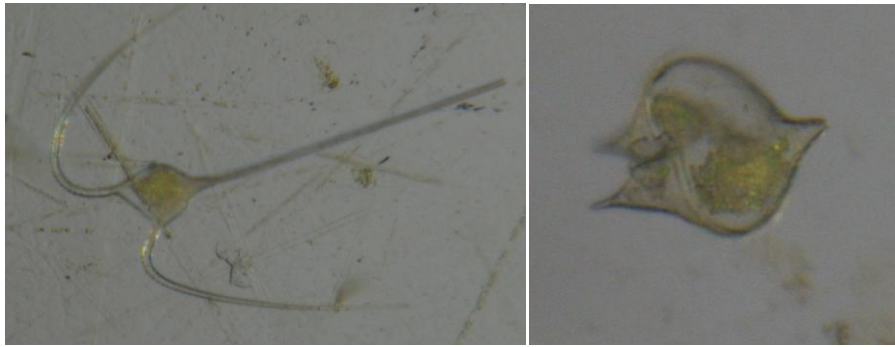
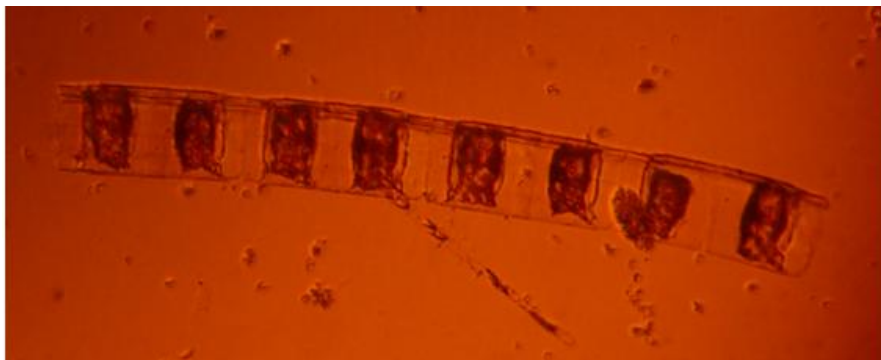




***Identification taxonomique du phytoplancton de deux
écosystèmes de la côte Atlantique :***

De la microscopie classique à la stéréomicroscopie

- LAFFITTE Vincent -



Stage effectué du 09/03 au 12/05/2015 à

UMR CNRS 5805 EPOC- OASU

Environnements et Paléoenvironnements Océaniques et Continentaux

Station Marine d'Arcachon - Université de Bordeaux

2 Rue du Professeur Jolyet

33120 ARCACHON CEDEX - FRANCE

Sous la direction scientifique de Mme Yolanda Del Amo



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

Identification taxonomique du phytoplancton de deux écosystèmes de la côte Atlantique : de la microscopie classique à la stéréomicroscopie

Stagiaire: LAFFITTE Vincent

Niveau de formation : 3ème année de licence en biologie des organismes

Année universitaire : 2014/2015

Nom université : UPPA – Sciences et Techniques Côte Basque, ANGLET

Nom entreprise : UMR EPOC / Station Marine d’Arcachon, Equipe ECOBIOC

Maître de Stage: Yolanda DEL AMO, enseignant-chercheur, Université de Bordeaux

REMERCIEMENTS

A l'issue de ce stage, je tiens à exprimer ma gratitude :

- A Frédéric GARABETIAN, responsable de la Station marine d'Arcachon;
- A Yolanda DEL AMO, enseignant-chercheur de l'équipe ECOBIOC, pour son accueil, pour m'avoir fait confiance, pour le temps consacré à me former, pour sa disponibilité lors de ces deux mois passés à Arcachon ainsi que pour son aide précieuse tout au long de la rédaction de ce rapport;
- A Nicolas SUSPERREGUI, chargé d'étude à l'IMA - Institut des Milieux Aquatiques, pour m'avoir recommandé pour ce stage, pour m'avoir apporté son aide et son soutien, pour m'avoir fourni les données du Programme LIGA et m'avoir prodigué ses conseils.
- Et enfin, à l'ensemble du personnel de la Station pour son accueil, son aide et sa gentillesse.

SOMMAIRE

Remerciements.....	4
Avant Propos	6
Introduction.....	7
1. Matériel et Méthodes.....	11
1.1. Le réseau SOARC et L'ÉTUDE EMBOS	11
1.1.1. Prélèvements et échantillonnage.....	11
1.1.2. Etude des échantillons EMBOS/somlit	12
1.2. Le programme LIGA.....	13
1.2.1. Prélèvements et échantillonnage.....	13
1.2.2. Etude des échantillons	15
1.2.3. Données supplémentaires	16
2. Résultats et Discussion	18
2.1. Le programme LIGA.....	18
2.1.1. Résultats des données liées au programme LIGA.....	18
2.1.2. Discussion des données liées au programme LIGA.....	32
2.2. L'étude EMBOS/SOARC	36
3. Conclusion.....	38
4. Références bibliographiques.....	39
5. Annexes	41

La Station Marine d'Arcachon est une base de recherche scientifique dans le domaine de l'océanographie biologique et de l'écotoxicologie. Elle fait partie de l'Unité Mixte de Recherche (UMR) CNRS/Université de Bordeaux, 5805 EPOC (Environnements et Paléoenvironnements Océaniques et Côtiers). Localisée sur la côte atlantique française à Arcachon (Gironde - Aquitaine), face au bassin d'Arcachon, elle jouit aussi de la proximité de l'estuaire de la Gironde, de l'accès au littoral sableux des landes d'Aquitaine et au plateau continental du golfe de Gascogne. La station bénéficie notamment du voisinage de ces écosystèmes à forte valeur économique, patrimoniale et écologique pour développer ses missions de recherche et d'enseignement. Elle complète avec 14 autres stations et laboratoires océanographiques français, un réseau de stations et observatoires marins (RESOMAR), et fait partie intégrante d'un dispositif national d'observation à long terme du milieu marin : le service d'observation en milieu littoral (SOMLIT). Enfin, la station partage son campus avec le Musée-Aquarium d'Arcachon auquel elle est historiquement liée par leur co-fondation en 1867, avec la Société Scientifique d'Arcachon.

L'UMR EPOC est divisé en 7 équipes thématiques qui sont réparties sur deux sites : Arcachon et Talence. Les 5 équipes présentes sur le site de Talence sont : l'équipe Transferts Géochimiques des Métaux à l'interface continent océan – TGM, l'équipe Physico et Toxico Chimie de l'environnement - LPTC, l'équipe Modélisation Expérimentale et Télédétection en Hydrodynamique Sédimentaire – METHYS, l'équipe PALEOclimats – PALEO et l'équipe SEDIMENTOlogie - SEDIMENTO. Les deux équipes implantées à Arcachon sont l'équipe d'Ecotoxicologie Aquatique –EA et l'équipe d'ECOlogie et BIOgéochimie des écosystèmes Côtiers -ECOBIOC.



Figure 1 - Station Marine d'Arcachon (Source: UMR CNRS 5805 EPOC)

INTRODUCTION

Le plancton représente l'ensemble des organismes vivant dans la colonne d'eau et se déplaçant, au gré des courants. En effet il est incapable de se mouvoir de manière autonome contre les courants (contrairement au necton). Ce sont des organismes aquatiques ubiquistes qui sont tant présents en milieu marin qu'en eau douce.

Le phytoplancton représente l'ensemble des organismes planctoniques photosynthétiques et autotrophes. En d'autres termes, ce sont des organismes possédant des pigments photosynthétiques grâce auxquels ils captent les photons du soleil et convertissent le dioxyde de carbone en carbone organique. Ils sont présents dans la zone euphotique, c'est-à-dire là où la lumière pénètre dans l'eau. Alliant des zones euphotiques néritiques et des apports en nutriments continentaux, les eaux côtières représentent une niche écologique de choix pour le phytoplancton.

En tant que producteur primaire, il assure la production de matière organique et est donc le premier maillon des réseaux trophiques aquatiques. Les espèces phytoplanctoniques jouent un rôle clé dans la fixation du carbone : actuellement, il assure à lui seul près de 75% de la production primaire nette de la planète (Wilhelm, 1999). De même, il est impliqué dans d'importants autres cycles biogéochimiques comme l'azote, le silicium et le phosphore.

Le phytoplancton, aussi appelé plancton végétal, possède comme de nombreux végétaux un cycle de croissance annuel. En effet, celui-ci devient plus abondant lors de périodes printanières sous l'action conjuguée de conditions écologiques favorables telle que la luminosité ou le taux de nutriments disponibles. L'abondance de certaines espèces peut même augmenter de façon exponentielle et atteindre le million d'individus par litre lors "d'efflorescences algales" ("algal bloom"). Ces floraisons peuvent occasionnellement être accompagnées de l'apparition de nuisances exceptionnelles telles qu'une coloration de l'eau, la formation de mucilages ou encore des phénomènes de toxicité d'espèces ou des eaux. Par ailleurs, des floraisons excessives peuvent parfois provoquer des phénomènes d'eutrophisations, voire des anoxies du milieu telles qu'elles en deviennent létales pour les autres populations du milieu (Cf. Figure 2 - Photographie coloration de la baie de Biscaye lors d'un bloom printanier de phytoplancton (Source : MODIS, NASA)).

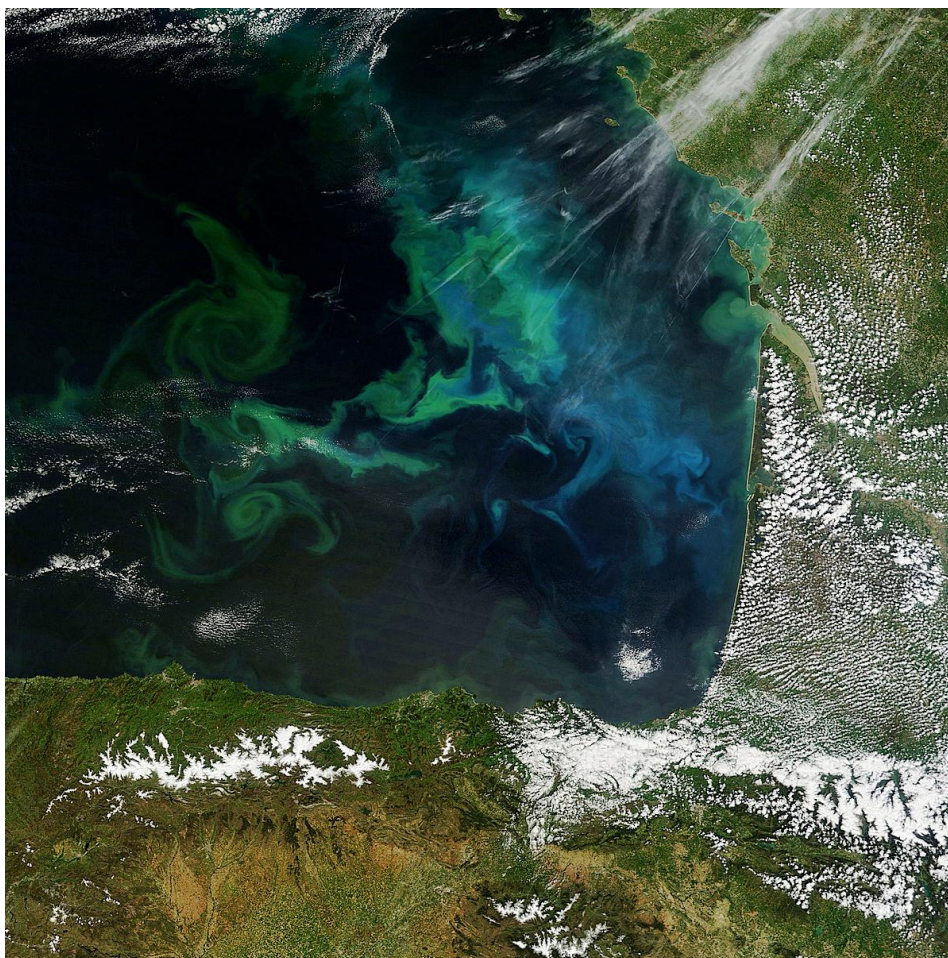


Figure 2 - Photographie coloration de la baie de Biscaye lors d'un bloom printanier de phytoplancton (Source : MODIS, NASA)

C'est par l'ensemble de ces fonctions écologiques remarquables, ainsi que de ces nuisances que le phytoplancton est devenu ces dernières décennies un domaine suscitant de plus en plus d'intérêt et c'est pourquoi de nombreux programmes de recherche s'intéressent aujourd'hui de près à la dynamique des communautés phytoplanctoniques.

Ces différentes études reposent sur l'observation et l'identification des espèces phytoplanctoniques. Celles-ci mesurent entre 2 et 200 μm , par conséquent, leur observation à l'œil nu est impossible ; c'est pourquoi divers moyens techniques sont mis en œuvre pour leur observation :

- La plus répandue est la microscopie optique. Elle permet l'identification de nanophytoplancton (entre 2 et 20 μm) et de microphytoplancton (>20 μm). Cette méthode est typiquement réalisée sur un microscope inversé (observation par le dessous) sur des échantillons préalablement placés en cuve de sédimentation. (Cette technique sera plus amplement détaillée dans la partie "Matériel et Méthodes").

- Une autre technique largement répandue est la cytométrie en flux. Elle repose sur le principe du passage de l'eau et des cellules dans un flux laminaire qui est traversé par des lasers. Ainsi, à chaque passage des particules devant les lasers, ceux-ci calculent une multitude de paramètres permettant de caractériser chaque particule selon sa taille, son apparence, ses propriétés autofluorescentes, leur nombre.... Cette technique s'applique au picophytoplancton (0,2 à 2µm) et au nanophytoplancton (2 à 20µm).
- La loupe binoculaire, quant à elle, permet surtout l'observation de mésozooplancton (0,2 à 20 mm) et de mégazooplancton (20 à 200mm). Cependant, la résolution des derniers modèles de loupes est telle qu'elle permet elle aussi une observation du microphytoplancton (>20µm) (ex: loupe de type SMZ25).

Ainsi ces 3 techniques majeures permettent, entre autres, aux projets de recherche de mesurer l'abondance des espèces et leur identification taxonomique dans un contexte spatial et temporel.

Les deux groupes les plus étudiés, tant par le nombre des espèces que par l'abondance des populations, sont les diatomées (*Bacillariophyta*) (Class. De Bütschli, 1885) et les dinoflagellées (Dinophyta). (Class. de Engl. & Gilg, 1924). Les organismes appartenant à ces groupes sont ubiquistes, ils sont tant présents en milieu marin qu'en eau douce.

