire accrédité COFRAC pour l'analyse des nutriments, l'unité choisi a été le $\mu\text{mol/L}$. Les limites de quantification et la méthode d'analyse sont détaillées en ANNEXE. Ce suivi est réalisé sur l'ensemble des stations.

2.3 Suivi phytoplancton

L'eau de mer brute est prélevée par les plaisanciers à l'aide d'un tube collecteur, puis fixée au Lugol acide. Les échantillons sont observés au microscope optique inversé dans des cuves de 10mL. Le protocole d'observation suit les recommandations du réseau REPHY de l'IFREMER. Ce suivi est réalisé sur les stations précitées sur la Figure 2.

2.4 Suivi microplastiques

Il s'agit d'un prélèvement de surface réalisé à l'aide d'un filet à plancton de type Manta tracté par les plaisanciers à 2 nœuds pendant 20 min. L'échantillon collecté est fixé à l'éthanol 70% minimum. Le protocole d'analyses est détaillé en ANNEXE

Deux filets Manta différents ont été utilisés :

- Un ayant une entrée de 22cm*51cm
- Un ayant une entrée de 11cm*31cm

Le plus grand filet ayant été utilisé sur le point 10 lors des 3 sessions, les deux autres filets ayant été utilisés sur les points 3 et 6.

Un suivi larves de poissons a été réalisé dans le cadre de ces journées mais il ne sera pas relaté dans ce rapport.

III. RESULTATS

1. Conditions hydro climatiques

1.1 Ensoleillement

En 2019, l'ensoleillement a atteint des valeurs élevées par rapport à celles observées en moyenne entre 1981 et 2010 en février, mars et juillet. En revanche, les mois de juin octobre et novembre ont présenté un déficit d'ensoleillement.

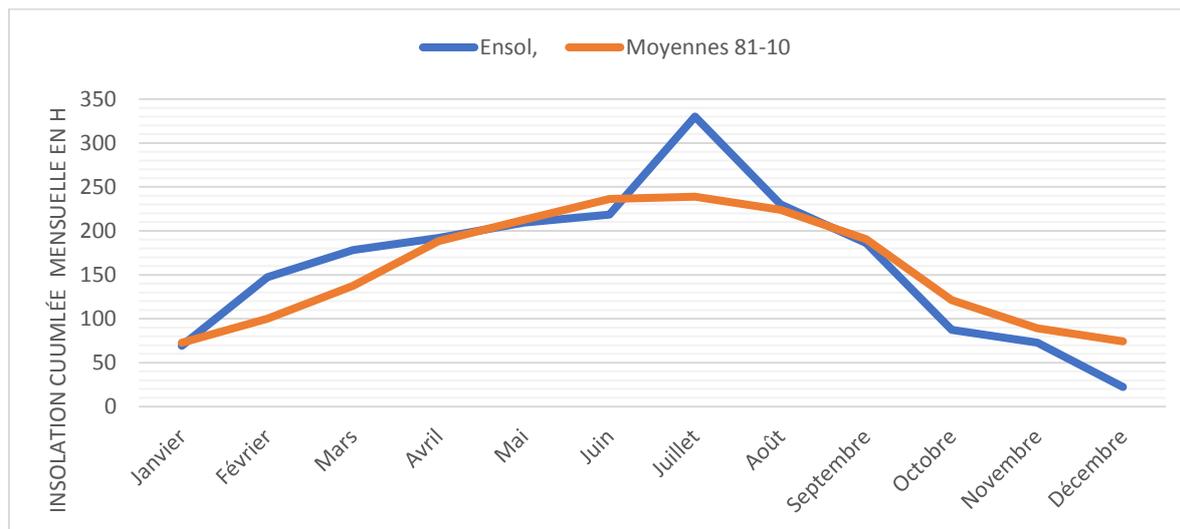


Figure 3 : Insolation à Lorient en 2019 comparée à l'insolation moyenne entre 81-10 (données Météo France)

1.2 Pluviométrie

Le début d'année 2019 a été globalement sec avec des valeurs de précipitations en dessous des moyennes entre 1981 et 2010 pour les mois de janvier, février, mars, mai, juillet, août, et septembre. Par contre une pluviométrie très au-dessus des normales a été enregistrée sur les mois d'octobre et novembre.

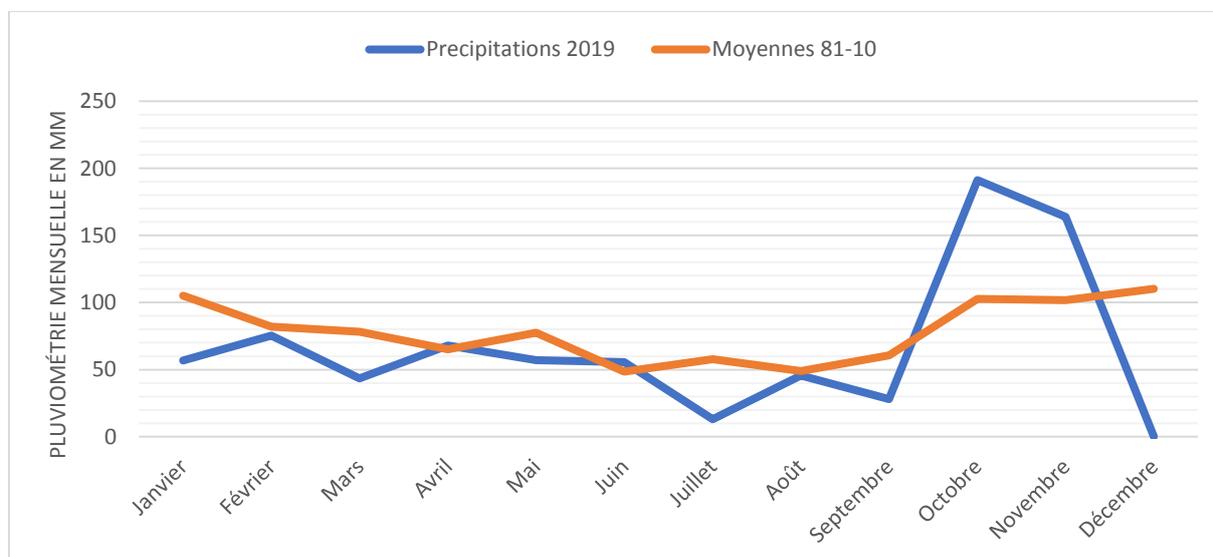


Figure 4 : Pluviométrie à Lorient en 2019 comparée à l'insolation moyenne entre 81-10 (données Météo France)

2. Paramètres physico-chimiques

2.1 Turbidité

La turbidité est une caractéristique optique de l'eau, à savoir sa capacité à diffuser ou absorber la lumière incidente.

La turbidité est due à la présence dans l'eau de particules en suspension minérales ou organiques, vivantes ou détritiques. Ainsi, plus une eau est chargée en biomasse phytoplanctonique ou en particules sédimentaires, plus elle est turbide.

