

Facteurs abiotiques, processus et diversité biologiques impliqués dans l'apparition de mucilages marins, localement appelés « Liga », sur le littoral basco- landais

Auteur :

Susperrégui Nicolas

Co-auteurs :

Yolanda Del Amo (ECOBIOC, UMR EPOC Bordeaux 1)

Noelle Bru (LMAP, UPPA)

Frank d'Amico (LMAP, UPPA)

Thierry Pigot (ECP, UPPA)

Philippe Gaudin (Fédération MIRA-UPPA)

Ce rapport est financé par :



FRANCE FILIERE PECHE

Sommaire

1.	Contexte	1
2.	Objectifs.....	1
3.	Présentation de la zone d'étude	2
3.1.	Localisation et caractéristiques générales	2
3.2.	Caractéristiques océanographiques	3
3.2.1.	La marée	3
3.2.2.	La houle	3
3.2.3.	Les courants.....	3
3.2.4.	La température de l'eau	4
3.3.	Caractéristiques climatologiques	5
3.3.1.	Les précipitations.....	5
3.3.2.	La température de l'air.....	5
3.3.3.	Le rayonnement global.....	6
3.3.4.	La direction du vent maximum.....	6
3.3.5.	La force du vent.....	7
3.4.	Le réseau hydrographique.....	7
3.5.	Les apports anthropiques.....	8
3.6.	Caractéristiques démographiques	10
4.	Stratégie d'échantillonnage	11
4.1.	Stations d'échantillonnage	12
4.2.	Fréquence d'échantillonnage	13
4.3.	Profondeurs d'échantillonnage.....	13
4.4.	Paramètres mesurés.....	15
4.4.1.	Paramètres physiques et chimiques du milieu.....	15
4.4.2.	Paramètres biochimiques du milieu.....	16
4.4.3.	Processus biologiques	19
4.4.4.	Diversité taxonomique	22
5.	Recueil de données environnementales	25
5.1.	Recueil de données sur la période d'étude.....	25
5.1.1.	Données climatiques	25
5.1.2.	Données physique des masses d'eaux côtières	25
5.1.3.	Données de débits des cours d'eau.....	25

6.	Observation de la présence de mucilages.....	26
7.	Traitement des données	26
7.1.	Profils verticaux des masses d'eaux côtières	26
7.2.	Analyses statistiques	26
7.2.1.1.	Comparaison des stations d'échantillonnage	26
7.2.2.	Comparaison des profondeurs d'échantillonnage	27
7.2.3.	Détermination de saisons homogènes.....	27
7.2.4.	Corrélations entre les paramètres mesurés et la présence de mucilages	28
7.2.5.	Corrélations entre les paramètres mesurés et la quantité de TEP et d'EPS	28
7.2.6.	Corrélations entre les paramètres mesurés.....	29
8.	Résultats.....	29
8.1.	Présence de mucilage pendant la période d'étude.....	29
8.2.	Caractérisation hydro-climatique de la période d'étude	30
8.2.1.	Caractérisation climatique	30
8.2.2.	Caractérisation hydrologique	31
8.3.	Caractérisation océanographique de la période d'étude	32
8.4.	Caractérisation des masses d'eaux côtières sur la période d'étude	33
8.4.1.	Structuration verticale des masses d'eaux côtières.....	33
8.4.2.	Caractérisation biogéochimique des masses d'eaux côtières.....	35
8.5.	Caractérisation des processus biologiques	50
8.5.1.	Production primaire photo-autotrophe	50
8.5.2.	Limitation de la production primaire	51
8.5.3.	Exsudation de polysaccharides.....	52
8.6.	Caractérisation de la diversité planctonique.....	53
8.6.1.	Virioplancton	53
8.6.2.	Bactérioplancton hétérotrophe	54
8.6.3.	Cyanobactéries du genre <i>Synechococcus</i>	55
8.6.4.	Phytoplancton	56
8.6.5.	Zooplancton.....	58
8.7.	Comparaison des stations côtières	60
9.	Fonctionnement de l'écosystème pélagique	60
9.1.	Détermination de saisons homogènes sur la période d'étude	60
9.2.	Caractérisation saisonnière des facteurs abiotiques	61
9.3.	Caractérisation saisonnière des processus biologiques	63

9.4.	Caractérisation saisonnière des communautés planctoniques.....	63
9.2.	Facteurs abiotiques contrôlant la production primaire	65
9.2.1.	Facteurs océano-climatiques contrôlant la production primaire	65
9.2.2.	Facteurs biogéochimiques contrôlant la production primaire.....	66
9.2.3.	Production primaire et biomasse phytoplanctonique	67
9.2.4.	Production primaire et communautés autotrophes	68
10.	Problématique des mucilages sur le littoral basco-landais	70
10.1.	Facteurs abiotiques contrôlant l'apparition de mucilages.....	70
10.1.1.	Facteurs hydro-climatiques contrôlant l'apparition de mucilages.....	70
10.1.2.	Facteurs géochimiques contrôlant l'apparition de mucilages	70
10.1.3.	Facteurs biochimiques contrôlant l'apparition de mucilages	74
10.2.	Processus biologiques impliqués dans la formation des mucilages marins.....	76
10.2.1.	Fraction totale	76
10.2.2.	Fraction inférieure à 10 µm.....	78
10.3.	Diversité biologique associée aux mucilages marins	79
10.3.1.	Communautés planctoniques associées aux mucilages.....	79
10.3.2.	Caractérisation des communautés microphytoplanctoniques	81
10.3.3.	Caractérisation des communautés mésozooplanctoniques	85
11.	Risques liés à la présence de mucilages	89
11.1.	Impact sur les communautés planctoniques.....	89
11.2.	Présence d'espèces phytoplanctoniques nuisibles	90
11.3.	Présence de bactéries et de virus.....	92
12.	Conclusions et perspectives	92
	Bibliographie.....	99