- Les diatomées sont caractérisées par une cellule protégée par une enveloppe siliceuse nommée frustule. Bien qu'elles soient présentes tant dans les eaux chaudes, froides que tempérées, elles sont particulièrement abondantes dans les eaux froides: les océans Arctique et Antarctique ont une flore diatomique particulièrement riche. Le nombre d'espèces globales est estimé à plus de 30 000 (Mann and Vanormelingen, 2013).
- Les dinoflagellées possèdent, par définition, deux flagelles : l'un circulaire et équatorial, l'autre parallèle au grand axe du corps. Ces derniers sont surtout abondants dans les mers chaudes et tempérées.

Ce rapport s'intéressera à 3 actions sur le phytoplancton menées par l'équipe ECOBIOC de l'UMR EPOC d'Arcachon:

- Une étude pilote dans le cadre du projet EMBOS (European Marine Biodiversity Observatory System) qui a comme objectif d'évaluer la biodiversité des systèmes pélagiques à l'échelle européennes, et ceci, grâce à deux échantillonnages par an : lors du pic printanier phytoplanctonique et environ 2 semaines plus tard lors du pic zooplanctonique. Cette étude est menée sur plusieurs sites dans 22 pays et écosystèmes différents européens.

- Le Réseau d'Observation du SOMLIT, Service d'Observation du Milieu Littoral. Ce service a pour but l'observation à moyen et long termes de plusieurs paramètres des milieux littoraux, y compris de la composition phytoplanctonique. Le SoArc représente la branche du SOMLIT situé à Arcachon.
- Le programme de recherche LIGA (signifiant "la boue" en basque), qui est un programme de recherche s'intéressant à l'apparition de phénomènes de mucilages sur la côte basco-landaise, dont l'origine est supposée phytoplanctonique.

Les objectifs du stage ici présenté sont doubles.

Le premier est ma formation personnelle en identification taxonomique d'organismes phytoplanctoniques via deux méthodes : la loupe binoculaire SMZ25 de la marque NIKON® et la microscopie optique inversée.

Le second objectif est d'apporter des compléments d'informations aux études EMBOS+SOMLIT (qui seront présentées ensemble) et LIGA.

En ce qui concerne le programme LIGA, ce stage permettra la confirmation taxonomique et l'illustration photographique des résultats obtenus lors de l'analyse quantitative des échantillons phytolugolés (Nicolas Susperregui, thèse en cours) via l'utilisation de la loupe binoculaire SMZ25 alliée à un système de capture optique.

Par ailleurs, la base de données du microphytoplancton sera complétée grâce aux données du REPHY (Réseau d'Observation et de Surveillance du Phytoplancton et des Phycotoxines).

Par ailleurs, dans le cadre d'EMBOS et du SOARC, j'ai été chargé d'analyser des échantillons issus de la "Bouée 13 " du bassin d'Arcachon. Le but était d'identifier et de dénombrer les espèces. Dans le cadre d'EMBOS, le fichier de métadonnées du pilote sera également complété sur les deux dates de pics printaniers.

1. MATERIEL ET METHODES

1.1. LE RESEAU SOARC ET L'ÉTUDE EMBOS

1.1.1. PRELEVEMENTS ET ECHANTILLONAGE

Les prélèvements dans le cadre d'EMBOS sont réalisés selon une méthode standardisée par les pays européens faisant partie de l'étude.

Les 22 sites choisis remplissent des critères précis. Les sites doivent subir un faible impact anthropique, l'échantillonnage se faire durant les heures de lumière, le bateau être ancré ou à une faible vitesse, l'échantillon doit concerner au minimum une quantité de 5L d'eau de mer prélevée. Deux dates de prélèvements seront choisies selon les régions : la 1^{ère} se fera durant le pic de phytoplancton, la 2^{ème} durant le pic de zooplancton. Les prélèvements doivent être effectués aux profondeurs de 0m, 5m, 10m et 20m puis être homogénéisés. 250mL de ce mélange "mix" sera conservé auquel on ajoutera 1,5 mL de Lugol (qui est un fixateur acide iodé) pour conservation. Une sonde CTD est également employée afin de relever un profil hydrologique des paramètres de température et de la salinité, et d'autres paramètres environnementaux sont également demandés.

Remplissant l'ensemble de ces conditions, le site "Bouée 13" du bassin d'Arcachon a été sélectionné pour cette étude pilote. Il est situé au niveau des eaux néritiques les plus externes du bassin ce qui lui acquiert des caractéristiques océaniques, qu'elles soient chimiques ou physiques (IFREMER, 1997). La salinité de l'eau est comprise entre 34 et 35 (Bouchet 1968). A pleine mer, la hauteur moyenne de la masse d'eau est d'environ 17 mètres et les courants provenant de la passe Nord sont assez puissants.

L'échantillonnage s'est fait au moyen d'une bouteille Niskin de 8L, à bord du "PLANULA IV", bateau de recherche de la station dans lequel j'ai eu la chance de pouvoir embarquer. Les bouteilles Niskin sont des cylindres en PVC dont les deux extrémités possèdent des systèmes de fermeture à distance (CF Figure 3 - Bouteille Niskin (Source: IFREMER)). Ainsi les bouteilles ouvertes aux deux extrémités sont plongées dans l'eau à la profondeur souhaitée (ici 1m, 9m et 16m), puis fermées grâce à un "messenger" prévu à cet effet. La bouteille fermée est remontée, puis le contenu des 3 bouteilles est mélangé. Environ 100mL du mélange sont échantillonnés, auquel est ajouté du lugol. Les échantillons seront conservés à l'obscurité et dans un endroit frais jusqu'à leur analyse à la station.



Figure 3 - Bouteille Niskin (Source: IFREMER)

Les paramètres environnementaux accompagnateurs sont ceux du service d'observation SOMLIT : la température, la salinité, l'oxygène dissous, le pH, le taux de chlorophylle, la matière en suspension et le Pico et le Nanoplankton sont mesurés. Un profil de sonde doit également être réalisé sur les paramètres de la température, la fluorescence, la lumière et la salinité.

Lors de mon stage, j'ai identifié et dénombré 5 échantillons aux dates des 20/02/2014, 06/06/2014, 04/07/2014, 13/04/2015 et 27/04/2015, les deux derniers étant ceux de l'étude 2015 d'EMBOS.

1.1.2. ETUDE DES ECHANTILLONS EMBOS/SOMLIT

L'identification et le comptage se font via un microscope optique inversé de type NIKON Eclipse 5100 selon la méthode de Utermöhl (1931) (Cf. Figure 4 - Microscope inversé Nikon Eclipse 5100, Source: NIKON).



Figure 4 - Microscope inversé Nikon Eclipse 5100, Source: NIKON)

Pour cela, on dispose d'une cuve à sédimentation composée d'une lamelle circulaire fine, d'un socle métallique circulaire, d'une cuve de 10 ou 25 mL, et enfin d'un couvercle fait d'une lame de verre circulaire plus épaisse. L'échantillon est placé dans la cuve à sédimentation 15h à 24h avant l'observation. Un minimum de 200 cellules doit être compté par demi-cuve pour que le dénombrement soit représentatif et que l'incertitude soit minime (+/-10%, Lund et al., 1958; Frontier, 1972). La cuve de 25 mL sera choisie si l'abondance des espèces paraît trop faible avec une cuve de 10mL. La détermination des espèces s'est ensuite faite principalement selon trois ouvrages : Identifying Marine Phytoplankton (Tomas, 1997); A Taxonomic Guide to some common Marine Phytoplankton (Rita A.Horner, 2002); Atlas du Phyotoplancton Marin, Vol. 1,2 et 3 (A. Sournia; M. Ricard; M-J. CHRETIENNOT-DINET).

1.2.LE PROGRAMME LIGA

Le travail présenté ici intervient en complément du programme LIGA 2013-2015, plus spécifiquement dans l'analyse de la dynamique fonctionnelle, spatiale et temporelle du phytoplancton.

1.2.1. PRELEVEMENTS ET ECHANTILLONAGE

Les échantillons étudiés sont issus d'une seule campagne de 1 an sur deux sites.

Les deux sites choisis sont Biarritz et Tarnos. (Cf. Figure 5 - Sites d'échantillonnage du programme liga (source: rapport liga 2011/2012). Ces deux zones ont été choisies car elles se situent à une distance équivalente de l'Adour. L'une est située au Sud de l'Adour et fréquemment touchée par des épisodes de mucilages (Biarritz), alors que l'autre est au Nord et plus rarement impactée (Tarnos). La profondeur d'échantillonnage choisie est de 30m car c'est la zone supposée de plus forte abondance du phytoplancton.

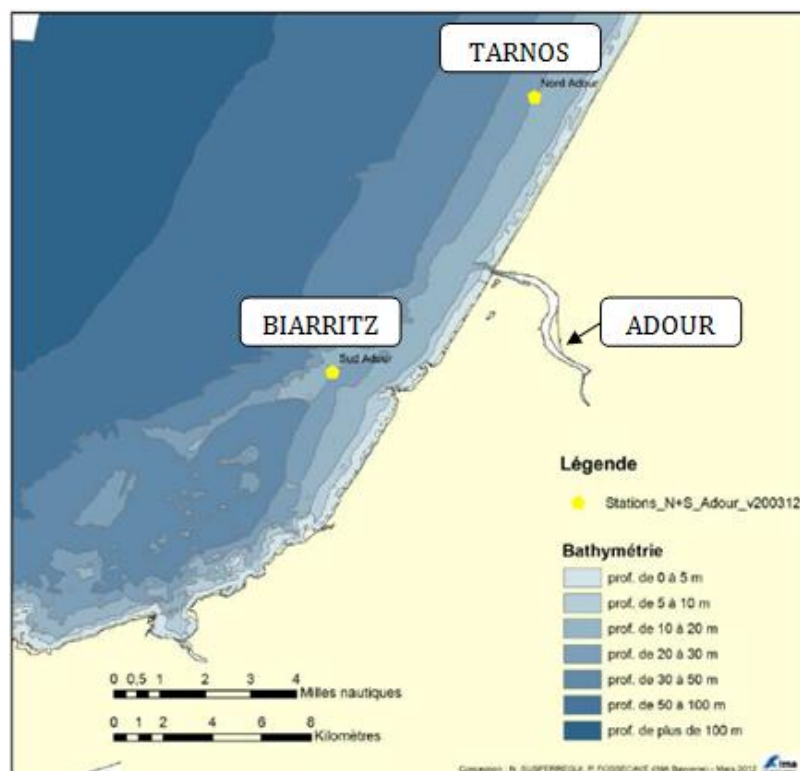


Figure 5 - Sites d'échantillonnage du programme liga (source: rapport liga 2011/2012)

Les échantillons ont été prélevés à deux fréquences différentes : soit de routine, c'est-à-dire de manière mensuelle (1 par mois), soit à un rythme plus intense, (jusqu'à 6 par mois) lorsque le LIGA était présent (uniquement sur le site de Biarritz). L'échantillonnage s'est fait sur une année du 17/04/2013 au 19/06/2014.

Trois moyens différents d'échantillonnage ont été choisis : la bouteille Niskin pour l'hydrologie et le phytoplancton (CF. Figure 3 - Bouteille Niskin (Source: IFREMER), et le filet à plancton de maille 63µm pour le mésozooplancton (CF. Figure 6 Filet à Plancton (Source: IFREMER)). Le prélèvement par bouteille est instantané à une profondeur de 30m et permet d'analyser la biodiversité phytoplanctonique de l'échantillon de façon qualitative et quantitative. Le filet, quant à lui, permet un trait horizontal sur plusieurs mètres et l'observation du plancton supérieur à 63µm.



Figure 6 Filet à Plancton (Source: IFREMER)

Ainsi 40 échantillons sont obtenus par système de prélèvements : 11 pour Tarnos, 29 pour Biarritz. 100 mL ont été prélevés par bouteille Niskin puis conservés avec du Lugol et les organismes du filet à plancton ont été recueillis dans des flacons d'approximativement 100mL et additionnés à du Formol afin de les conserver. L'ensemble des flacons a par la suite été placé à l'obscurité et au frais.

1.2.2. ETUDE DES ECHANTILLONS

L'observation des échantillons issus de la bouteille Niskin et du filet à plancton a donc pour but l'identification, la photographie et la mesure des espèces phytoplanctoniques qui y sont présentes. La méthode inédite utilisée est une loupe binoculaire de type SMZ25 de marque Nikon (CF.Figure 7 - Loupe binoculaire nikon smz25 (source: nikon)). Cette loupe binoculaire représente un appareil de pointe dans l'industrie de l'optique microscopique, puisqu'elle est capable d'un agrandissement jusqu'à 315 fois soit l'ordre d'une dizaine de micromètres (contre 200 fois pour une loupe "classique"). Allié à un ordinateur, un logiciel et un système de capture instantanée, l'objectif était d'observer les espèces phytoplanctonique, de les photographier et de les mesurer avec rapidité et efficacité. Il s'agit d'une observation purement qualitative et non quantitative, aucune abondance n'ayant été calculée.



Figure 7 - Loupe binoculaire nikon smz25 (source: nikon)

Les prélèvements ont préalablement été passés sur un filtre de maille 25µm afin d'être concentrés au maximum, puis rincés avec de l'eau de mer préalablement filtrée, et enfin placés dans une cuve pour étude sous la loupe. Du Lugol a été ajouté lorsque cela paraissait nécessaire. La détermination des espèces photographiées s'est ensuite faite via les mêmes ouvrages que précédemment à savoir : Identifying Marine Phytoplankton (Tomas, 1997); A Taxonomic Guide to some common Marine Phytoplankton (Horner, 2002); Atlas du Phytoplankton Marin, Vol. 1,2 et 3 (Ricard, 1987; Sournia, 1986).

1.2.3. DONNEES SUPPLEMENTAIRES

Des données supplémentaires ont été récoltées auprès du REPHY (Réseau de Surveillance du PHYtoplankton et des PHYcotoxines). Le rôle du REPHY est la détection et le suivi des espèces phytoplanctoniques productrices de toxines, et la recherche de ces toxines dans les coquillages présents dans les zones de production ou dans les gisements naturels.

La récolte de ces données s'est faite auprès de la base de données de l'environnement littoral de l'IFREMER qui se nomme "Surval", le but étant de les comparer aux résultats obtenus lors du programme LIGA et ainsi, d'avoir une échelle spatiale plus grande sur l'abondance de certaines espèces pour une même échelle temporelle. Seuls les résultats des stations de "Adour 2", "Capbreton", "St Jean de Luz "(CF. Figure 8 - Station du rephy (source: ifremer)) pour des dates allant du 03/04/2013 au 05/06/2014 ont été conservés. A noter également que le REPHY dénombre uniquement les genres représentés par plus de 100 000 cellules/L. Les genres *Alexandrium*, *Dinophysis*, *Pseudo-nitzschia* et *Ostreopsis*, sont dénombrés quelque soit leur concentration car ce sont des espèces avérées toxique et présente sur nos côtes. Et enfin les espèces *Lingulodinium polyedra*, *Protoceratium reticulatum*, *Prorocentrum lima* et

Gonyaulax spinifera sont également comptés quelque soit leur nombre car elles sont connues pour produire des toxines lipophiles. Les abondances obtenues par station seront comparées à celles obtenues pour les deux sites du programme LIGA (Biarritz et Tarnos).