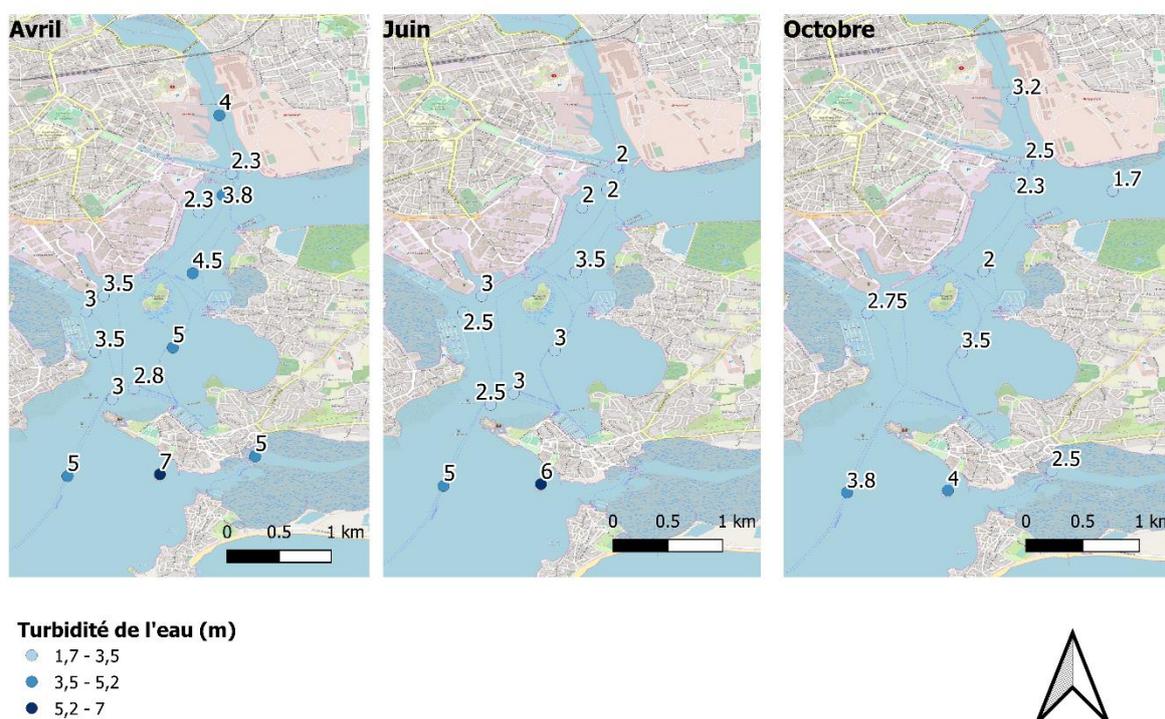


Figure 5 : Evolution de la turbidité sur les différentes stations échantillonnées

Une forte valeur sur la carte montre une turbidité faible (voir ANNEXE protocole disque de secchi). Ainsi les plus fortes valeurs de turbidité ont été recensées au mois de juin et d'octobre. Ceci pouvant être lié à la plus forte production phytoplanctonique en juin et aux fortes pluies et remise en suspensions des sédiments en octobre.

3. Nutriments

Les nutriments désignent ici l'ensemble des composés inorganiques dans l'eau nécessaires à la production primaire. Ils sont présents naturellement dans l'eau mais leur origine en zones estuariennes et côtières provient essentiellement de rejets agricoles, industriels et urbains.

Une augmentation de la concentration en nutriments peut engendrer un développement massif de certaines espèces de phytoplanctons ou de macroalgues opportunistes si les conditions du milieu sont favorables (ensoleillement, temps de résidence...), on parle alors de bloom. Dans ce cas, la dégradation du phytoplancton amène une anoxie du milieu pouvant engendrer des mortalités de la faune benthique.

3.1 Nitrates

Les nitrates (NO_3^-) sont des éléments minéraux nutritifs pour les végétaux photosynthétiques. La principale source de contamination des eaux par les nitrates est l'apport d'engrais azotés sur les cultures terrestres. Ces apports peuvent être effectués en utilisant divers types d'engrais azotés qui peuvent fournir de l'azote soit sous forme de nitrates (assimilable par l'organisme mais également beaucoup plus lessivable), soit sous formes d'urée, d'ammonium ou de lisier, qui seront progressivement transformées en nitrates.

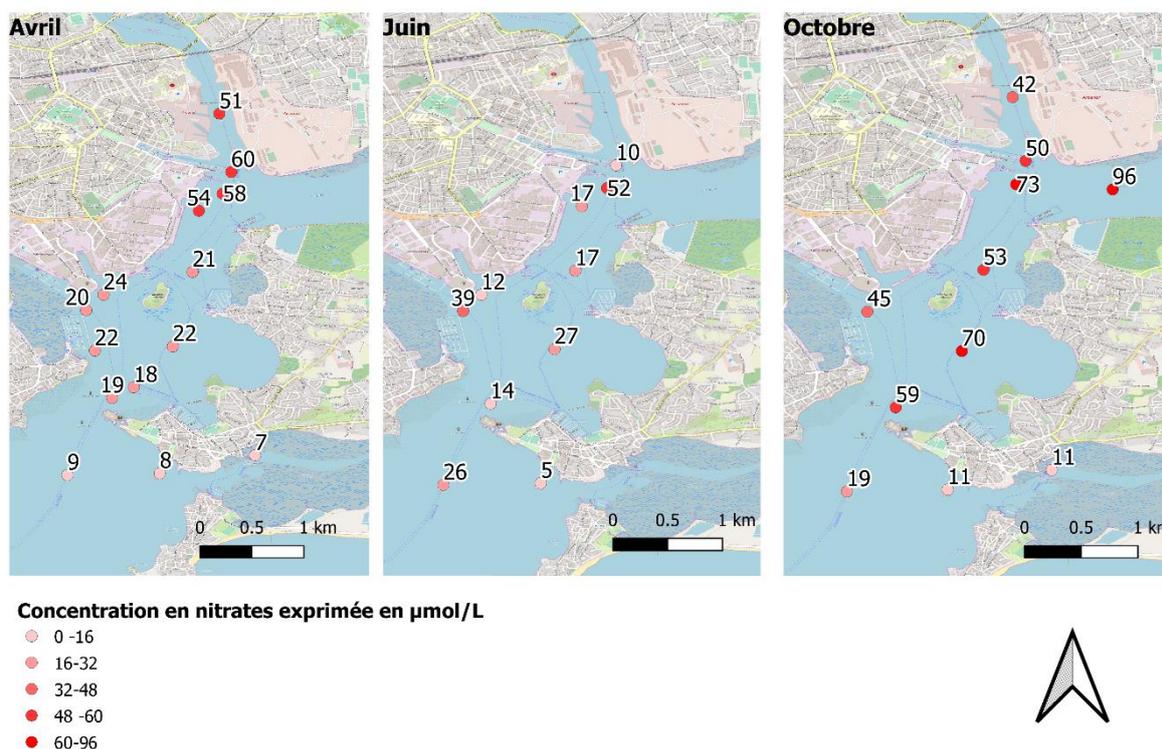


Figure 6 : Evolution de la concentration en Nitrates sur les différentes stations échantillonnées

Les plus hautes concentrations en nitrates sont retrouvées lors de la session d'octobre. A noter un gradient négatif de concentration allant de l'amont vers l'aval. De très faibles concentrations sont retrouvées sur les points 2 et 8 (Petite mer de Gavres) très peu d'apports en petite mer de Gavres. Le plus fort apport semble provenir du Blavet.

3.2 Ammonium

Les apports d'ammonium (NH_4^+) sont dus, d'une part aux cours d'eau, mais aussi à la reminéralisation bactérienne et à l'excrétion des niveaux trophiques supérieurs. Généralement, les teneurs en ammonium augmentent à partir du mois de mai et atteignent leur maximum en automne. L'ammonium est la forme azotée préférentiellement absorbée par le phytoplancton (Maguer *et al*, 1998). Les nitrates sont utilisés par le phytoplancton principalement au printemps quand l'ammonium est en faible quantité dans l'eau.

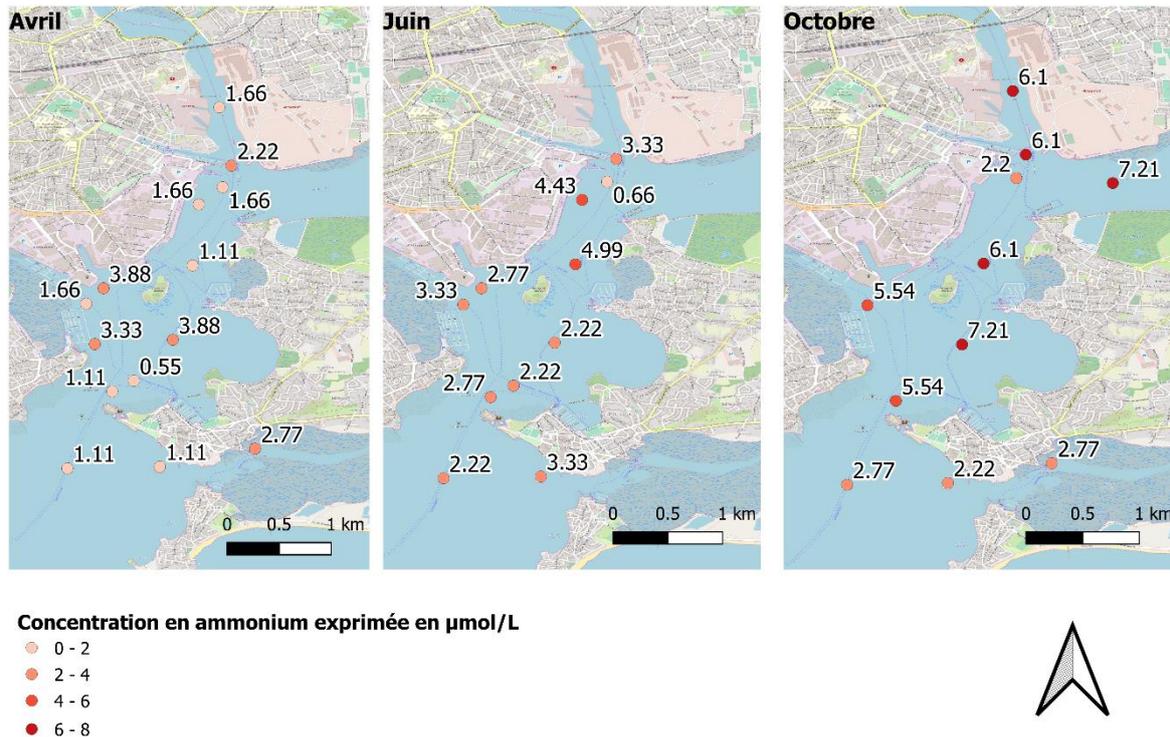


Figure 7 : Evolution de la concentration en Ammonium sur les différentes stations échantillonnées

Les plus fortes concentrations en ammonium sont recensées en octobre. A noter de fortes disparités en fonction des stations. Les plus fortes valeurs sont par exemple retrouvées en milieu de rade au mois d'avril et en octobre.

Les nitrites sont la 3^{ème} forme de l'azote inorganique présent dans l'eau, du fait des faibles valeurs retrouvées (comprise en 0.2 et 1.6 $\mu\text{mol/L}$), il n'a pas été choisi de les présenter. Cependant ils ont été intégrés aux valeurs de NID totale.

3.3 Phosphates

Le phosphore est un élément minéral essentiel à la nutrition des végétaux. Il est généralement lié à l'oxygène sous forme de phosphate (PO_4^{3-}). Les phosphates sont naturellement présents dans l'eau et participent à la croissance des organismes phytoplanctoniques. L'élévation des concentrations en phosphore dans le milieu aquatique est due principalement aux rejets urbains (stations d'épuration et lessives) ainsi qu'aux engrais chimiques utilisés sur les terres agricoles sous forme de P_2O_5 .

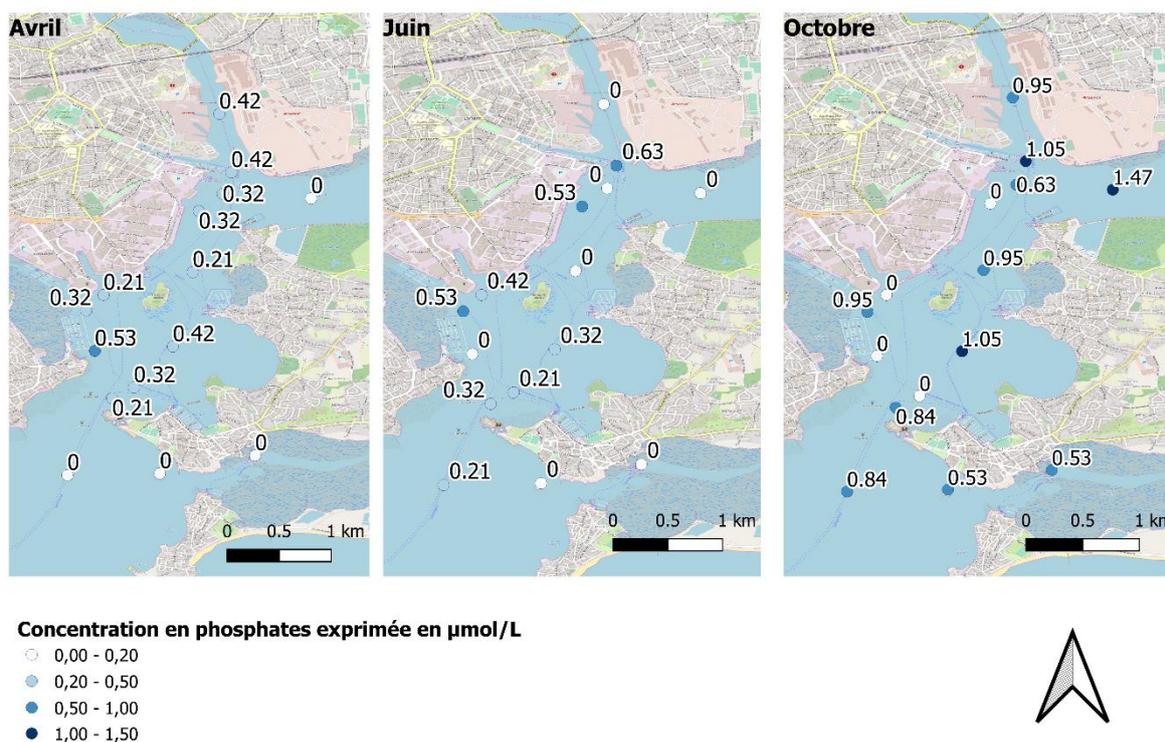
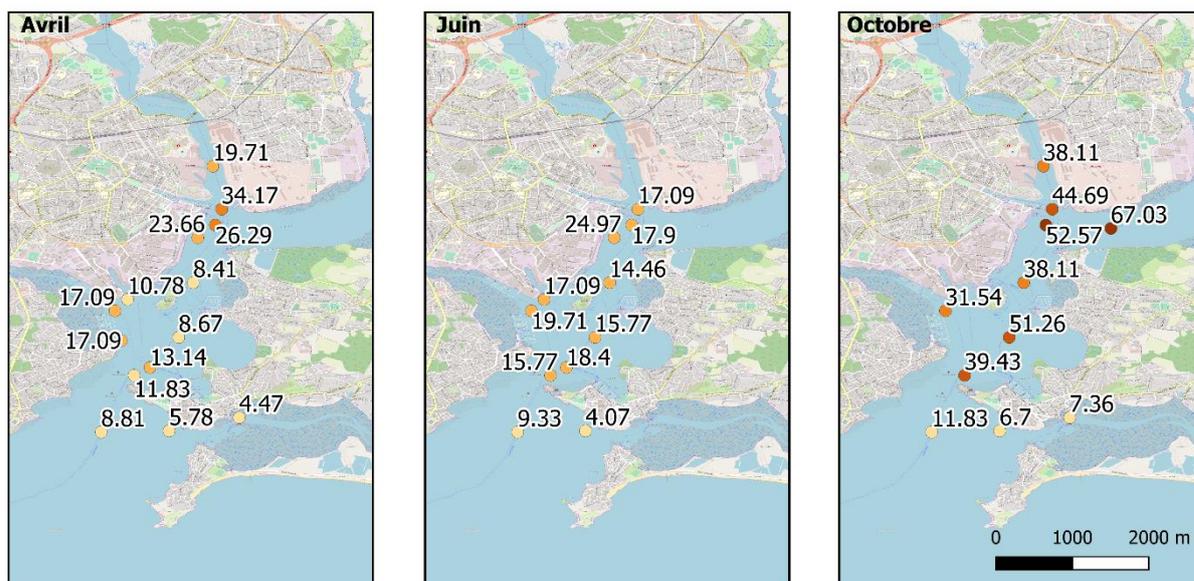


Figure 8 : Evolution de la concentration en Phosphates sur les différentes stations échantillonnées

Les concentrations maximales en phosphates sont retrouvées en octobre. A noter que les résultats montrant un zéro signifient que la station n'a pas été échantillonnée ou que les limites de détection ($0,2 \mu\text{mol/L}$) n'ont pas été atteintes.

3.4 Silicates

Les silicates, dans l'eau de mer, permettent aux diatomées de former leur frustule en silice et donc de se développer. Ils peuvent être un facteur limitant pour ces dernières. L'épuisement de l'azote et du phosphore conduit à l'arrêt de la croissance du phytoplancton, mais l'épuisement du silicium ne limite que la croissance des Diatomées (frustule en silice), laissant la possibilité à des espèces non siliceuses, parfois cause de nuisance comme les Dinoflagellés (thèques celluloseuses), de continuer à se développer si les deux autres éléments sont encore disponibles (Conley *et al.*, 1993).