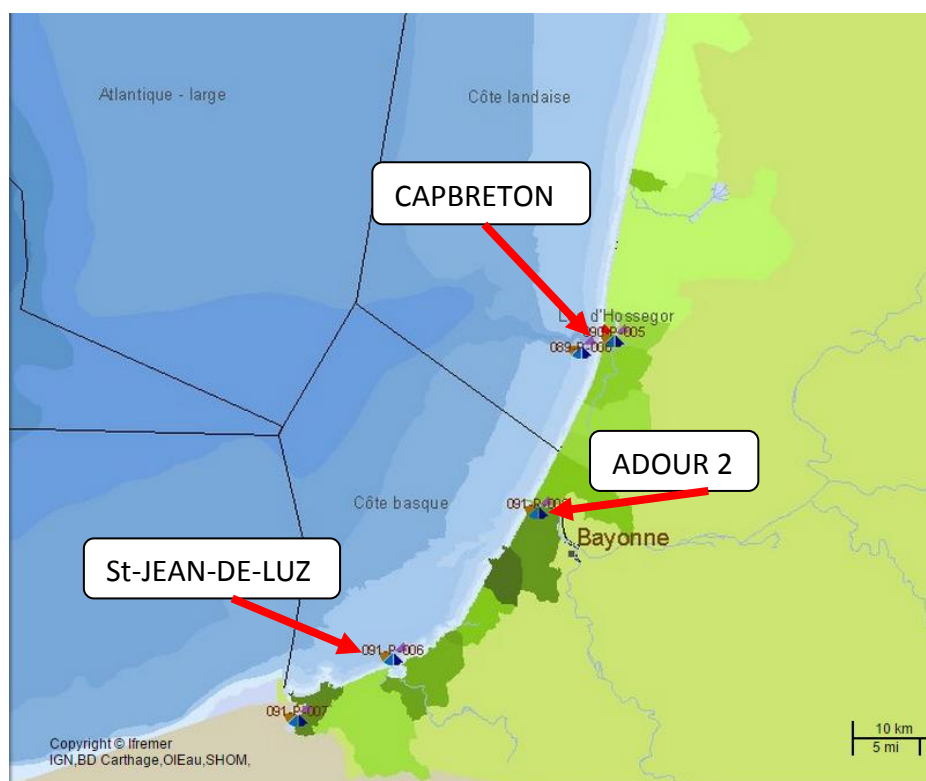


Figure 8 - Station du rephy (source: ifremer)

2. RESULTATS ET DISCUSSION

2.1. LE PROGRAMME LIGA

2.1.1. RESULTATS DES DONNEES LIEES AU PROGRAMME LIGA

Les données du suivi d'abondance d'espèces phytoplanctoniques sur les sites de Tarnos et Biarritz lors du programme Liga ont été récoltées et traitées dans un premier temps.

SITE DE BIARRITZ:

Le suivi des espèces microphytoplanctoniques sur la période du 15/04/2013 au 19/06/2014 nous montre des évolutions cycliques avec des pics d'abondance détaillés ci-dessous:

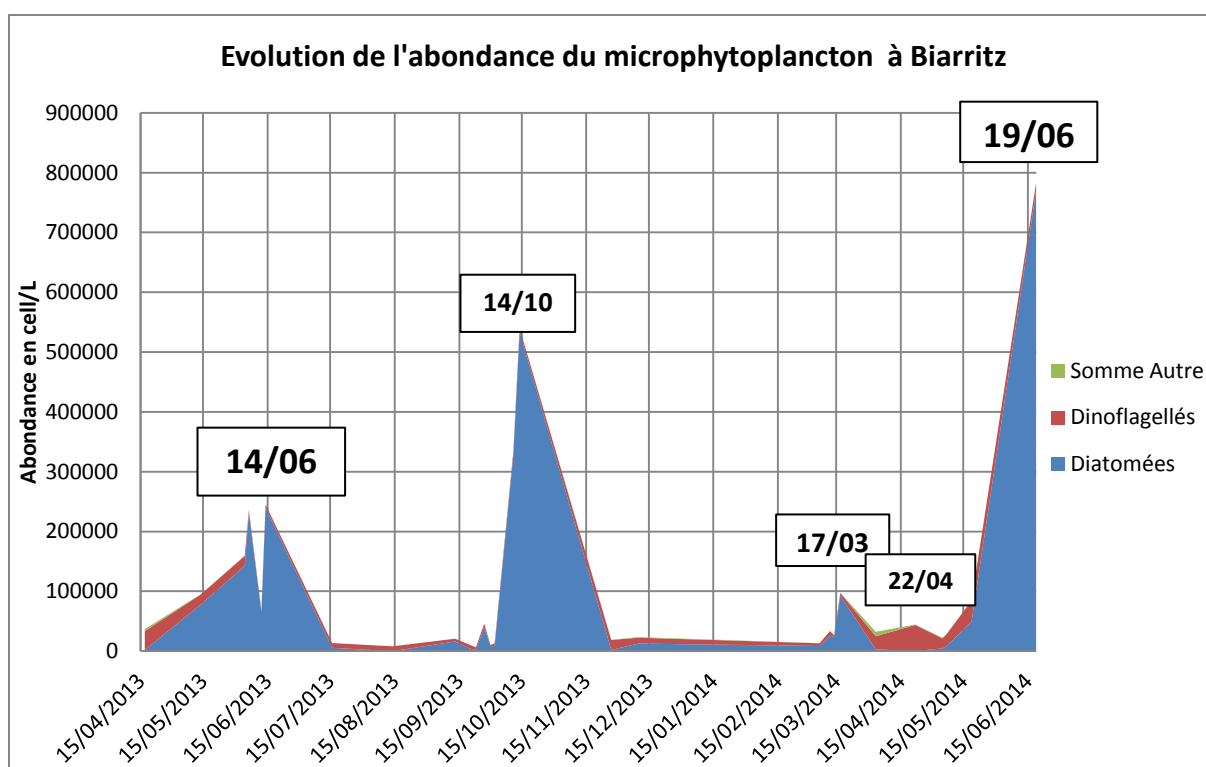


Figure 9 – Evolution de l'abondance (par L) du microphytoplancton sur le site de Biarritz

- Le suivi du nombre de diatomées sur la période 2013/2014 nous montre principalement 4 pics d'abondance. Le premier est double et a lieu le 06/06/13 et le 14/06/13 à 200 000 cell/L. Il est en majorité composé de *Leptocylindrus danicus* (70% donc 162 000 cell/L) le 06/06 et 87% (210 800 cell/L) le 14/06). Le second a lieu le 14/10/13 et dépasse les 500 000 cell/L. Il est composé à 85% (461 600

cell/L) de *Pseudo-nitzschia* groupe des *finis* et à 8% (42 640 cell/L) de *Pseudo-nitzschia seriata*. Le troisième pic a lieu le 17/03 à 100 000 cell/L dont 23%(22 000 cell/L) de *Ceratoneis closterium* et 48 000 cell/L sont des *Pseudo-nitzschia* (36 000 *multiseries* et 11 000 *seriata*). Enfin le dernier pic a lieu le 19/06/14 et est constitué à 95 % (740 960 cell/L) de *Ceratoneis closterium*.

- Les abondances de dinoflagellées microphytoplanctoniques sont plus faibles et comprises entre 0 et 40 000 cell/L. On observe un pic de kyste de dinoflagellées le 17/04/13 à 24 000 cell/L et un autre pic le 04/06/2013 de 16 000 cell/L constitué à 36% (7 600 cell/L) de *Prorocentrum minimum*, à 30% (6 300 cell/L) de *Prorocentrum sp.*, et à 11% (2 240 cell/L) de *Torodinium robustum*. Un deuxième pic est observé le 14/10/13 à 18 000 cell/L. Il est composé à 33% (6 160 cell/L) d'*Heterocapsa triquetra*, à 25% de (4720 cell/L) *Katodinium glaucum*, à 19% (3340 cell/L) de *Prorocentrum minimum* et à 8% (1520 cell/L) d'*Heterocapsa neii*. Le 17/03/14, 80% des dinoflagellées sont des *Protoperdinium* (35 000 cell /L) (Cf. Figure 14,15 p.26) et est suivi le 22/04/14 d'un pic de 50 000 cell/L composé à 80% (38 720 cell/L) de *Ceratium furca* (Cf. Planche 1 - Figure 4 p. 26). Enfin le 19/05/14 est marqué par un pic à 36 080 cell/L composé à 21% (6880 cell/L) de *Polykrikos kofoidii*, à 21% (7600 cell/L) de *Prorocentrum micans*, à 20% de *Gyrodinium* (2 560 *spirale* et 4 800 *sp.*) (Cf. Planche 1 -Figure 11 p.26), à 8% (3200 cell/L) de *Prorocentrum minimum* et à 8% (2720 cell/L) d'*Heterocapsa triquetra*.

En ce qui concerne l'évolution du nanophytoplancton, deux pics majeurs sont observables d'environ 500 000 cell/L le 14/06/2013 et le 17/03/2014 ainsi que par d'autres pics moins importants. Le premier est constitué à 99% de cyanobactérie (500 000 cell/L) alors que le second est largement représenté, 94%, par les diatomées (450 000 cell/L).

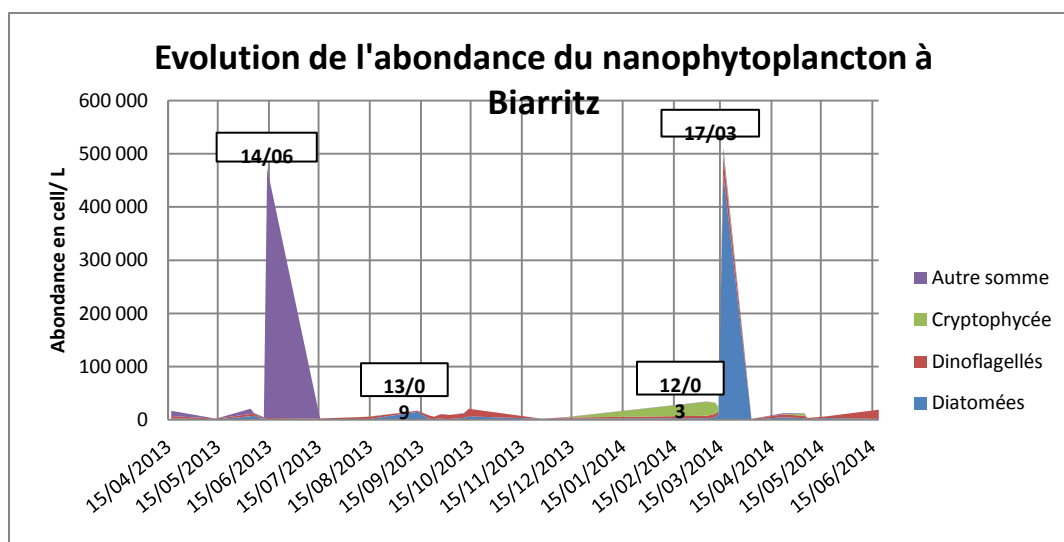


Figure 10 – Evolution de l'abondance (en L) du nanophytoplancton sur le site de Biarritz

- Pour les diatomés nanophytoplanctoniques, le premier pic a lieu le 13/09/13 et atteint 14 000 cell/L. Il est composé à 90% (13 680 cell/L) de *Chaetoceros sp.* Le second pic, beaucoup plus important apparait le 17/03/14. Celui-ci atteint les 450 000 organismes par Litres et est composé de *Thalassiosira anguste lineata* à 69% (321 520 cell/L), de *Thalassiosira sp.* à 25% (113 680 cell/L) et d'*Asterionellopsis glacialis* (Cf. Planche 1 – Figure 2 p.26) à 6% (26 320 cell/L).
- L'abondance des nanodinoflagellés n'est jamais supérieure à 40 000 cell/L et est surtout représentée par 3 pics d'abondance : le premier a lieu le 14/10/13 pour une abondance de 15 000 cellules par litre. Il est composé à 43% (6 160 cell/L) d'*Heterocapsa triquetra*, à 33% (4 720 cell/L) de *Katodinium glaucum* et à 23% (3 440 cell/L) de *Prorocentrum minimum*. Le second pic est visible le 17/03/14. Il est constitué de 35 000 cell/L à 87% (29 920 cell/L) de *Protoperidinium sp.* (Cf. Figure 14,15 p.26) et à 13% (4 400 cell/L) d'*Heterocapsa sp.* Le troisième pic est du 19/06/14, et est constitué de 16 000 cell/L à 45% (7 760 cell/L) d'*Heterocapsa triquetra*, de 38% (6 640 cell/L) de *Gyrodinium sp.* (Cf. Planche 1 -Figure 11 p.26), et enfin de 12.5% (2 160 cell/L) d'*Heterocapsa rotundata*.
- Pour les autres divisions, le pic de 500 000 cellules /L le 14/06/13 est constitué à 99% (468 800 cell/L) de Cyanophycées.

De plus, lors des principaux pics, les formes typologiques sont représentées à 1/3 d'allongées pour 2/3 de compactées pour chaque date à l'exception de la floraison automnale (14/10/13) dominée par la forme allongée (*Pseudo-nitzschia* à 90%).

- Site de Tarnos:

La période d'étude sur le site de Tarnos a été plus courte, et la fréquence de prélèvement moins intense : du 12/06/13 au 22/04/14.

En ce qui concerne le microphytoplancton, plusieurs pics significatifs sont visibles. Le premier est celui du 12/06/13 à 140 000 cell/L. Il est composé à 96% de diatomées. Le second, le 14/08/13 pour 20 000 cell/L composé à 76% de dinoflagellées et à 21% de kyste de dinoflagellées. Le pic suivant est celui du 13/09/13, et est composé de 80 000 cellules dont 90% de diatomées. Le 10/12/14, un nouveau pic est visible à 25 560 cellules composé à 85% de diatomées. Le 07/03/14 est marqué par un pic de 17 500 cryptophycées (73% du pic). Et enfin, le 22/04 a lieu un dernier pic de 40 000 cell/L composé de dinoflagellées à 63%, de silicoflagellées à 25% et de diatomées à 8%.