Concentration en silicates exprimée en $\mu\text{mol/L}$

- 0,0 - 13,0
- 13,0 - 26,0
- 26,0 - 39,0
- 39,0 - 52,0
- 52,0 - 68,0



Figure 9 : Evolution de la concentration en silicates sur les différentes stations échantillonnées.

Les concentrations maximales en silicates sont retrouvées en octobre. Les faibles concentrations retrouvées en avril et juin montrent que les silicates ont été consommés par les diatomées pendant le bloom printanier.

3.5 Facteurs limitants

Pour que le phytoplancton puisse se développer de façon optimale, les nutriments doivent être disponibles en quantités suffisante. Après leur consommation par le phytoplancton et sans de nouveaux apports (fleuves, échanges dans les masses d'eau ...), ils deviennent alors limitants pour ce phytoplancton. Le phytoplancton marin est ainsi limité par l'azote (nitrates, nitrites, ammonium) le phosphore ou la silice pour ce qui concerne les diatomées.

Basée sur les rapports de Redfield (1963), la limitation potentielle par les nutriments de la biomasse du phytoplancton dans un milieu peut être approchée en comparant les rapports molaires NID/PID, DSi/PID, DSi/NID

Où :

NID = somme des nitrates, nitrites et ammonium inorganiques dissous

PID = phosphates inorganiques dissous

DSi = silicates dissous

| Nutriment limitant | Critères basés sur les rapports de Redfield |
|--------------------|---|
| NID | $NID/PID < 16$ et $DSi/NID > 1$ |
| PID | $NID/PID > 16$ et $DSi/PID > 16$ |
| DSi | $DSi/NID < 1$ et $DSi/PID < 16$ |

NID/PID est supérieur à 16 dans la majorité des cas sauf au niveau de la station 4 en Juin.

DSi/NID est inférieur à 1 dans la majorité des cas sauf sur les stations 7,9 et 11 en Juin.

DSi/PID est supérieur à 16 dans la majorité des cas sauf sur la station 8 en Octobre.

Il apparait donc que dans la majorité des cas le nutriment limitant est le phosphore.

3. Phytoplancton

3.1 Abondance

Le phytoplancton est autotrophe et dépendant de l'énergie solaire, des éléments nutritifs et de l'eau pour réaliser la photosynthèse. Il se développe au printemps (« blooms » ou efflorescences) et décline en période hivernale. Constituant la base de la chaîne alimentaire marine, la qualité de ces communautés phytoplanctoniques est essentielle pour déterminer la qualité de l'écosystème.

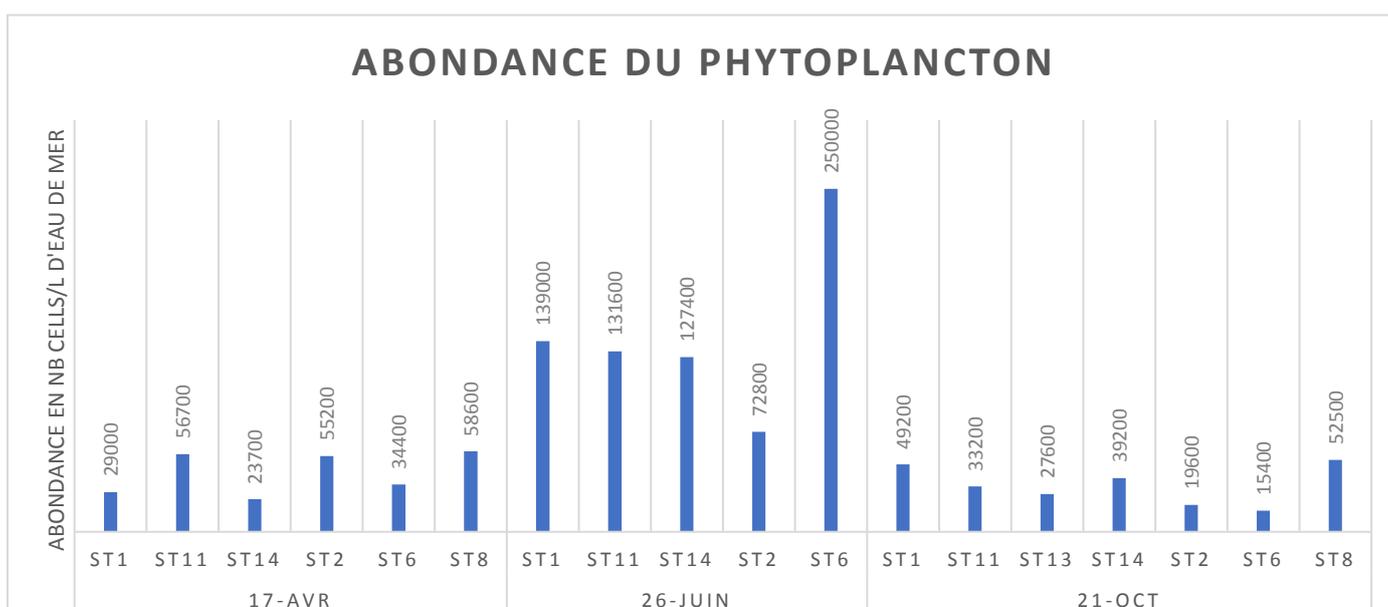


Figure 10 : Evolution de l'abondance du phytoplancton en fonction période et de la station échantillonnée

Les résultats montrent une abondance faible à modérée au mois d'avril avec des concentrations comprises entre 23700 cell/L sur la station 14 et 58600 cell/L sur la station 8 la communauté est représentée majoritairement par des diatomées : *Chaetoceros sp.* et *Navicula sp.*



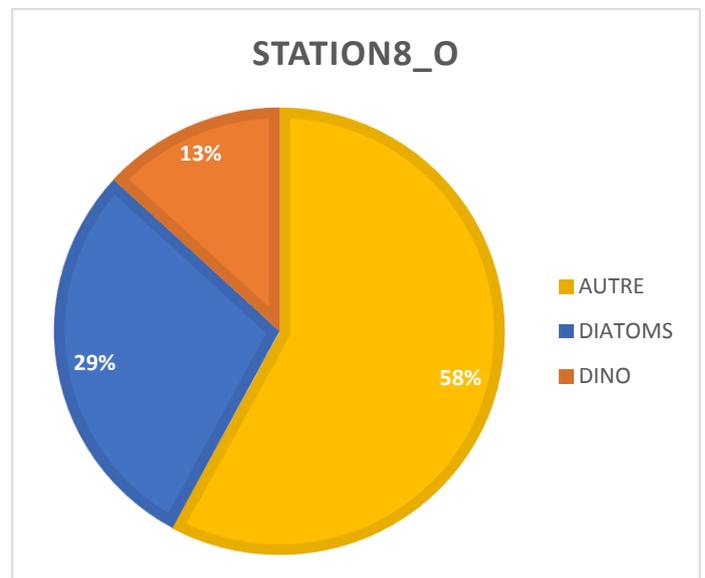
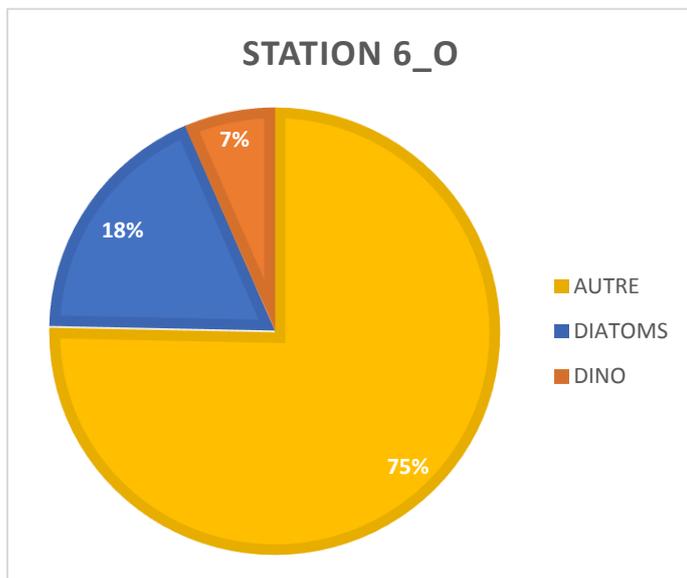
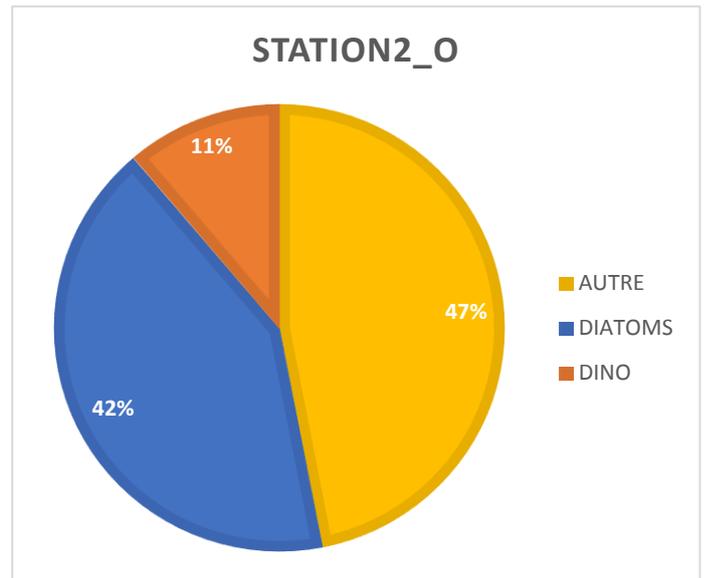
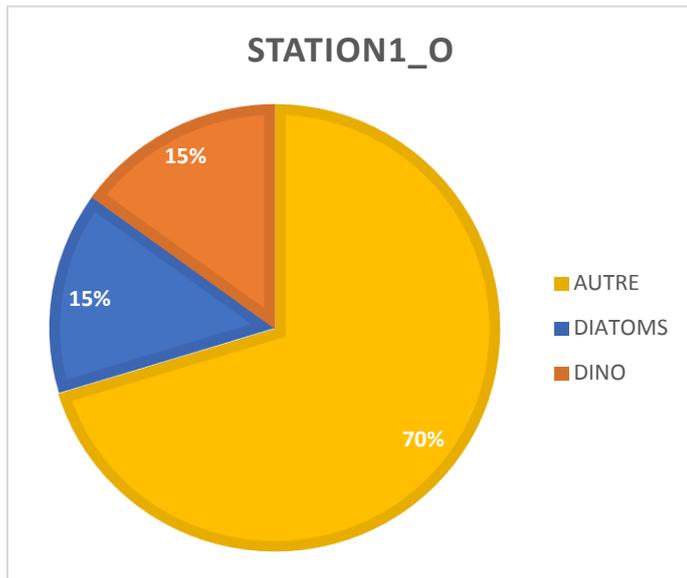
Figure 11 : Part des différentes classes de phytoplancton dans l'abondance totale sur la journée du 17 avril 2019 en fonction de la station échantillonnée

Les résultats des analyses phytoplanctoniques montrent un maximum d'abondance au mois de juin. La concentration étant supérieure à 100 000 cells/L sur 4 des 5 stations échantillonnées. Le taxon majoritaire sur les 5 stations à cette période étant *Chaetoceros sp.* Ce taxon représente plus de 80 % de la communauté phytoplanctonique sur cette période.



Figure 12 : Part des différentes classes de phytoplancton dans l'abondance totale sur la journée du 26 juin 2019 en fonction de la station échantillonnée

Les analyses montrent une abondance faible à modérée au mois d'octobre avec une abondance variant entre 15400 cells/L et 52500 cells/L. Ce ne sont pas les mêmes communautés qui sont présentes, en effet les diatomées sont minoritaires sur les stations, le taxon le plus abondant étant celui des *Cryptophyceae*. Représentant entre 43% et 87% de la communauté.



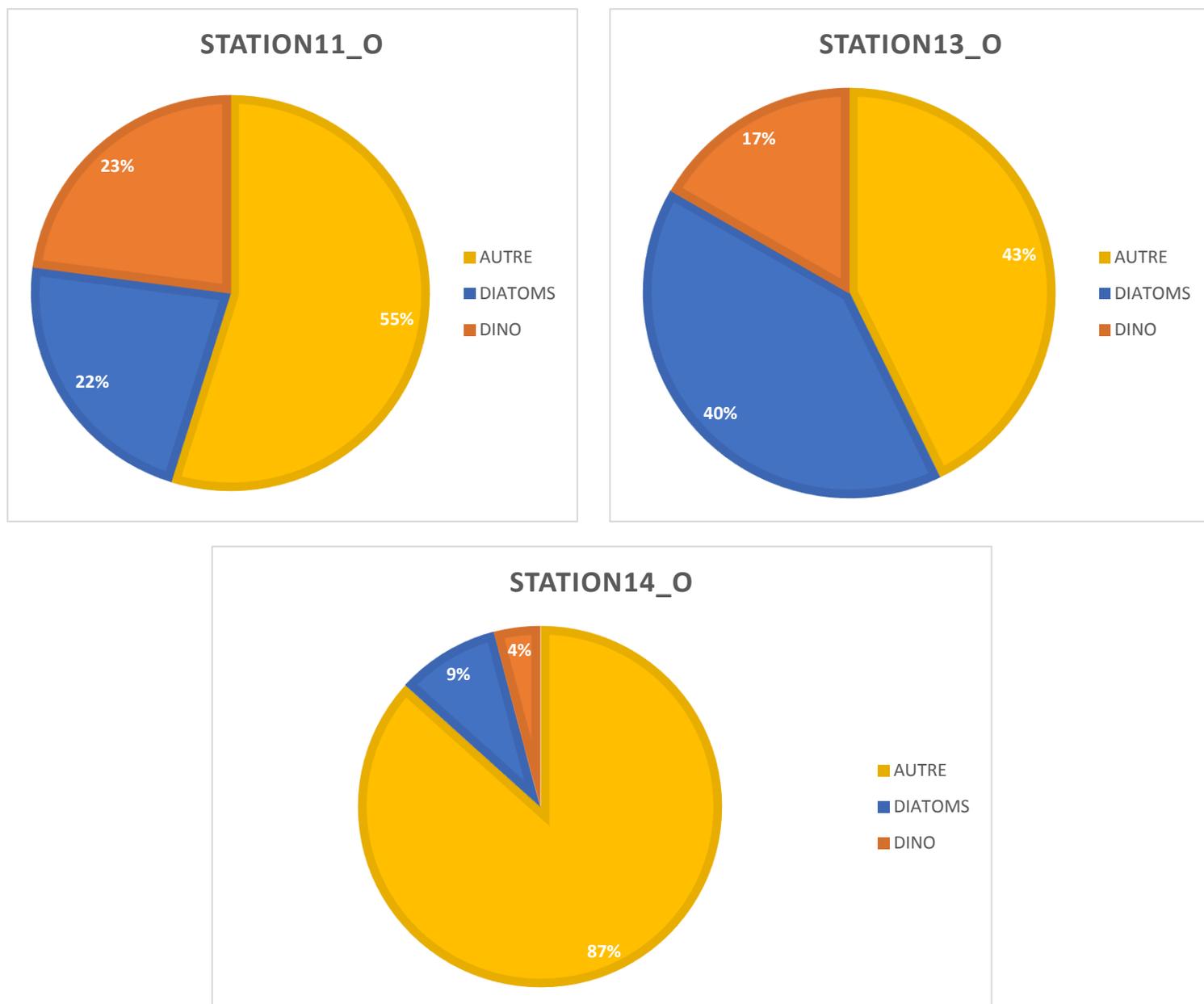


Figure 13 : Part des différentes classes de phytoplancton dans l'abondance totale sur la journée du 21 octobre 2019 en fonction de la station échantillonnée

3.2 Phytoplancton producteur de phycotoxines :

Parmi les très nombreuses espèces de phytoplancton, certaines, sont capables de produire des phycotoxines.

Celles-ci peuvent être toxiques pour la faune ou la flore marine ou bien pour les consommateurs de produits de la mer (l'Homme). Dans ce dernier cas, il s'agit le plus souvent d'une accumulation dans les coquillages de toxines produites par le phytoplancton dont se nourrissent les coquillages, mais, sans effets sur eux. En France, les toxines régulièrement observées appartiennent à trois familles : toxines diarrhéiques (DSP), paralysantes (PSP), et amnésiantes (ASP). Les toxines diarrhéiques (DSP), sont produites par le genre *Dinophysis sp.*, les toxines paralysantes (PSP) sont produites par le genre *Alexandrium sp.*, les toxines amnésiantes (ASP) sont produites par le genre *Pseudo-nitzschia sp.* Ces trois taxons sont suivis dans le cadre du réseau REPHY-REPHYTOX coordonné par l'IFREMER.