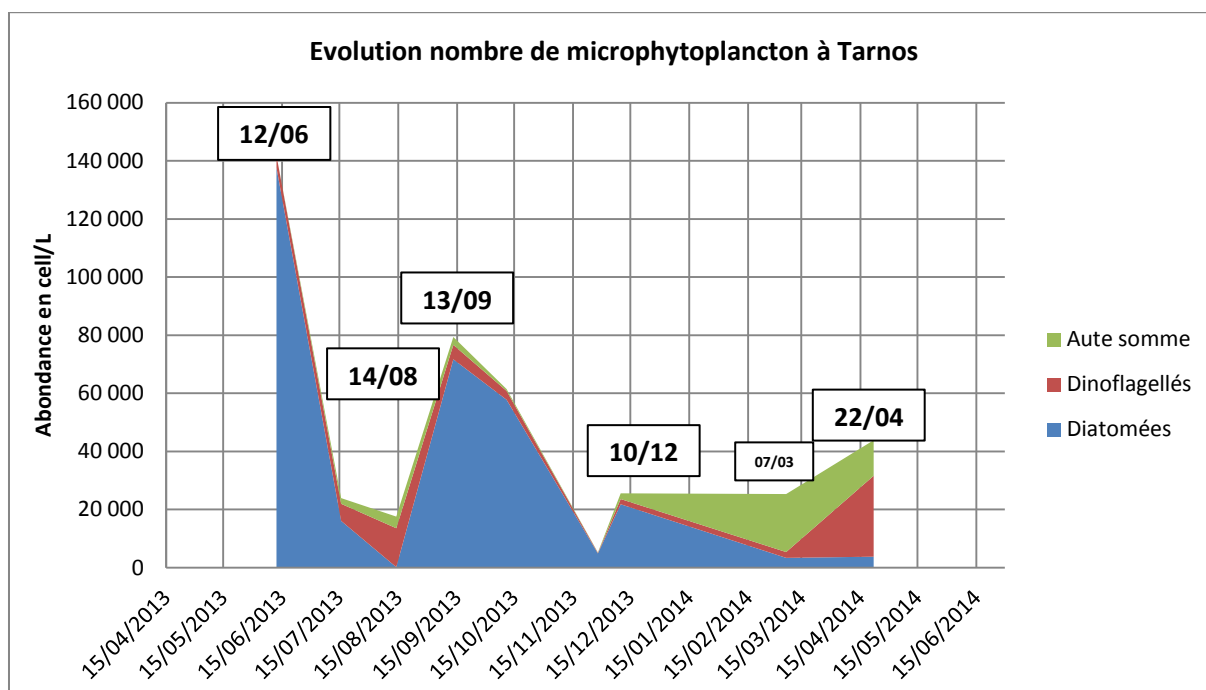


Figure 11 – Evolution du nombre (en cell/L) de microphytoplancton à Tarnos

- Pour les diatomées, on observe 3 pics. Le premier a lieu le 12/06/13 pour une abondance de 140 000 cell/L composée à 74% (102 320 cell/L) de *Leptocylindrus danicus* et à 12% (16 080 cell/L) de *Proboscia alata*. Le second pic apparaît le 13/09 à 72 960 cell/L. Il se compose de 78% (57 680 cell/L) de *Leptocylindrus danicus* et de 10% (6720 cell/L) de *Ceratoneis closterium*. A noter également un pic de 54 080 cellules de *Pseudo-nitzschia* sp. le 11/10. Enfin le troisième pic est celui du 10/12 avec une quantité de 23 440 cell/L. Il est composé de 66% (15 440 cell/L) de *Navicula* sp. et de 7% (1 720 cell/L) de *Ceratoneis closterium*.
- Pour les dinoflagellées, deux pics majeurs sont observables le 14/08/13 et la 22/04/14. Le premier est composé de 13 400 cellules dont 49% (6 520 cell/L) de *Katodinium glaucum*, et 29% (3 840 cell/L) de *Scropsielle* sp. Le second pic apparaît le 22/04/14 pour une quantité de 27 840 cell/L. Il se décompose en 50% (13 920 cell/L) de *Ceratium* (33% soit 9280 cell/L de *furca* et 16% soit 4480 cell/L de *fusus*) (Cf. Planche 1 – Figure 3,4 p. 26), de 24% soit 6720 cell/L de *Gyrodinium* sp., de 7% soit

2480 cell/L de *Prorocentrum micans*, et 7% soit 2 000 cell/L de *Dinophysis acuminata*, 7% soit 1 920 cell/L de *Protoperdinium sp.*.

- Pour les autres divisions, on observe un pic de 18 280 cellules de Cryptophycées le 07/03/14, et un autre pic le 22/04/14 composé de 10 640 cell/L de *Dictyocha sp.*

A l'échelle du nanophytoplancton sur le site de Tarnos, le premier pic d'abondance est mesuré le 12/06/13 à 10 000 c/L. Il s'agit à 67% de dinoflagellées. Le 13/09 nous montre une augmentation d'abondance dans toutes les catégories. Pour les diatomées, l'abondance augmente de 5 000 à 25 000c/L. Pour les dionflagellées, l'abondance augmente de 20 000 cellules/L. Le 07/03 est marqué par un pic de dinoflagellées à 90%. Enfin le 22/04 est un pic à 78% de Cryptophycée.

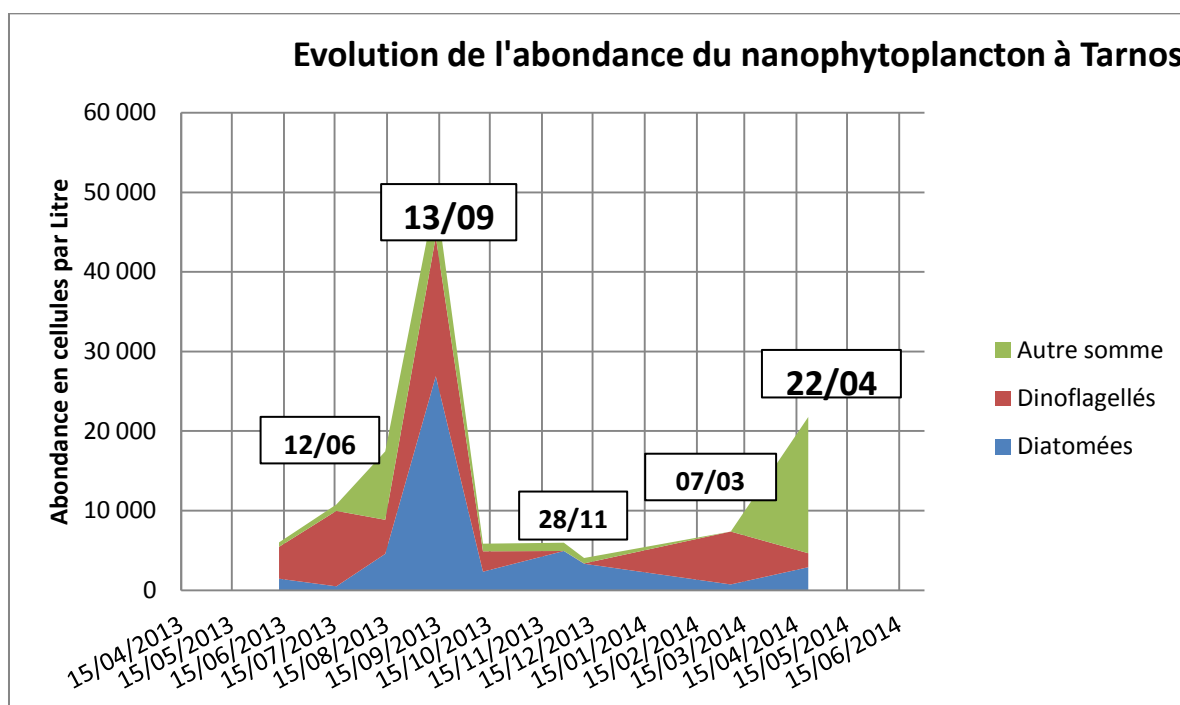


Figure 12 – Evolution de l'abondance (en L) du nanophytoplancton sur le site de Tarnos

- Pour les diatomées, le premier pic est le 14/08/13, il est de 4 560 cellules et est constitué à 100% de *Thalassiosira sp.* Le second pic est le 13/09/13, il est de 26 880 cell/L et est constitué à 93% (25 600) de *Chaetoceros affinis*. Ensuite un autre pic, plus faible, apparaît le 28/11/13. Il est de 4 920 cellules et est constitué de *Navicula sp.* (31% soit 1560 cell/L), de *Chaetoceros sp.* 1200 cell/L et de *Leptocylindrus danicus* de 520 cell/L. Le dernier pic est le 22/04/14. Il est de 2 880 cellules dont 94% (2720 cell/L) de *Thalassiosira sp.*
- Pour les dinoflagellées, 3 pics apparaissent : le premier est le 16/07/13, il atteint 9 480 cellules composé de 34% (5360 cell/L) de *Prorocentrum minimum*, de 34% (2840) d'*Heterocapsa niei* et de 24% (1000 cell/L) d'*Heterocapsa triquetra*. Le second

pic, le 13/09/14, atteint une abondance de 18 000 cell /L. Il est composé de *Prorocentrum minimum* à 73% soit 12 880cell/L, d' *Heterocapsa neii* (15% soit 2 720 cell/L) et d'*Heterocapsa triquetra* (7% soit 1 280 cell/L). Le dernier pic est celui du 07/03/14. Il est de 6 640 cell/L, composé de *Prorocentrum minimum* (48% soit 3200 cell/L), de *Gyrodinium sp.* (30% soit 2040 cell/L) et d'*Heterocapsa triquetra* (15% soit 1400 cell/L).

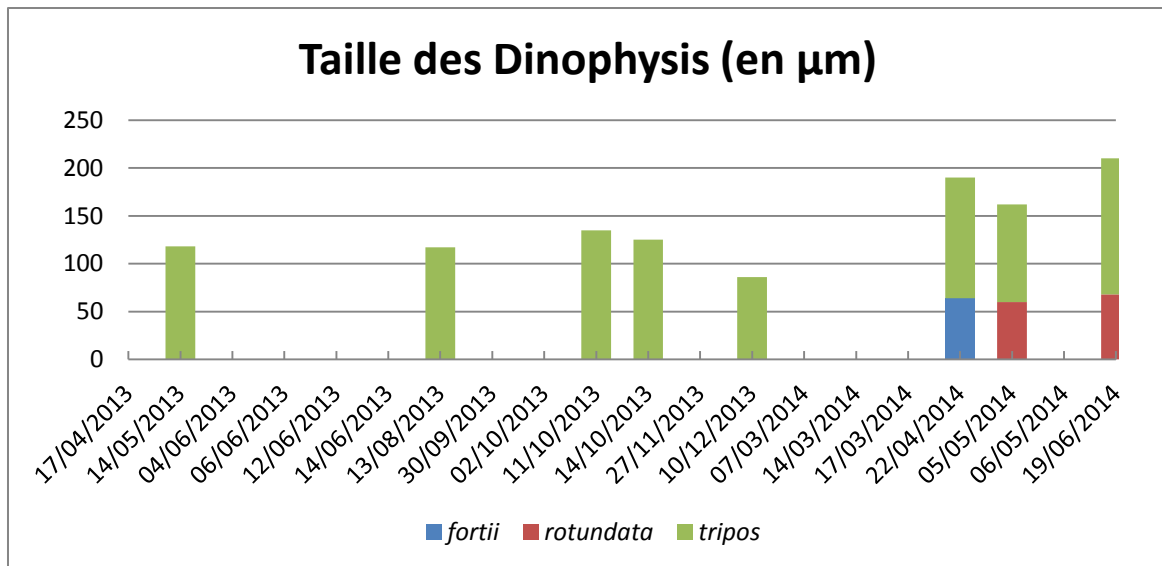
- Pour les autres groupes écologiques, le 14/08/13 est marqué par un pic de cryptophycées de 5 400 cell/L et de cyanophycées de 2 000 cell/L. Ensuite 22/04/14 est également marqué par un pic de Cryptophycées de 17 120 cellules/Litre

En ce qui concerne la répartition des espèces compactées et allongées, elle semble homogène au fil du temps hormis pour la première date (12/06/13), mais un échantillonnage plus précoce de quelques jours (05/06 par exemple) aurait sans doute permis d'observer un nombre de cellules compactées beaucoup plus important et aurait rendu le premier pic également homogène.

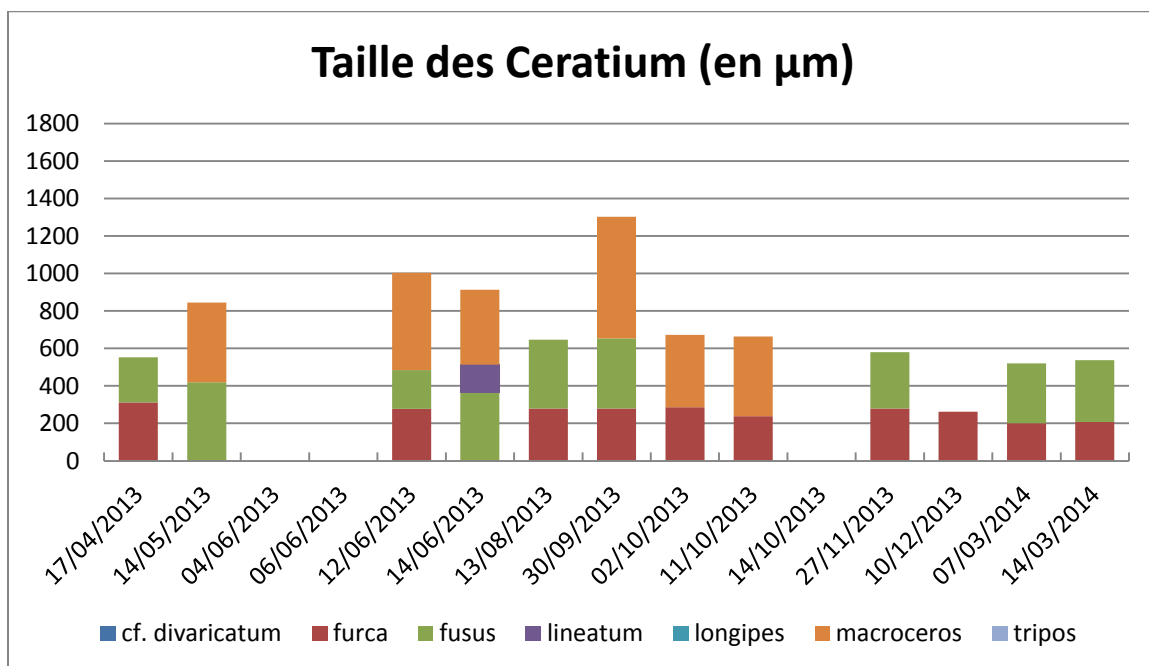
- Données supplémentaires de taille via la Loupe Binoculaire:

En ce qui concerne les données obtenues via la loupe binoculaire SMZ25, plusieurs problèmes techniques ont été rencontrés.

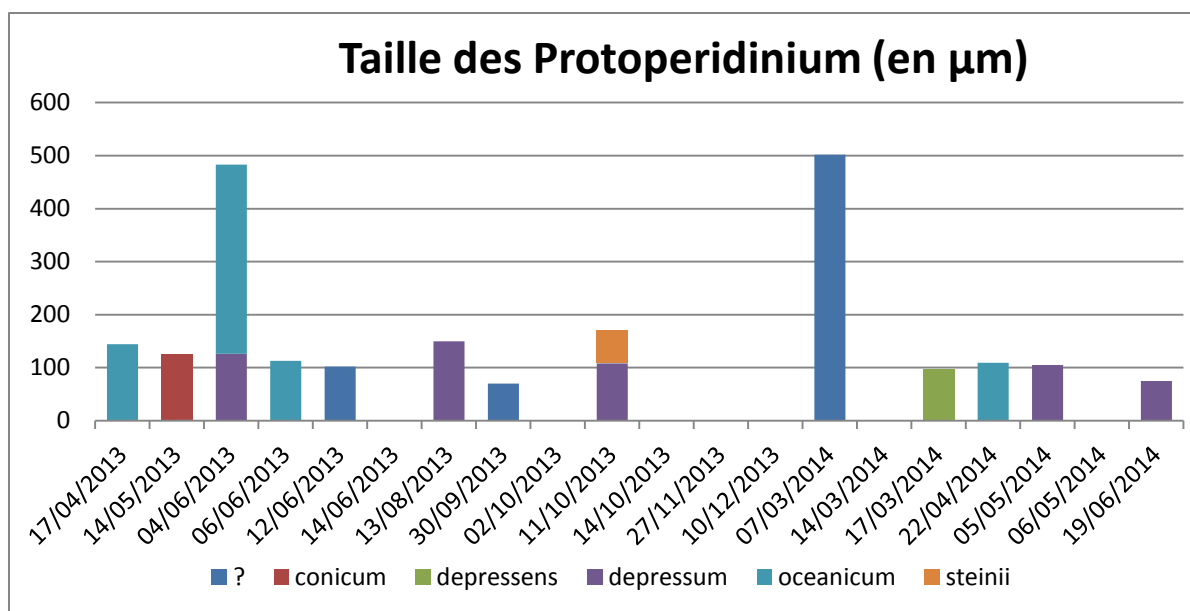
Tout d'abord, les échantillons filet ont permis de recueillir des organismes dont la taille était rarement inférieure à 100µm. Ainsi seules quelques espèces -les plus grandes- étaient représentées. Puis, l'utilisation des échantillons phytolugolés (qui ont déjà été analysés) s'est également avérée peu fructueuse. L'utilisation de ces échantillons a d'abord nécessité leur passage sur un filtre de maille 25µm afin de les concentrer pour faciliter leur observation. Ceci a donc provoqué la perte de tous les organismes dont la taille était inférieure à 25µm. Enfin le dernier problème rencontré était lié à la loupe binoculaire SMZ 25 : bien que permettant un grossissement jusqu'à 315 fois la taille réelle, la définition et la qualité de l'image ne se sont pas avérées être suffisamment précises pour permettre l'identification et la prise d'image d'espèces dont la taille était inférieure à 70 µm. Les espèces majoritairement photographiées sont donc les dinoflagellées et les ciliées.



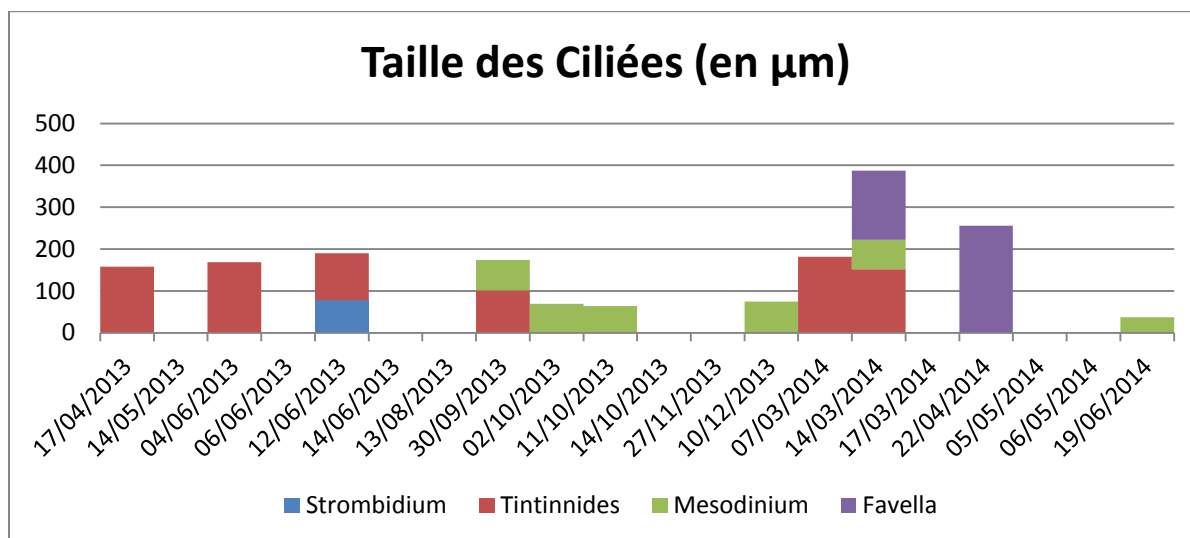
La taille des *Dinophysis tripos* est comprise entre 120 μm et 140 μm , sauf en hiver, le 10/12/13 où elle est de 80 μm . Les données sur *Dinophysis rotundata* (Cf. Figure 36 – Planche 3 p.28) et *fortii* ne permettent pas de suivre une évolution morphologique



La taille des *Ceratium macroceros* (Cf. Figure 34 – Planche 3 p.28) est comprise entre 350 et 650 μm . Cette taille semble augmentée le 12/06/13 (500 μm) et le 30/09/13 (650 μm). La taille des *Ceratium fusus* (Cf. Figure 32 – Planche 3 p. 28) semble augmenter également le 12/06 puis reste constante du 12/06/13 au 19/06/14 entre 300 et 350 μm . La taille des *Ceratium furca* (Cf. Figure 31 – Planche 3) semble, quant à elle, réduire légèrement entre 300 et 200 μm entre le 14/05/13 et le 19/06/13. Les données sur les autres espèces de *Ceratium* sont trop faibles pour suivre une évolution de taille.



La taille des *Protoperidinium depressum* (Cf. figure 41 – Planche 3 p.28) semble rester constante aux alentours de 100 μm . La taille des *Protoperidinium oceanicum* (Cf. Figure 15 – Planche 1 p.26) semble augmenter à un pic de 350 μm le 04/06, pour ensuite redescendre aux alentours de 100 μm . Les taille des *Protoperidinium steinii* (Cf Figure 28 p.28) semble également augmenter le 07/03 jusqu'à 500 μm .



La taille des ciliés est comprise entre 50 et 200 μm . Une espèce de la famille des Favella est mesurée à 250 μm au mois d'Avril. De façon globale il semble que la taille des ciliés augmente aux printemps.

Sur le site de Tarnos, le faible nombre de données obtenues en termes de taille via la loupe binoculaire SMZ25 ne nous permet pas de les exploiter.

La photographie d'espèces via la loupe binoculaire SMZ25 a permis d'obtenir les images suivantes :

PLANCHE 1 – PHOTOGRAPHIES PAR LOUPE BINOCULAIRE SMZ25 (NIKON) DES ESPECES PRESENTES DURANT LE PRINTEMPS ET L'ETE 2013 (MARS A AOUT 2013)

FIGURE 1 – *Actinopterygus senarius* le 12/06/2013

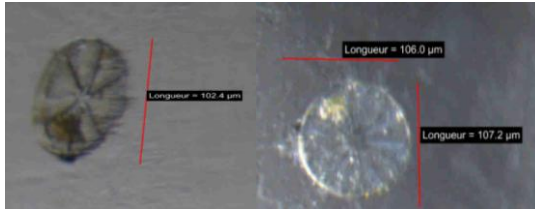


FIGURE 2 – *Asterionollepsis glacialis* le 17/04/2013, 14/05/2013 et le 12/06/2013



FIGURE 3 – *Neoceratium fusus* le 17/04/13 14/05/2013, 12/06/2013, 14/06/2013, 13/08/2013.



FIGURE 4 – *Ceratium furca* le 17/04/2013, 12/06/2013 et le 13/08/2013



FIGURE 5 – *Ceratium lineatum* du 14/06/2013

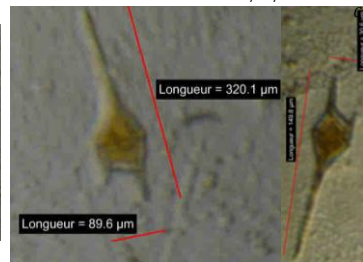


FIGURE 6 – *Tintinnidés – TORICILLIDAE* (CILIÉES), le 13/08/13, 17/04/2013 et le 04/06/2013

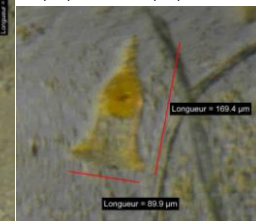


FIGURE 7 – *Neoceratium macroceros* le 14/05/2013, le 12/06/2013 et le 14/06/2013



FIGURE 8 – *Tintinnidés – Dictyocysta elegans* (CILIÉES), LE 14/06/13

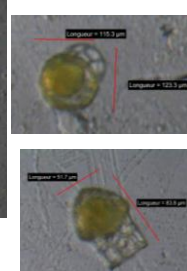


FIGURE 9 – *Ceratium longipes* le 14/05/2013

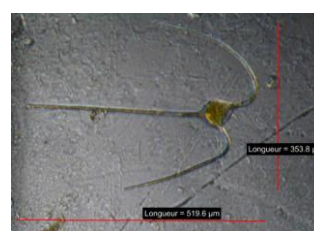


FIGURE 10 – *Dinophysis caudata* du 14/05/2013

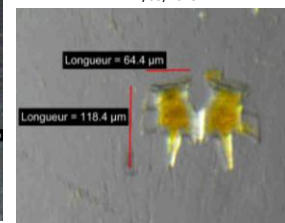


Figure 11 – *Gyrodinium spirale* le 12/06/2013, 14/06/2013, et le 13/08/2013



FIGURE 12 – *Pleurosigma* ou *Gyrosigma* le 14/05/2013, 06/06/2013, et le 14/06/2013



FIGURE 13 – *Protoperidinium conicum* le 14/05/13



FIGURE 14 – *Protoperidinium depressum* du 04/06/2013, et le 13/08/2013

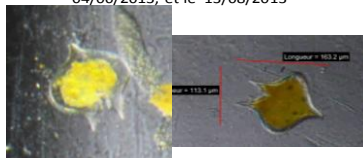


FIGURE 15 – *Protoperidinium oceanicum* le 17/04/2013 et le 04/06/2013

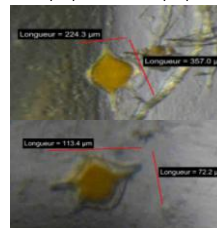


FIGURE 16 – *Stephanopyxis palmeriana* du 06/06/13

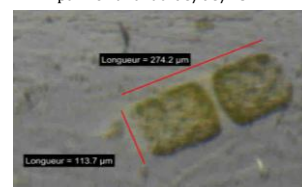


FIGURE 17 – *Tintinnidés – Strombidinium* 12/06/13 (CILIÉES)



PLANCHE 2 - PHOTOGRAPHIES PAR LOUPE BINOCULAIRE SMZ25 (NIKON) DES ESPECES PRESENTES DURANT L'AUTOMNE ET L'HIVER 2013-2014 (SEPTEMBRE A FEVRIER 2013-2014)

Figure 18 – *Asterionollepis glacialis* le 30/09/2013



Figure 19 – *Ceratium furca* le 02/10/2013, 11/10/2013, 27/11/2013, 10/12/2013 et le 30/09/2013

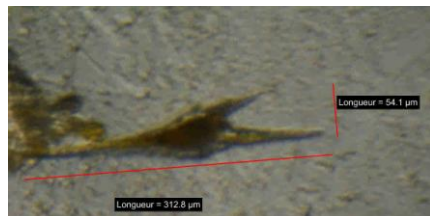


Figure 20 - *Ceratium fusus* le 27/11/2013 et le 30/09/2013



Figure 21 – *Ceratium macroceros* le 02/10/2013, 11/10/2013, et le 30/09/2013

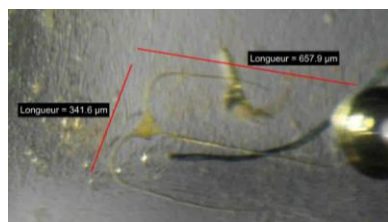


Figure 22 – *Dinohysis tripos* le 11/10/2013, le 14/10/2013 et le 10/12/2013

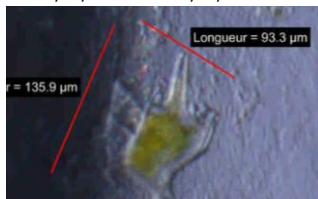


Figure 23 – *Guinardia striata* le 30/09/2013

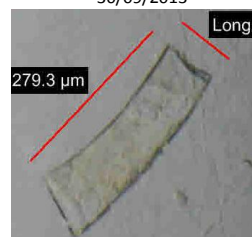


Figure 24 – *Gyrodinium spirale* le 30/09/2013

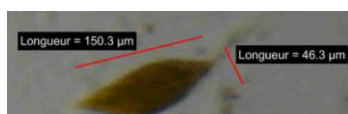


Figure 25 – *Gyrosigma* ou *Pleurosigma* le 10/12/2013



Figure 26 – *Mesodinium rubrum* le 02/10/2013 11/10/2013 10/12/2013 30/09/2013



Figure 27 – *Protoperidinium depressum* le 11/10/2013

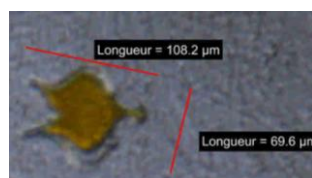


Figure 28 – *Protoperidinium steinii* le 11/10/2013

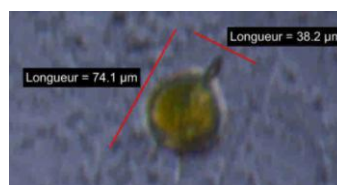


Figure 29– *Tintinnides ascampbelliellidae* (Ciliées) le 30/09/13

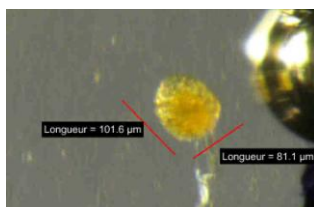


PLANCHE 3 - PHOTOGRAPHIES PAR LOUPE BINOCULAIRE SMZ25 (NIKON) DES ESPECES PRESENTES DURANT LE PRINTEMPS ET L'ETE 2014 (MARS A JUIN 2014)

Figure 30 - *Ceratium cf. divaricatum* le 05/05/2014

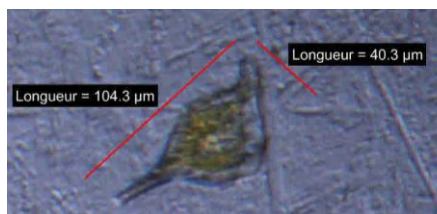


Figure 31 - *Ceratium furca* le 07/03/2014, 17/03/2014, 19/06/2014, 22/04/2014, 14/03/2014, et le 05/05/2014