Parmi ces 3 taxons, *Dinophysis sp.* a été retrouvé sur la station 1, 2, 6 et 14 avec respectivement des concentrations de 200cells/L, 1400cells/L, 400cells/L et 200 cells/L au mois de juin. Il a été aussi retrouvé sur la station 14 au mois d'avril avec une concentration de 100cells/L, et au mois de novembre sur la station 8 avec une concentration de 100cell/L.

Alexandrium sp. a été retrouvé sur les stations 1, 2 et 14 avec respectivement des concentrations de 600cells/L, 200cells/L et 200cells/L au mois de juin. Il a été aussi retrouvé sur la station 14 au mois d'octobre avec une concentration atteignant 400cell/L.

Pseudo-nitzschia sp. a, lui, été retrouvé au mois d'avril sur la station 14 avec une concentration de 300cell/L

4. Microplastiques

Les déchets plastiques s'accumulent depuis plusieurs décennies dans les océans. Ils y subissent différents processus de fragmentation que ce soit par les frottements, le vent, les courants et même l'eau de mer ; conduisant à leur fragmentation en particules de petites tailles que l'on nomme microplastiques (MP).

Ces MP sont définis comme les particules de taille inférieure à 5 mm. Les études récentes montrent que les MP sont omniprésents dans tous les milieux terrestres ou marins (Eriksen *et al.*, 2014) (eau, sédiments, organismes). De plus, les MP contiennent certains additifs toxiques, qui peuvent être relargués dans le milieu environnant (Wolschke *et al.*, 2015). Ils sont également susceptibles d'adsorber et concentrer les polluants organiques persistants (POP) présents dans l'eau (Bakir *et al.*, 2012; Lee *et al.*, 2013). Colonisés par des microorganismes et dispersés par les courants, ces MP pourraient être également à l'origine de la dispersion d'espèces invasives susceptible de mettre en péril la biodiversité marine (Rummel *et al.*, 2016). Enfin, ces microparticules peuvent être ingérées par une large variété d'organismes aquatiques à partir du plancton jusqu'au plus gros mammifères marins.

Ces pollutions par les plastiques sont prises très au sérieux par les chercheurs et sont susceptibles d'engendrer des conséquences néfastes pour la biodiversité marine

Il a été choisi d'échantillonner les microplastiques de surface du fait de la participation des plaisanciers à l'étude.

Ces microplastiques collectés ont été extraits par tri visuel à la loupe binoculaire après une digestion de la matière organique par de l'eau oxygénée 30%.

47 particules de microplastiques ont été extraites des différents échantillons. La répartition de ces particules et le type de particules sont présentés respectivement sur les Figure 15 et 16.

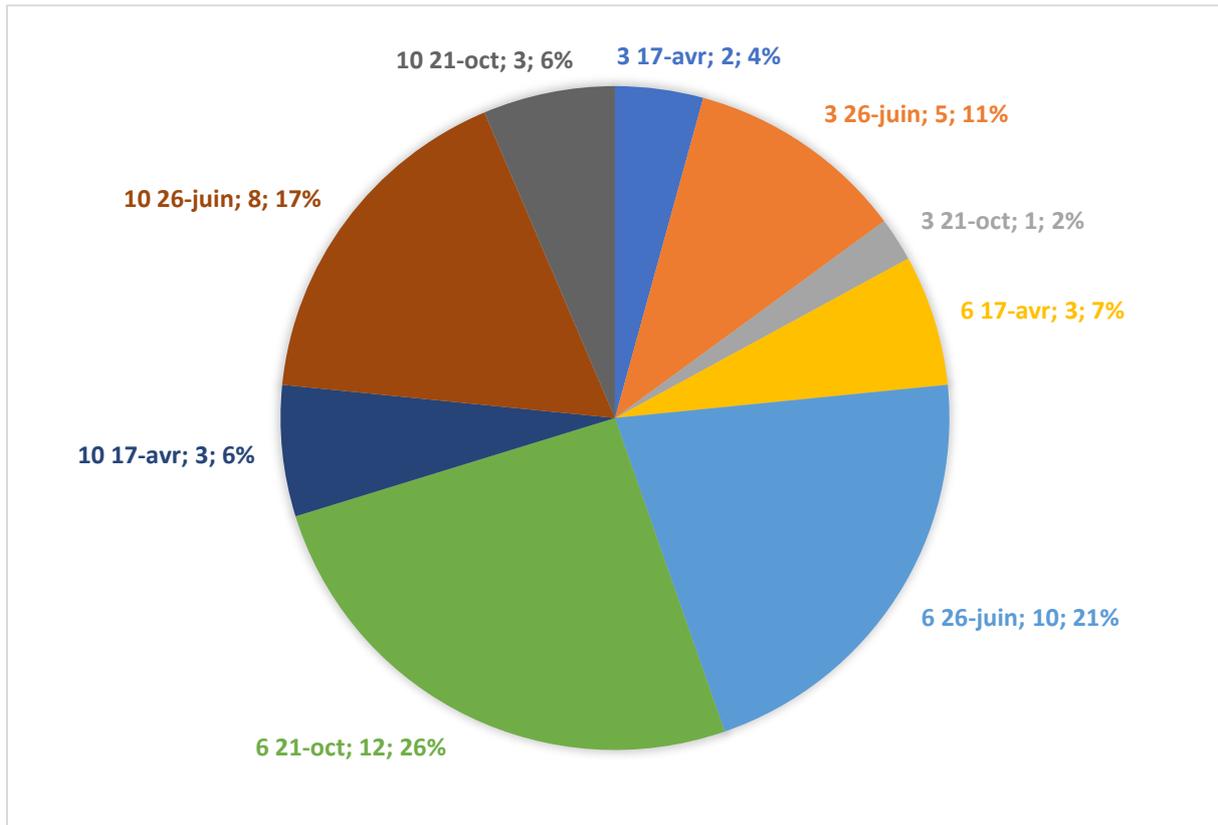


Figure 14 : Représentation des microplastiques échantillonnés par station lors des 3 journées (station/date ; nombre de particules ; pourcentage)

Les résultats d'analyses montrent un très faible taux de particules échantillonnées au mois d'avril : 17% des particules échantillonnées. Les échantillons de juin représentent 49% des particules échantillonnées, les échantillons d'octobre représentent 34% de l'échantillonnage.

En comparant les stations, la station 3 représente 22% de l'échantillonnage. La station 6 représente 54% de l'échantillonnage, la station 10 représente 29% de l'échantillonnage.

Cependant, le volume échantillonné sur la station 10 n'est pas le même que sur les deux autres stations, la surface d'entrée du filet est 3 fois plus importante que les deux autres filets : 1022cm² contre 340cm². Soit un volume échantillonné 3 fois plus important.