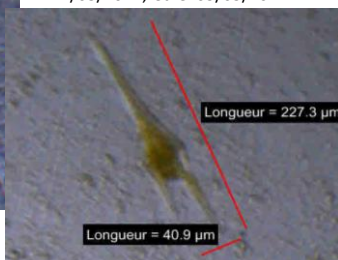


Figure 32 - *Ceratium fusus* le 07/03/2014 19/06/2014 ,22/04/2014 ,14/03/2014 ,05/05/2014

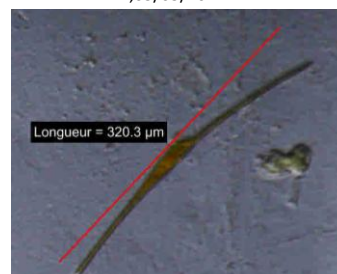


Figure 33 - *Ceratium longipes* le 22/04/2014, 05/05/2014

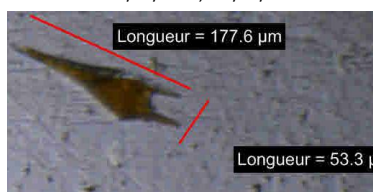


Figure 34 - *Ceratium macroceros* le 05/05/2014



FIGURE 35 PHOTO DE CERATIUM TRIPOS D 22/04/2014 05/05/2014 , et le 05/05/2014



Figure 36 - *Dnophysis rotundata* le 05/05/2014 et le 19/06/2014

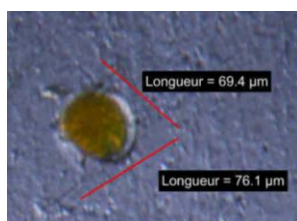


Figure 37 - *Dnophysis tripos* le 19/06/2014 , le 22/04/2014 et le 05/05/2014

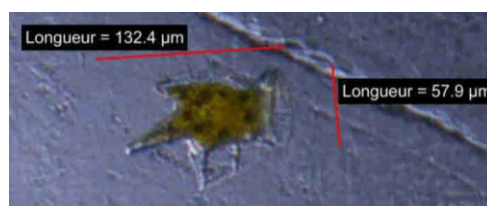


Figure 38 - *Tintinnidés Favella* (Ciliées) le 15/04/2015 11/04/2015

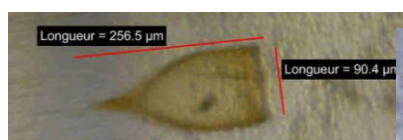


Figure 39 - *Mesodinium rubrum* (Ciliées) le 14/03/2014 et le 19/06/2014



Figure 40 - *Prorocentrum micans* le 06/05/2014 et le 19/06/2014

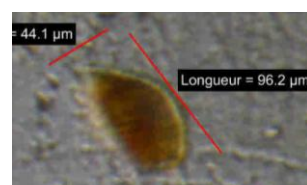


Figure 41 - *Protoperdinium depressum* le 17/03/2014 , le 05/05/2014 , le 19/06/2014 et le 19/06/2014

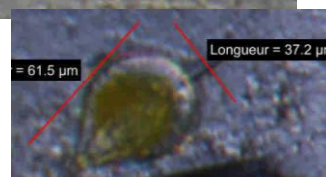
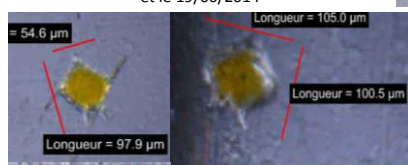


FIGURE 43 TINTINNIDES CYTTAROCYLIDAE (CILIÉES) le 14/03/2014

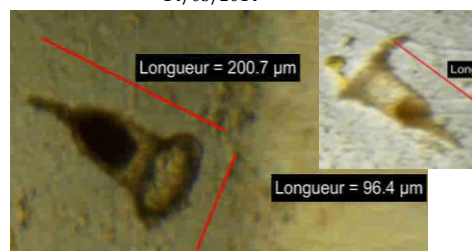
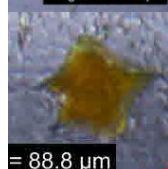
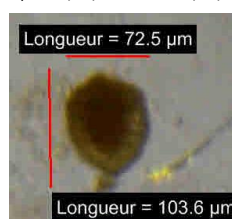


Figure 42 - *Tintinnidés ascampbelliellidae* (Ciliées) le 07/04/2015 et le 13/04/2015



- Autres données (REPHY) :

Le réseau de surveillance REPHY de l'IFREMER reporte seulement les "flores partielles" sur ces stations. Il s'agit de l'identification et du dénombrement des espèces si elles sont supérieures à 100 000 cell/L pour les genres *Alexandrium*, *Dinophysis*, *Pseudo-nitzschia* et *Ostreopsis*. Le dénombrement des espèces *Gonyaulax spinifera*, *Lingulodinium polyedra*, *Gonyaulax grindleyi* et *Prorocentrum lima* se fait quelque soit leur nombre. Ces données nous permettent d'élargir notre échelle spatiale et temporelle autour de notre période et site d'étude.

Pour le genre *Pseudo-nitzschia*, on observe sur les 5 stations un pic d'abondance au mois d'octobre. Le nombre de *Pseudo-nitzschia* paraît cependant beaucoup plus élevé à Saint de luz (6 millions cell/L) qu'à l'embouchure de l'Adour (2 millions cell/L) ou encore qu'à Biarritz (500 000 cell/L). Ce pic est également visible à Tarnos, mais en bien moindre quantité (50 000 cell/L).

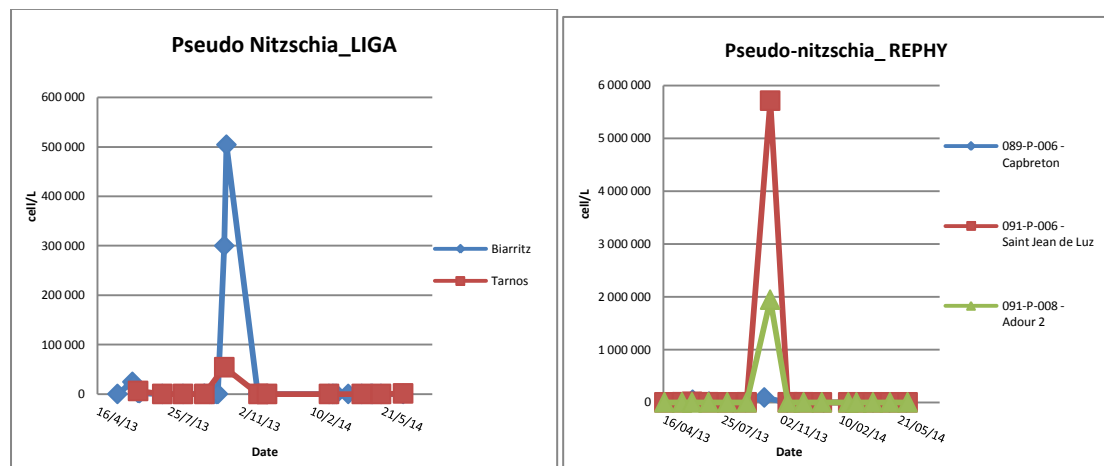


Figure 13 – Evolution de l'abondance (en cell/L) des espèces du genre *Pseudo-nitzschia* selon les données du programme LIGA (gauche) ou du suivi REPHY (droite)

Pour les *Dinophysis*, les données du programme LIGA montrent un pic d'intensité à 2 000 cell/L au mois d'Avril 2013 sur les stations de Biarritz et Tarnos, alors que ce pic n'est pas visible sur les stations du REPHY. De plus, deux autres pics majeurs sont observés sur les stations du REPHY : le premier a lieu le 02/05/13 sur la station de Capbreton et correspond à 900 cell/L, le second apparaît le 04/10/13 en simultané sur les stations de Adour et de St Jean de Luz et s'élève à 500 cell/L.

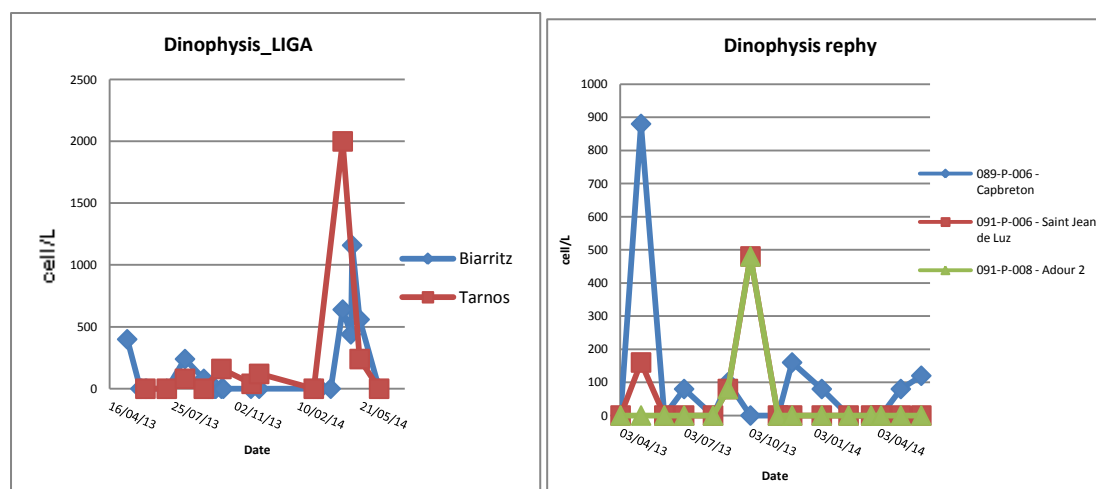


Figure 14 - Evolution de l'abondance (en cell/L) des espèces du genre *Dinophysis* selon les données du programme LIGA (gauche) ou du suivi REPHY (droite)

Pour les espèces du genre *Leptocylindrus*, 3 pics d'abondance sont observés pour la station de Tarnos le 12/06/13 (100 000 cell/L), le 13/09/13 (50 000 cell/L), le 19/05/14 (50 000 cell/L), qui sont suivis des mêmes pics pour Biarritz avec quelques jours de décalage le 14/06/13 de 225 000 cellules, le 14/10/13 de 22 000 cell/L et le 19/05/14 de 52 000 cell/L. En ce qui concerne les données du REPHY, aucun pic n'est visible à l'automne, mais il est observé un pic au cours des étés 2013 et 2014, confirmé à Arcachon, et plus abondant (le 04/06/13 à 480 000 cell /L et le 03/06/14 à 420 00 cell/L).

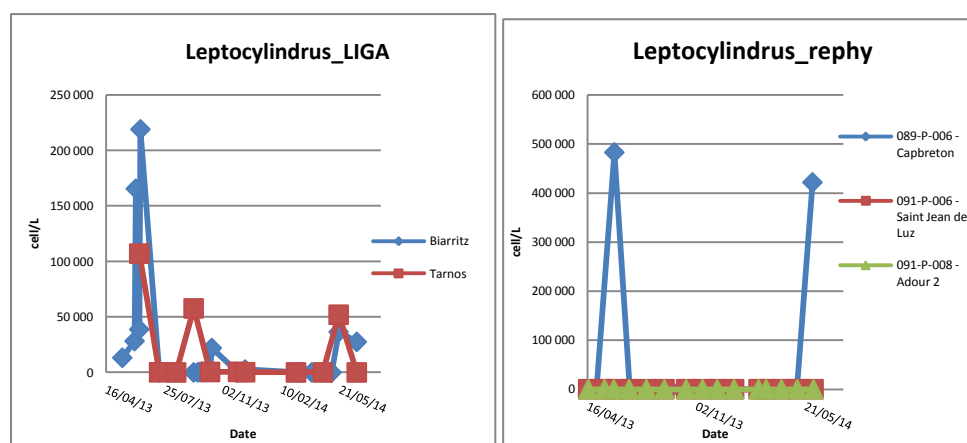


Figure 15 - Evolution de l'abondance (en cell/L) des espèces du genre *Leptocylindrus* selon les données du programme LIGA (gauche) ou du suivi REPHY (droite)

Les abondances de *Prorocentrum* sur le site de Biarritz sont marquées par 3 pics : le 04/06/13 de 14 000 cell/L, le 14/10/13 de 11 000 cell/L, le 19/05/14 de 130 000 cell/L. En ce qui concerne le site de Tarnos, 4 pics d'abondance sont observés le 16/07/13 à 5 500 cell/L, le 13/09/13 à 13 000 cell/L, le 07/03/14 à 3 500 cell/L et le 19/05/14 à 8 000 cell/L.

Pour les stations du Rephy un seul pic d'abondance de 250 cell/L est visible le 05/06/14 à St Jean de Luz.

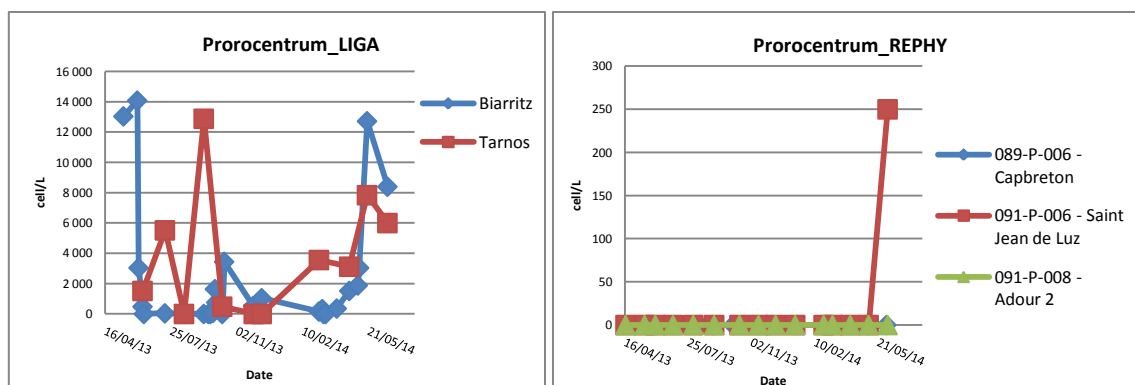


Figure 16 - Evolution de l'abondance (en cell/L) des espèces du genre *Prorocentrum* selon les données du programme LIGA (gauche) ou du suivi REPHY (droite)

Deux pics d'abondance sont visibles sur le site de Tarnos aux dates de 13/09/13 pour 30 000 cell/L et à la date du 19/06/14 pour 35 000 cell/L.

Pour les stations du REPHY, le genre *Chaetoceros* a été observé à deux dates : le 17/05/13 et le 06/05/14 avec une abondance de 400 000 cell/L pour le premier et de 1 100 000 cell/L pour le second.

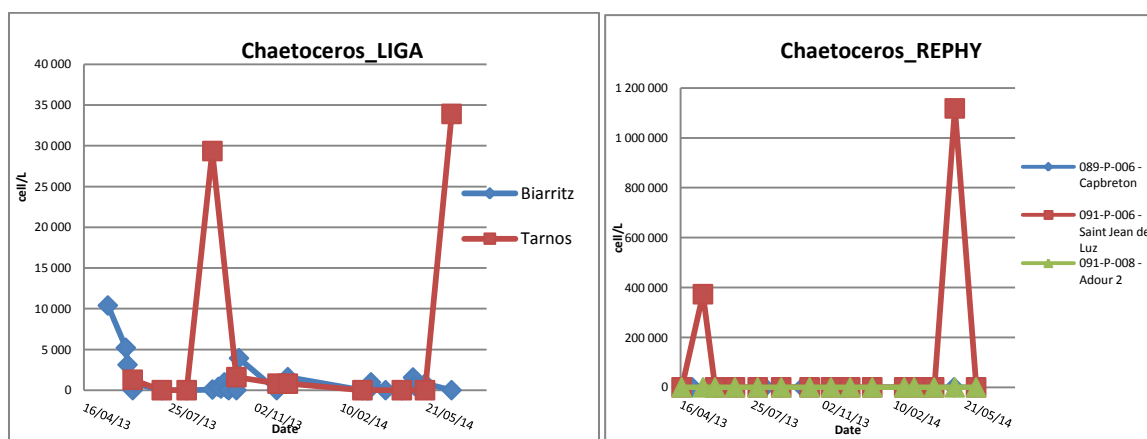


Figure 17 - Evolution de l'abondance (en cell/L) des espèces du genre *Chaetoceros* selon les données du programme LIGA (gauche) ou du suivi REPHY (droite)

2.1.2. DISCUSSION DES DONNEES LIEES AU PROGRAMME LIGA

L'utilisation de la loupe binoculaire a permis l'observation et la prise d'images de certaines espèces seulement. En effet, les plus petites espèces photographiées sont de l'ordre d'une soixantaine de microns. La résolution des loupes binoculaires de type SMZ25 ne permet pas l'observation d'espèces plus petites ou la qualité de l'image obtenue est insuffisante pour permettre une identification convenable. En revanche, les espèces de grande taille (>100µm) principalement de dinoflagellés ou de Tintinnidés ont permis d'obtenir de belles images. (Cf. Planche 1 – Photographies par loupe binoculaire SMZ25 (NIKON) des espèces présentes durant le printemps et l'été 2013 (Mars à Août 2013); Planche 2 - Photographies par loupe binoculaire SMZ25 (NIKON) des espèces présentes durant l'automne et l'hiver 2013-2014 (Septembre à Février 2013-2014); Planche 3 - Photographies par loupe binoculaire SMZ25 (NIKON) des espèces présentes durant le printemps et l'été 2014 (Mars à Juin 2014))

Ici, seuls les résultats issus de l'échantillonnage par bouteille ont été présentés. Ceux résultant du filet à plancton de maille 60µm contenaient trop peu d'espèces phytoplanctoniques, ces dernières étant pour la plupart plus petites que 60 µm et n'ont en conséquence pas été retenues par le filet. De plus, l'échantillonnage par filet a retenu d'importantes quantités de Liga quand il était présent et a rendu les échantillons difficilement observables (CF. Figure 18 - Photographie d'un échantillon filet du 06/06/2013 lors d'une forte abondance de LIGA). Il a donc rapidement été décidé d'abandonner les échantillons du filet, pour se consacrer uniquement à ceux obtenus par bouteille Niskin. Les données de taille recueillies avec le logiciel de traitement d'image sont peu nombreuses et insuffisantes pour compléter avec fiabilité celles du Programme LIGA.



Figure 18 - Photographie d'un échantillon filet du 06/06/2013 lors d'une forte abondance de LIGA

En ce qui concerne les données du programme LIGA, quelque soit le groupe, les périodes de pics d'abondances reviennent de façon récurrente au printemps (Avril et Mai) et à l'automne (Septembre et Octobre).

L'ordre écologique le plus représenté est celui des diatomées (3,5 millions d'individus/L, contre 500 000 dinoflagellés/L).

De plus, sur le site de Biarritz, sont disponibles les données des printemps/étés 2013 et 2014 (hormis début du printemps 2013). La comparaison de ces données montre que le phytoplancton paraît beaucoup plus abondant en été 2014 (700 000c/L) qu'en été 2013 (200 000 c/L, hors cyanophycées). Cependant, une floraison plus importante existe certainement mais intervient juste avant le début du suivi LIGA, ce qui explique qu'elle ne soit pas visible. En termes de composition spécifique, le premier été 2013 est marqué par une dominance de Cyanophycée (66%) et de *Leptocylindrus danicus* (20%), alors que le mois de juin 2014 est marqué par une abondance de *Ceratoneis closterium* (96%). On peut ajouter que *Leptocylindrus* est tout de même présent (27 520 cell/L soit 4% du pic) mais en moindre quantité. Les étés 2013/2014 démontrent tous les deux un pic d'abondance phytoplanctonique mais sont différents par les espèces qui y sont représentées. Bien que des espèces soient communes aux deux pics, leur abondance est très différente.

En ce qui concerne la typologie (compactée ou allongée) des espèces, leur répartition est homogène hormis pour l'automne où seules les espèces allongées sont présentes.

Sur le total du temps d'observation, les pics sont majoritairement constitués par des espèces microphytoplanctoniques : 3,5 millions d'organismes sont microphytoplanctoniques, soit 75%, contre 1 million de cellules nanophytoplanctonique soit 25%. Ce résultat est cependant peu représentatif puisqu'en réalité, le nanophytoplancton est beaucoup plus abondant. Ceci est dû au fait que le dénombrement s'est fait par microscopie optique et favorise forcément les espèces les plus facilement visibles et dénombrables, tel le microphytoplancton.

En outre, l'évolution de LIGA sur les sites de Biarritz et Tarnos est connue :

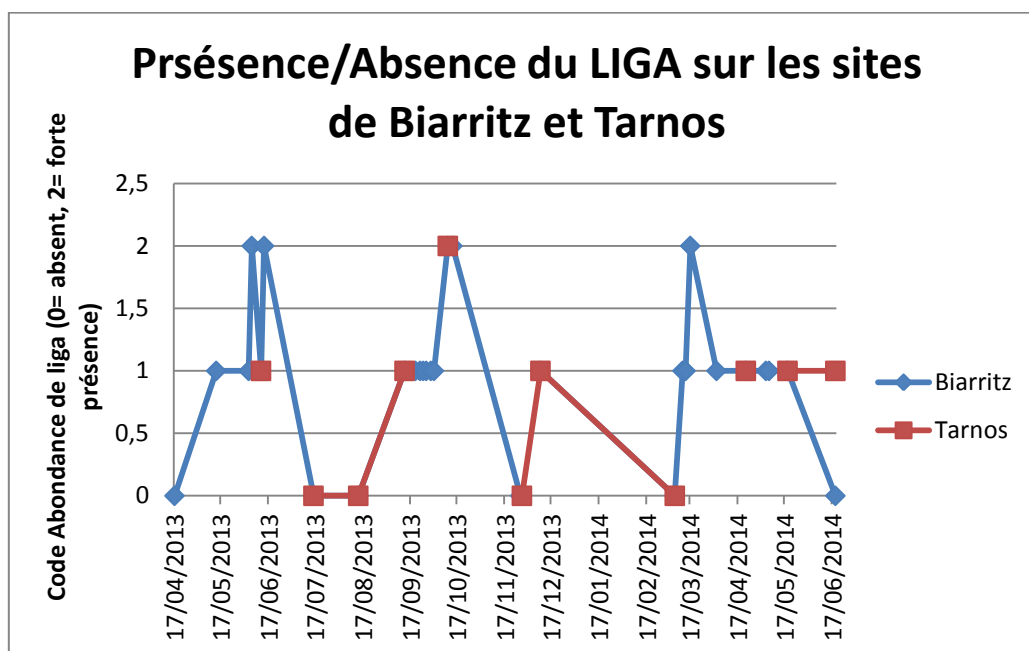


Figure 19 – Evolution de la quantité de LIGA observé sur les sites de Biarritz et Tarnos (0= absence, 1=présent, 2=forte présence)

La première chose remarquable est que la présence de LIGA semble coïncider avec les pics d'abondance de phytoplancton. Ainsi, les 4 pics d'abondance phytoplanctonique sur la station de Biarritz en date des 14/06/13, 14/10/13, 17/03/14 et 19/06/14 sont tous marqués par la présence de LIGA. De même pour Tarnos, les périodes d'efflorescence algale (12/06/13, 13/09/13, 10/12/13, et 22/04/14) coïncident avec l'apparition de mucilage. Ces pics d'abondance sont tous marqués par la présence d'espèce "allongée", ce qui n'est pas le cas des espèces "compactées"(exemple : présence de LIGA le 14/10 alors que très peu d'espèces "compactées" sont présentes). Il est donc possible que les espèces de type allongé –dont une grande partie sont des diatomées- jouent un rôle clé dans l'apparition de LIGA. Le phénomène est également beaucoup plus présent à Biarritz qu'à Tarnos.

La présence de certaines espèces lors de phénomène de mucilage est récurrente. Ainsi une recherche bibliographique des taxons responsables de la production d'EPS (exopolysaccharides) qui seraient à l'origine des mucilages a été menée en premier lieu, ensuite celles présentes dans des mucilages de façon récurrente.

Parmi les espèces référencées comme productrices d'EPS, on distingue : *Ceratoneis closterium* ((Susperregui, 2015); (Wolfstein and Stal, 2002) ;(Svetlicic et al., 2013)) qui est présente lors des 4 pics phytoplanctoniques (14/06/13, 14/10/13, 17/03/14, 19/06/14). Ensuite *Chaetoceros decipiens* (Susperregui, 2015) qui est présente le 14/10/13, le 17/03/14 et le 19/06/14. Pseudo – *Nitzschia seriata* (Susperregui, 2015) observé le 14/06/13.

Ces trois espèces semblent, par conséquent, jouer un rôle dans l'apparition du LIGA.

D'autres taxa sont régulièrement répertoriés à l'intérieur des mucilages pélagiques marins, sans preuve directe de leur production d'EPS. Parmi celle-ci, certaines sont récurrentes dans notre écosystème :

Cerataulina pelagica (Kovač et al., 2005), *Ceratoneis closterium* ((Kovač et al., 2005);(Balkis et al., 2010);(Del Negro et al., 2005); (MacKenzie et al., 2002)), *Guinardia flaccida* (MacKenzie et al., 2002) *Guinardia delicatula* (Penna et al., 2009), *Lauderia annulata* (MacKenzie et al., 2002), *Leptocylindrus danicus* ((Balkis et al., 2010)), *Leptocylindrus minimus* ((Penna et al., 1993)), *Nitzschia longissima* ((Penna et al., 1993)), *Phaeocystis pouchetii* ((MacKenzie et al., 2002)), *Proboscia alata* ((Kovač et al., 2005)+ ((Del Negro et al., 2005)), *Prorocentrum micans* (Article 3 + 4 + 7), *Protoperidinium depressum* ((Penna et al., 1993)), *Rhizosolenia imbricata* ((MacKenzie et al., 2002)), *Scriptsiella trochoidea* ((Kovač et al., 2005);(Balkis et al., 2010)), *Skeletonema costatum* ((Balkis et al., 2010)), *Thalassionema nitzschioides* ((Kovač et al., 2005); (MacKenzie et al., 2002); (Penna et al., 1993)).

Enfin, en ce qui concerne les taxa suivis par IFREMER (REPHY):

Pour cette partie, les données du REPHY ont été couplées à celles du programme LIGA. L'observation a donc été élargie sur une échelle géographique plus vaste pour les espèces phycotoxiques au niveau de la côte basco-landaise. Le dénombrement des espèces *Dinophysis*, *Pseudo-nitzschia* a été systématique alors que celui des autres genres ne s'est fait que lorsque l'abondance était supérieure à 100 000 cell/L.

Tout d'abord, en ce qui concerne *Pseudo-nitzschia*, les abondances sont très différentes d'une station à l'autre mais les pics sont localisés au même jour (14/10/13). Il semblerait de plus qu'un gradient de concentration apparaisse de l'embouchure des fleuves (Adour et St Jean de Luz) vers les eaux côtières, ce qui est en accord avec d'autres observations (Odebrecht et al., 2000).

Pour *Dinophysis*, les pics d'abondances ne sont pas mesurés aux mêmes périodes ni dans les mêmes abondances. L'efflorescence de ce genre semble localisée à chaque station, en effet il est très dépendant de la physique et de l'hydrodynamisme des masses d'eau (souvent dans les fronts (Farrell et al., 2012))

Pour le genre *Leptocylindrus*, on retrouve au mois de Juin 2013 et Mai 2014 un pic d'abondance pour les stations de Biarritz Tarnos et Capbreton, alors que le pic du mois de septembre semble être localisé au site de Tarnos. L'évolution de l'abondance de *Leptocylindrus* s'étend donc au Nord jusqu'à Capbreton mais ne semble pas être présente au Sud, cependant nous ne disposons pas des données REPHY pour ce genre lorsque son abondance est inférieure à 100 000 cell/L. Nous ne pouvons donc rien conclure pour les autres dates.

Pour les genres *Prorocentrum* et les *Chaetoceros*, les pics d'abondance ne semblent pas être communs inter-site. L'abondance semble être localisée par station et ne s'étend pas sur une étendue plus vaste. Cependant, l'abondance des espèces des genres *Prorocentrum* et *Chaetoceros* n'est pas dénombrée en dessous des 100 000 cell/L (hormis *Prorocentrum lima* qui est systématiquement dénombré), ceci peut expliquer que les pics n'apparaissent pas ici.

2.2. L'ETUDE EMBOS/SOARC

Le suivi des organismes phytoplanctoniques sur les 5 dates du bassin d'Arcachon montre une abondance très importante le 27/04 (jusqu'à 1 800 000 cellules/Litres), à plus de 2 000 000 cell/L. Ce pic est à 46% représenté par des *Leptocylindrus*, à 38% par des *Pseudo-nitzschia* pour la division des diatomées, et à 7% par des Cryptophycées. Les mois hivernaux (décembre) sont également marqués par de faible abondance.