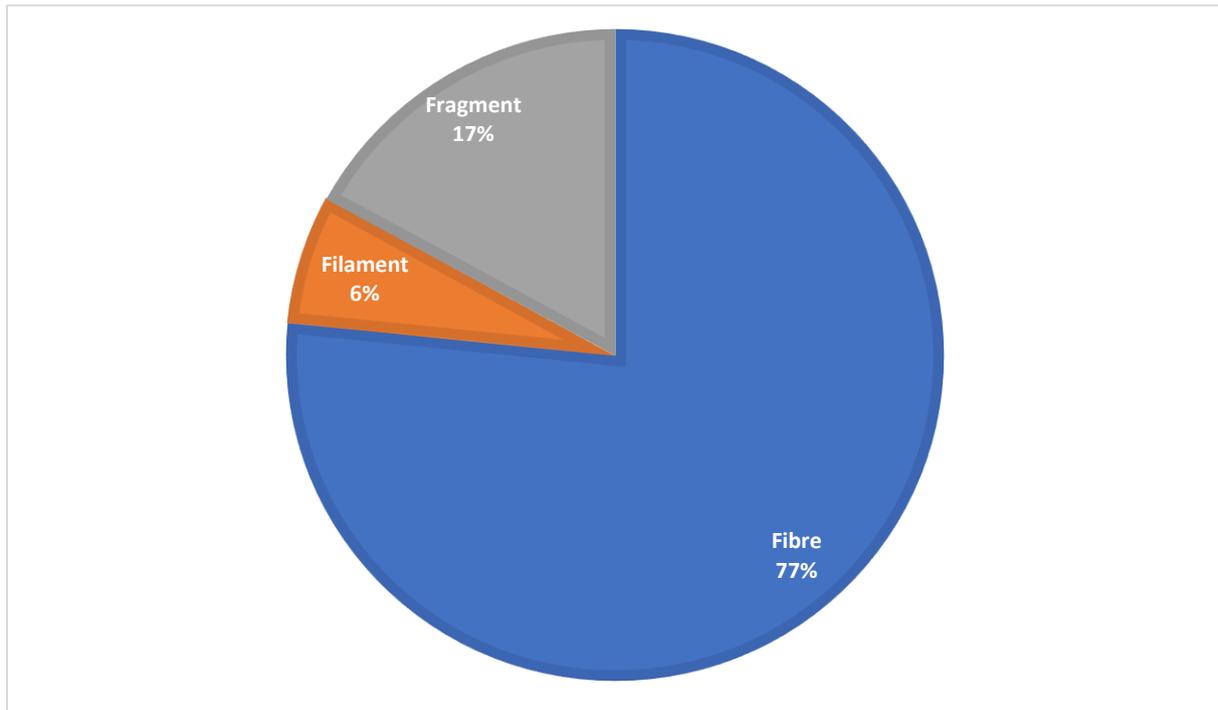


Figure 15 : Représentation des différents types de microplastiques échantillonnés

Les différentes particules échantillonnées ont pu être différenciées selon leur morphologie. Les fragments représentent des microplastiques secondaires, c'est-à-dire qu'ils résultent de la fragmentation de plus gros déchets plastiques. Ils représentent 17% de l'échantillonnage. Les filaments représentent des microplastiques provenant notamment de fils de pêche, ils représentent 6% de l'échantillonnage. Les fibres représentent des microplastiques primaires, qui proviennent de vêtements synthétiques, ce sont les plus nombreux à 77%.

Cependant, à ce jour, les échantillons n'ont pas été analysés par spectrométrie FTIR qui permet de connaître la composition des particules.

IV. CONCLUSION ET PERSPECTIVE

Ce suivi permet de mettre en évidence les différences saisonnières dans l'abondance et la composition du phytoplancton. Il permet aussi d'établir les différents apports en nutriments par les deux bassins versants que sont le Scorff et le Blavet. Il a permis d'établir de premiers résultats sur la pollution par les microplastiques dans la Rade de Lorient.

Le phosphore paraît être l'élément nutritif limitant représenté sur les 3 sorties.

Les diatomées, dominantes au printemps et au début de l'été, ne le sont plus sur la dernière période de prélèvements, le groupe dominant étant les Cryptophycés.

Les microplastiques sont présents sur les 3 stations échantillonnées mais de très fortes disparités ont été retrouvées selon les stations échantillonnées et selon la saison, montrant ainsi la difficulté d'échantillonnage de ces particules.

Afin d'améliorer nos connaissances sur ce milieu une nouvelle série d'analyses devra être mise en place en 2020. Un échantillonnage plus régulier (1 par mois) peut être proposé sur des stations cibles.

Cet échantillonnage pourrait se faire sur la station 1 (Exutoire de la rade), la station 8 qui couvre la petite mer de Gavres. Le point 12 qui est situé à l'exutoire du Scorff, Le point 13 qui est situé à l'Exutoire du Blavet. Ainsi que le point 14 qui est situé en milieu de rade. Au vu des résultats, un autre point semble être important : le point 6 où l'on retrouvait la plus forte abondance en juin, et où les microplastiques étaient les plus nombreux.

Dans le cadre du dragage d'entretien de la rade de Lorient, la zone clapage située au nord-ouest de l'île de Groix pourrait faire l'objet d'un point de suivi. Ceci permettra d'évaluer l'effet du clapage sur les populations phytoplanctoniques.

De plus, des analyses complémentaires à celles déjà réalisées permettraient d'affiner les résultats. En effet, bien que le comptage des cellules phytoplanctoniques par microscopie optique donne une idée de la concentration du phytoplancton dans l'eau, il ne permet d'obtenir que l'abondance du micro-phytoplancton. Il ne permet pas de connaître la biomasse totale du phytoplancton dans l'eau qui est exprimée par la concentration en chlorophylle a.

De même, il est aussi envisageable de connaître l'abondance du pico et du nano-phytoplancton par analyse en cytométrie en flux.

V. BIBLIOGRAPHIE

Bakir, A., Rowland, S. J., Thompson, R. C. (2012). Competitive sorption of persistent organic pollutants onto microplastics in the marine environment. *Mar. Pollut. Bull.*64, 2782-2789.

Conley D, Schelsk C, (1993). Modification of the biogeochemical cycle of silica with eutrophication. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 101 : 179-192.

Eriksen M, Lebreton LCM, Carson HS, Thiel M, Moore CJ, Borerro JC, et al. (2014). Plastic Pollution in the World's Oceans: More than 5 Trillion Plastic Pieces Weighing over 250,000 Tons Afloat at Sea. *PLoS ONE* 9(12): e111913. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0111913>

Kedzierski M. (2017) Pollutions du milieu littoral par les microplastiques : Méthodes d'évaluation. Génie des procédés. Université de Bretagne Sud, 2017. Français. (NNT : 2017LORIS464)

Lee, J., Hong, S., Song, Y. K., Hong, S. H., Jang, Y. C., Jang, M., Heo, N. W., Han, G. M., Lee, M. J., Kang, D. & Shim, W. J. (2013). Relationships among the abundances of plastic debris in different size classes on beaches in South Korea. *Mar. Pollut. Bull.*77, 349-354.

Maguer J.F, L'Helguen S., Madec C., Le Corre P. (1998). Absorption et régénération de l'azote dans le système brassé de la Manche : productions nouvelle et régénérée. *Oceanologica Acta*, 21(6), 861-870. Publisher's official version : [https://doi.org/10.1016/S0399-1784\(99\)80012-7](https://doi.org/10.1016/S0399-1784(99)80012-7) , Open Access version : <https://archimer.ifremer.fr/doc/00325/43644/>

Neaud-Masson N. (2015). Observation et dénombrement du phytoplancton marin par microscopie optique photonique - Spécifications techniques et méthodologiques appliquées au REPHY. Document de méthode. R.INT.ODE/DYNECO/VIGIES

Redfield A.C., Ketchum B.H., Richards F.A., (1963) The influence of organisms on the composition of sea-water. In: Hill MN (ed) *The sea*, Vol 2. The composition of sea-water comparative and descriptive oceanography. Interscience Publishers, New York, p 26-77

Rummel, C. D., Loder, M. G., Fricke, N. F., Lang, T., Griebeler, E. M., Janke, M. & Gerdts, G. (2016). Plastic ingestion by pelagic and demersal fish from the North Sea and Baltic Sea. *Mar. Pollut. Bull.*102, 134-141

Wolschke, H. (2015): Organophosphorus flame retardants and plasticizers in the aquatic environment: A case study of the Elbe River, Germany. *Environmental Pollution*, 26, 488-493, <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2015.08.002>

VI. ANNEXES

Limites de détection et méthodes utilisées pour l'analyse des nutriments

| Paramètres | Normes | LD mg/L | LD $\mu\text{mol/L}$ |
|--|-----------------|---------|----------------------|
| Nitrates (NO ₃ ⁻) | NF EN ISO 13395 | 0,35 | 5,64 |
| Nitrites (NO ₂ ⁻) | NF EN 26777 | 0,003 | 0,07 |
| Ammonium (NH ₄ ⁺) | NF T90-015-2 | 0,003 | 0,17 |
| Orthophosphates (PO ₄ ³⁻) | NF EN ISO 13395 | 0,01 | 0,11 |
| Silice (SiO ₂) | NF T 90-007 | 0,02 | 0,26 |

UTILISATION DU KIT OBJECTIF PLANCTON

Points de prélèvement : 1, 2, 12, 13, 15

1. DISQUE DE SECCHI

- Immerger le disque jusqu'à ce qu'il disparaisse.
- Noter la profondeur où le disque disparaît à l'aide des marques colorées présentes sur la corde. (1 marque = 1m)

2. TUBE COLLECTEUR

- Vider le bac *Objectif Plancton* de son contenu et le rincer 1 ou 2 fois avec de l'eau de mer prise sur le point de prélèvement
- Mettre le tube collecteur à l'eau **en le retenant par le bout bleu**.
- Laisser descendre rapidement le tube collecteur jusqu'à ce que la marque indiquée sur le **bout bleu** (un nœud) atteigne la surface. (Le haut du tube est immergé à 1.5m)
- Agiter légèrement le dispositif de haut en bas.
- À l'aide du **bout blanc**, fermer le tube collecteur d'un coup sec.
- **Après avoir lâché le bout bleu** en prenant garde à maintenir le tube à la verticale, le remonter à bord du bateau avec le **bout blanc** sous tension.
- Placer le tube au-dessus du bac *Objectif Plancton* vidé préalablement de son contenu.
- Lâcher le **bout blanc** et laisser l'eau collectée se vider dans le bac.
- Utiliser la bouteille coupée et son entonnoir pour transférer l'eau prélevée, du bac vers le bidon de 5L (3L suffisent). Bien refermer le bidon.