Tableau 1 - Tableau des abondances (en cell/L) des groupes écologiques en fonction des dates d'échantillonnages

Ordre écologique	20/02/2014	07/04/2014	06/06/2014	10/04/2015	27/04/2015	Total général
Bactéries	0	0	20 200	0	24 200	44 400
Ciliées	480	800	1 800	6 600	400	10 080
Diatomées	4 320	185 400	139 800	162 600	1 828 000	2 320 120
Dinoflagellées	80	1 600	200	1 000	2 800	5 680
Flagellées	12 720	23 000	12 200	12 000	250 200	310 120
Silicoflagellates	160	0	0	0	0	160
Total général	17 760	210 800	174 200	182 200	2 105 600	2 690 560

Le Métafichier "EMBOS" a ensuite été complété grâce aux données du 27/04/15 et du 10/04/15. (CF Tableau 2 Tableau de métadonnées EMBOS). Ces données serviront à l'interprétation plus large à échelle européenne. Les dates de prélèvements ont été choisies en se basant sur les données du suivi d'observation SOMLIT et d'une observation quasi quotidienne du milieu en laboratoire: le suivi de la fluorescence in vivo a permis de repérer les périodes de plus grosses abondances de chlorophylle et donc de phytoplancton. Les dates communes aux sorties SoArc et au pic de fluorescence ont donc été sélectionnées pour EMBOS: le 10/04/2015 et le 27/04/2015.

Tableau 2 Tableau de métadonnées EMBOS

Sample track code (country-year-station-cruise number-sampling tool (niskin bottle or mesh size of net) - depth or layer)	Phylum - Class	Ecological groups	Espèces	Worms id	Abundance (par L)
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-16	Ochrophyta	diatoms	Asterionellopsis glacialis	149139	2800
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-17	Myzozoa	dinoflagellatae	Neoceratium furca	149139	800
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-18	Myzozoa	dinoflagellatae	Neoceratium fusus	149619	1200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-19	Ochrophyta	diatoms	Chaetoceros ?	495659	400
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-20	Ochrophyta	diatoms	Chaetoceros ?	495660	200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-21	Ochrophyta	diatoms	Chaetoceros danicus	495659	800
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-22	Ochrophyta	diatoms	Chaetoceros decipiens	495660	600
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-23	Ochrophyta	diatoms	Chaetoceros didymus	148985	400
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-24	Ochrophyta	diatoms	Chaetoceros laciniosus	148985	2400
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-25	Ochrophyta	diatoms	Chaetoceros socialis	149120	33800
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-26		Flagellates	Cryptophyceae	149120	2000
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-27	Ochrophyta	diatoms	Ceratoneis closterium	149126	13000
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-28	Ochrophyta	diatoms	Guinardia delicatula	149126	5200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-29	Myzozoa	dinoflagellatae	Gyrodinium spirale	149126	800
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-30	Ciliophora - Litostoe	ciliated protozoan	Mesodinium rubrum	149122	13200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-31	Ochrophyta	diatoms	Phaeocystis pouchetii	149228	800
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-32	Ochrophyta	diatoms	Pleurosigma ?	149123	2800
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-33	Myzozoa	dinoflagellatae	Prorocentrum micans	149123	2800
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-34		Flagellates	Prymnésiophycées	17639	8000
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-35	Ochrophyta	diatoms	Pseudo-Nitzschia delicatissima	17639	147600
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-36	Ochrophyta	diatoms	Pseudo-Nitzschia fines	146542	24200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-37	Ochrophyta	diatoms	Pseudo-Nitzschia fraudulenta	163932	1000
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-38	Ochrophyta	diatoms	Pseudo-Nitzschia multiserie	163932	16200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-39	Ochrophyta	diatoms	Rhizosolenia imbricata	179786	400
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-40	Ochrophyta	diatoms	Thalassionema nitzschioides	156505	200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150410-NB-1-9-41	Ciliophora - Litostoe	ciliated protozoan	Tintinnides Ascampbelliedae	109662	200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-16	Ochrophyta	diatoms	Asterionellopsis glacialis	149018	200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-17	Ochrophyta	diatoms	Cerataulina Pelagica	8012	200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-18	Myzozoa	dinoflagellatae	Neoceratium furca	149112	1000
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-19	Myzozoa	dinoflagellatae	Neoceratium fusus	149111	400
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-20	Ochrophyta	diatoms	Chaetoceros danicus	109876	2400
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-21	Ochrophyta	diatoms	Chaetoceros decipiens	109876	400
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-22	Ochrophyta	diatoms	Chaetoceros decipiens (vide)	149106	17200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-23	Ochrophyta	diatoms	Chaetoceros socialis	149039	125000
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-24		Flagellates	Cryptophyceae	149039	15200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-25	cyanobacteria	cyanobacteria	Cyanophyceae	149039	820400
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-26	Ochrophyta	diatoms	Ceratoneis closterium	149042	200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-27	Ochrophyta	diatoms	Dactyliosolen blavyanus	232069	5600
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-28	Myzozoa	dinoflagellatae	Phalacroma rotundatum	232069	200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-29	Myzozoa	dinoflagellatae	Dinophysis tripos	149142	200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-30	Ochrophyta	diatoms	Diploneis	164116	200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-31		Flagellates	Euglena		200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-32	Ochrophyta	diatoms	Guinardia	115106	10000
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-33	Myzozoa	dinoflagellatae	Gyrodinium spirale	149181	400
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-34	Ochrophyta	diatoms	Leptocylindrus danicus	149181	200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-35	Ochrophyta	diatoms	Leptocylindrus minimus (fin)	110303	400
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-36	Ochrophyta	diatoms	Leptocylindrus minimus (grand)	110303	200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-37	Ochrophyta	diatoms	Leptocylindrus minimus (moyen)	110217	200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-38	Ochrophyta	diatoms	Melosira	115057	1600
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-39	Ciliophora - Litostoe	ciliated protozoan	Mesodinium rubrum	115057	102400
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-40	Ochrophyta	diatoms	Navicula	149151	7000
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-41	Ochrophyta	diatoms	Odontella mobiliensis	149151	1800
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-42	Myzozoa	dinoflagellatae	Petit Dinoflagellés indéterminé	149153	5000
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-43	Ochrophyta	diatoms	Pleurosigma	149151	14200
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-44	Myzozoa	dinoflagellatae	Prorocentrum micans	149151	808400
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-45	Myzozoa	dinoflagellatae	Protoperdinium depressum	246606	4400
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-46		Flagellates	Prymnésiophycées	175738	30000
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-47	Ochrophyta	diatoms	Pseudo-Nitzschia complexe	149116	6400
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-48	Ochrophyta	diatoms	Pseudo-Nitzschia complexe (vid	149629	3800
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-49	Ochrophyta	diatoms	Pseudo-Nitzschia fines	149116	4400
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-50	Ochrophyta	diatoms	Rhizosolenia imbricata	149177	400
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-51	Ochrophyta	diatoms	Rhizosolenia styliformis	149093	7800
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-52	Ochrophyta	diatoms	Striatella unipuncta	149092	6800
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-53	Ochrophyta	diatoms	Thalassionema	183533	1000
FR-2015-ARCACHON-B13Somlit 20150427-NB-1-9-54	Ciliophora - Litostoe	ciliated protozoan	Tintinnides	183533	200

3. CONCLUSION

Au cours de ce stage, j'ai été formé en identification taxonomique via l'utilisation de deux appareils pouvant apporter deux visions sensiblement différentes pour une même espèce. J'ai pu ainsi découvrir, par ces méthodes, l'incroyable complexité du monde phytoplanctonique jusqu'alors totalement inconnu pour moi. J'ai également pu découvrir les limites de l'identification par ces méthodes, principalement rencontrées lorsque les organismes étaient trop petits ($<70\mu\text{m}$ pour la loupe et $<10\text{-}15\mu\text{m}$ pour la microscopie).

L'utilisation de la loupe SMZ25 s'est avérée satisfaisante uniquement pour les organismes dont la taille était supérieure à $70\mu\text{m}$, soit principalement des dinoflagellés et du microzooplancton (Tintinnidés). Une quarantaine d'espèces ont été observées par la microscopie optique contre 28 par la loupe binoculaire. La quantité de données recueillies s'est révélée être très faible et n'a pas permis d'apporter une réelle complémentarité sur l'évolution de la taille des espèces.

Quelque soient les stations auxquelles nous nous sommes intéressés, des pics printaniers sont systématiquement visibles, bien que ce ne soit pas toujours les mêmes espèces présentes dans les mêmes proportions.

Les données du programme LIGA ont montré la grande diversité du plancton sur la côte basco-landaise : environ 120 espèces majoritairement représentées par les diatomées, avec des floraisons algales visibles au printemps et à l'automne. En ce qui concerne les données du REPHY, il n'y a pas eu d'observations d'une floraison plus large géographiquement. Seuls quelques genres semblent avoir une évolution généralisée à la côte Sud-ouest Atlantique : *Leptocylindrus*, *Chaetoceros*, *Pseudo-nitzschia*. De plus, certaines espèces présentes lors de floraison algale ont déjà été répertoriées comme productrices d'EPS et présentes dans les mucilages et pourraient donc être liées à l'apparition de LIGA.

Le suivi des données SOARC/EMBOS a également révélé les pics de floraisons printanières, avec un pic majeur le 27/04/15. Les données de cette date ont servi à compléter le métafichier de l'étude EMBOS.

4. REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Balkis, N., Atabay, H., Türetgen, I., Albayrak, S., Balkis, H., Tüfekçi, V., 2010. Role of single-celled organisms in mucilage formation on the shores of Büyükada Island (the Marmara Sea). *J. Mar. Biol. Assoc. U. K.* 91, 771–781. doi:10.1017/S0025315410000081
- Del Negro, P., Crevatin, E., Larato, C., Ferrari, C., Totti, C., Pompei, M., Giani, M., Berto, D., Fonda Umani, S., 2005. Mucilage microcosms. *Sci. Total Environ.* 353, 258–269. doi:10.1016/j.scitotenv.2005.09.018
- Farrell, H., Gentien, P., Fernand, L., Lunven, M., Reguera, B., González-Gil, S., Raine, R., 2012. Scales characterising a high density thin layer of *Dinophysis acuta* Ehrenberg and its transport within a coastal jet. *Harmful Algae* 15, 36–46. doi:10.1016/j.hal.2011.11.003
- Horner, R.A., 2002. A taxonomic guide to some common marine phytoplankton. Biopress.
- Kovač, N., Mozetič, P., Trichet, J., Défarge, C., 2005. Phytoplankton composition and organic matter organization of mucous aggregates by means of light and cryo-scanning electron microscopy. *Mar. Biol.* 147, 261–271. doi:10.1007/s00227-004-1531-3
- MacKenzie, L., Sims, I., Beuzenberg, V., Gillespie, P., 2002. Mass accumulation of mucilage caused by dinoflagellate polysaccharide exudates in Tasman Bay, New Zealand. *Harmful Algae* 1, 69–83. doi:10.1016/S1568-9883(02)00006-9
- Mann, D.G., Vanormelingen, P., 2013. An Inordinate Fondness? The Number, Distributions, and Origins of Diatom Species. *J. Eukaryot. Microbiol.* 60, 414–420. doi:10.1111/jeu.12047
- Odebrecht, C., Ferrario, M.E., Ciotti, A.M., Kitzmann, D., Odete, M., Moreira, P., Hinz, F., 2000. The distribution of the diatom *Pseudo-nitzschia* off southern Brazil and relationships with oceanographic conditions. *Harmful Algal Blooms* 42–45.
- Penna, N., Capellacci, S., Ricci, F., Giorgi, M., Penna, A., Famiglini, G., Pierini, E., Trufelli, H., Cappiello, A., 2009. Study on the maltooligosaccharide composition of mucilage samples collected along the northern Adriatic coast. *Carbohydr. Res.* 344, 120–126. doi:10.1016/j.carres.2008.10.008
- Penna, N., Rinaldi, A., Montanari, G., Di Paolo, A., Penna, A., 1993. Mucilaginous masses in the Adriatic sea in the summer of 1989. *Water Res.* 27, 1767–1771. doi:10.1016/0043-1354(93)90115-X
- Ricard, M., 1987. *Atlas du Phytoplancton Marin. Vol. II. Diatomophycees.* CNRS, Paris.

- Sournia, A., 1986. Atlas du phytoplancton marin: Introduction, Cyanophycées, Dictyochophycées, Dinophycées et Raphidophycées. Editions du Centre national de la recherche scientifique.
- Susperregui, N., 2015. Marine mucilages in coastal pelagic ecosystems: a review. Université Pau et des Pays de l'Adour.
- Svetlicic, V., Zutic, V., Pletikapic, G., Misic Radic, T., 2013. Marine Polysaccharide Networks and Diatoms at the Nanometric Scale. *Int. J. Mol. Sci.* 14, 20064–20078.
- Tomas, C.R., 1997. Identifying Marine Phytoplankton. Academic Press.
- Wilhelm, C., 1999. Aquatic Photosynthesis, P.G. Falkowski, J.A. Raven. Blackwell Science, Oxford (1997), 375 pp., (ISBN 0-86542-387-3). Price: £ 42.00. *J. Plant Physiol.* 155, 664. doi:10.1016/S0176-1617(99)80078-9
- Wolfstein, K., Stal, L., 2002. Production of extracellular polymeric substances (EPS) by benthic diatoms: effect of irradiance and temperature. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 236, 13–22.

5. ANNEXES

Tableau 3 - Tableau des tâches

Intervenant	Idée originale	Bibliographie	Mise en place du protocole	Collecte de données	Rédaction
Principal	YDA	VL	YDA	YDA (EMBOS) + NS (LIGA)	VL
Secondaire		YDA + NS		VL (LIGA)	YDA

YDA: Yolanda DEL AMO, Maître de Stage

NS: Nicolas SUSPERREGUI, thèse en cours sur le LIGA

Vincent LAFFITTE, stagiaire

Tableau 4 - Tableau de répartition du temps de travail

Semaine	1	2	3	4	5	6	7	8	9
Expérimentation (Loupe bino.)									
Expérimentation (Microsc. Inv.)									
Bibliographie									
Rédaction du rapport									

RÉSUMÉ:

Les organismes phytoplanctoniques sont ubiquistes: ils sont présents dans quasiment tous les milieux aquatiques à une période de l'année. Leur abondance varie au cours des saisons et atteint un maximum lors de "floraison algale". L'étude ici présentée concerne le suivi de l'évolution de phytoplancton sur deux sites de la côte Atlantique et par deux méthodes : le bassin d'Arcachon, par microscopie optique, et la côte basco-landaise, par loupe binoculaire SMZ25 (méthode inédite). Le suivi par loupe binoculaire SMZ25 (NIKON) s'est avéré difficile car il n'a pas permis d'obtenir une assez bonne résolution pour identification d'organismes dont la taille était inférieure à 70µm. Le suivi de la côte basque a été réalisé lors de phénomènes de mucilage, supposés liés aux efflorescences algales, sur le site de Biarritz. Certaines espèces ont été identifiées comme possiblement impliquées dans le phénomène. Le suivi du site d'Arcachon a permis, quant à lui, de fournir des données à un pilote d'étude européenne (EMBOS).

MOTS CLÉS

Phytoplancton, Bassin d'Arcachon, Côte basco-landaise, Loupe binoculaire SMZ25 (NIKON) Microscope optique, Mucilage.