3. FILET A ICTHYOPLANCTON (bongo – 600µ)

- Vérifier que l'on se trouve bien au point indiqué
- Fermer les vannes des collecteurs. Enlever les poignées.
- Arrimer le bout de traîne du filet au bateau.
- Gréer le bout de traîne, la bouée et le lest (2kg) au centre du cadre du filet. Mettre au point mort.
- Mettre le filet à l'eau, collecteurs en premier. Filer 10 à 15m de bout.
- Noter l'heure et les coordonnées GPS.
- Tracter dans le sens de la houle, à 2 nœuds maximum, pendant 15 min.
- Mettre au point mort. Noter l'heure et les coordonnées GPS.
- Récupérer le filet.
- Rincer avec plusieurs seaux d'eau chaque filet en position vertical afin de faire tomber dans le collecteur les éléments restés collés à la maille. Maintenir les collecteurs en position verticale.
- Remettre les poignées.
- Vider les collecteurs dans un flacon de 2l.
- Mettre au frais.
- Rincer abondamment le filet

UTILISATION DU KIT OBJECTIF PLANCTON

Points de prélèvement : 4, 5, 7

2. DISQUE DE SECCHI

- Immerger le disque jusqu'à ce qu'il disparaisse.
- Noter la profondeur où le disque disparaît à l'aide des marques colorées présentes sur la corde. (1 marque = 1m)

2. TUBE COLLECTEUR

- Vider le bac *Objectif Plancton* de son contenu et le rincer 1 ou 2 fois avec de l'eau de mer prise sur le point de prélèvement
- Mettre le tube collecteur à l'eau **en le retenant par le bout bleu**.
- Laisser descendre rapidement le tube collecteur jusqu'à ce que la marque indiquée sur le **bout bleu** (un nœud) atteigne la surface. (Le haut du tube est immergé à 1.5m)
- Agiter légèrement le dispositif de haut en bas.
- À l'aide du **bout blanc**, fermer le tube collecteur d'un coup sec.
- **Après avoir lâché le bout bleu** en prenant garde à maintenir le tube à la verticale, le remonter à bord du bateau avec le **bout blanc** sous tension.
- Placer le tube au-dessus du bac *Objectif Plancton* vidé préalablement de son contenu.
- Lâcher le **bout blanc** et laisser l'eau collectée se vider dans le bac.
- Utiliser la bouteille coupée et son entonnoir pour transférer l'eau prélevée, du bac vers le bidon de 5L (3L suffisent). Bien refermer le bidon.
- Remplir le petit flacon marron aux 2/3 avec l'eau collectée du bac *Objectif Plancton*. NE PAS RINCER LE FLACON AU PRÉALABLE IL CONTIENT UN FIXATEUR

3. FILET A PLANCTON (70µm- horizontal)

- Préparer le filet.
- Placer le bateau face au vent.
- Mettre le filet à l'eau et laisser filer
- Laisser trainer pendant 5 min.
- Pendant l'opération, veiller à ce que le filet ne remonte pas à la surface, auquel cas diminuer la vitesse du bateau.
- Remonter le filet à bord du bateau et laisser l'eau s'écouler du filet.
- Récupérer la bouteille (ou le collecteur) au bout du filet et la poser verticalement dans le bac *Objectif Plancton* en veillant à ce qu'elle ne se renverse pas.



UTILISATION DU KIT OBJECTIF PLANCTON

Points de prélèvement : 8, 9, 11, 14

3. DISQUE DE SECCHI

- Immerger le disque jusqu'à ce qu'il disparaisse.
- Noter la profondeur où le disque disparaît à l'aide des marques colorées présentes sur la corde. (1 marque = 1m)

2. TUBE COLLECTEUR

- Vider le bac *Objectif Plancton* de son contenu et le rincer 1 ou 2 fois avec de l'eau de mer prise sur le point de prélèvement
- Mettre le tube collecteur à l'eau **en le retenant par le bout bleu.**
- Laisser descendre rapidement le tube collecteur jusqu'à ce que la marque indiquée sur le **bout bleu** (un nœud) atteigne la surface. (Le haut du tube est immergé à 1.5m)
- Agiter légèrement le dispositif de haut en bas.
- À l'aide du **bout blanc**, fermer le tube collecteur d'un coup sec.
- **Après avoir lâché le bout bleu** en prenant garde à maintenir le tube à la verticale, le remonter à bord du bateau avec le **bout blanc** sous tension.
- Placer le tube au-dessus du bac *Objectif Plancton* vidé préalablement de son contenu.
- Lâcher le **bout blanc** et laisser l'eau collectée se vider dans le bac.
- Utiliser la bouteille coupée et son entonnoir pour transférer l'eau prélevée, du bac vers le bidon de 5L (3L suffisent). Bien refermer le bidon.
- Remplir le petit flacon marron aux 2/3 avec l'eau collectée du bac *Objectif Plancton*. **NE PAS RINCER LE FLACON AU PRÉALABLE, IL CONTIENT UN FIXATEUR**



UTILISATION DU KIT OBJECTIF PLANCTON

Points de prélèvement : 3, 6, 10

4. DISQUE DE SECCHI

- Immerger le disque jusqu'à ce qu'il disparaisse.
- Noter la profondeur où le disque disparaît à l'aide des marques colorées présentes sur la corde. (1 marque = 1m)

2. TUBE COLLECTEUR

- Vider le bac *Objectif Plancton* de son contenu et le rincer 1 ou 2 fois avec de l'eau de mer prise sur le point de prélèvement
- Mettre le tube collecteur à l'eau **en le retenant par le bout bleu**.
- Laisser descendre rapidement le tube collecteur jusqu'à ce que la marque indiquée sur le **bout bleu** (un nœud) atteigne la surface. (Le haut du tube est immergé à 1.5m)
- Agiter légèrement le dispositif de haut en bas.
- À l'aide du **bout blanc**, fermer le tube collecteur d'un coup sec.
- **Après avoir lâché le bout bleu** en prenant garde à maintenir le tube à la verticale, le remonter à bord du bateau avec le **bout blanc** sous tension.
- Placer le tube au-dessus du bac *Objectif Plancton* vidé préalablement de son contenu.
- Lâcher le **bout blanc** et laisser l'eau collectée se vider dans le bac.
- Utiliser la bouteille coupée et son entonnoir pour transférer l'eau prélevée, du bac vers le bidon de 5L (3L suffisent). Bien refermer le bidon.

3. FILET MICROPLASTIQUES (Manta)

En mer : à faire par les plaisanciers

- Mettre au point mort et vérifier que l'on se trouve bien au point indiqué
- Amarrer un **bout de traine** du filet au bateau
- Mettre à l'eau le filet Manta, collecteur en premier, filer **15 à 20** mètres de bout
- Noter les coordonnées GPS et l'heure de début
- Tracter dans le sens de la houle le filet pendant 20 minutes à une vitesse constante (2 nœuds) en ligne droite
- Mettre au point mort. Noter les coordonnées GPS et l'heure de fin
- Remonter le filet et le refermer sur lui-même en laissant accroché le collecteur dessus (faire attention de ne pas le renverser)

A terre : à faire par le technicien

- Rincer le filet en position vertical de l'entrée vers le collecteur. (Attention : pour éviter toutes contaminations : rincer toujours de l'extérieur du filet.)
- Récupérer le contenu dans un flacon de 1L de préférence en verre.
- Conserver dans de l'alcool à 70%