1. Contexte

Les pêcheurs travaillant à proximité du littoral basque et sud-landais constatent depuis de nombreuses années la présence d'une substance visqueuse, localement appelée «Liga» (du basque ligarda = liquide gluant), colmatant occasionnellement leurs filets de pêche, principalement en fin d'hiver / début du printemps et en fin d'été / début d'automne. Depuis le milieu des années 2000, le phénomène tend à s'accroître et à persister tout au long de l'année et a fait l'objet de deux études ponctuelles en 2001 (Auby and Neaud-Masson, 2001) et 2006 (D'Elbée, 2006).

Depuis 2010, deux études, menées à la demande des pêcheurs professionnels du quartier maritime de Bayonne, ont permis d'en réaliser une première description du phénomène (Susperrégui et al., 2012, 2010). Il s'agit d'une substance colloïdale qui se développe près de la côte, entre deux eaux, et abrite une grande variété de taxons animaux et végétaux (bactéries, protozoaires, phytoplancton, zooplancton, larves, œufs, vers, débris continentaux, débris végétaux...), d'origine variée (marine, continentale, pélagique, benthique). Sa forte teneur en matière organique ne peut pas être expliquée uniquement par les apports exogènes (cours d'eau).

Des phénomènes comparables connus sous le nom de mucilages marins sont décrits en mer Méditerranée : mer Adriatique (Fonda Umani et al., 1989), mer Tyrrhénienne (Innamorati, 1995), mer Egée (Gotsis-Skretas, 1995), mer de Marmara (Tüfekçi and Balkis, 2010), mer Ligure, mer catalane (Agencia Catalan del agua, 2013) et Golfe du Lion (Rousselet, com. Pers., 2013). Ils sont aussi documentés en mer de Tasmanie (MacKenzie et al., 2002), mer du Japon (Mishima et al., 1990) ou encore Golfe du Mexique (Green and Dagg, 1997) et de Californie (Trent et al., 1978). Les mucilages résultent de la conjugaison de processus biologiques conduisant à la production de matière organique polymérique et l'évolution temporelle de facteurs météorologiques, biogéochimiques et océanographiques qui favorisent son agrégation (Cozzi et al., 2004; Deserti et al., 2005).

2. Objectifs

Le programme de recherche « Liga » se compose de 3 grands axes de travail qui cherchent à déterminer :

- La dynamique fonctionnelle du liga
- La dynamique spatiale du Liga
- La dynamique historique du liga

L'analyse du changement global sur la zone d'étude s'inscrit dans l'axe « Dynamique historique du liga » et fait l'objet d'un rapport distinct. Le présent rapport s'inscrit dans l'axe « Dynamique fonctionnelle du liga » et a pour objectif de déterminer les conditions abiotiques (= non biologiques), les processus et la diversité biologiques impliqués dans l'apparition de mucilages marins sur le littoral basco-landais. Cela se décline en 3 grandes familles d'objectifs à savoir qu'il s'agit de :

- Déterminer quelles sont les conditions hydro-climatiques (Débits, température, vent, rayonnement solaire...), océanographiques (Houle, Structuration verticale des masses d'eau (Température, salinité, Densité)) et biogéochimiques (Sels nutritifs, Pigments chlorophylliens et matière organique) qui favorisent l'émergence de mucilages marins sur le littoral basco-landais.

- Définir, d'une part, si l'apparition de liga est liée à la production primaire (=production de producteurs primaires (Phytoplancton, bactéries, cyanobactéries) via la photosynthèse) et d'autre part si les conditions abiotiques conduisent à une limitation de la production primaire. Si tel est le cas, l'objectif est d'identifier la nature et le facteur responsable de cette limitation de production primaire. Enfin, il s'agira de déterminer si cette limitation a pour conséquence la production de substances exopolymériques solubles (EPS) par les producteurs primaires et la formation de particules exopolymériques transparentes (TEP) connus comme étant des précurseurs des mucilages.
- Identifier les assemblages planctoniques associés au liga et identifier les groupes fonctionnels, les familles et les espèces impliqués dans sa formation. Il s'agira de définir le spectre de taille ainsi que les caractéristiques des espèces identifiées.

3. Présentation de la zone d'étude

3.1. Localisation et caractéristiques générales

La zone d'étude se situe au fond du Golfe de Gascogne (Figure 1) qui est caractérisé par un plateau continental très étroit (30 à 50 km). Elle est comprise entre le Gouf de Capbreton au nord et la frontière avec l'Espagne au sud matérialisée par la baie d'Hendaye (Figure 1). Du point de vue géomorphologique, la zone d'étude est constituée de deux zones distinctes séparées par l'embouchure de l'Adour. Au nord de l'Adour, sur la partie landaise de la zone d'étude, le littoral sableux s'étend sur 15 km jusqu'au Gouf de Capbreton. Au sud, la partie basque de la zone d'étude débute au Nord, entre l'embouchure de l'Adour et la Pointe Saint-Martin de Biarritz par une côte sableuse et se poursuit au sud par un littoral rocheux.

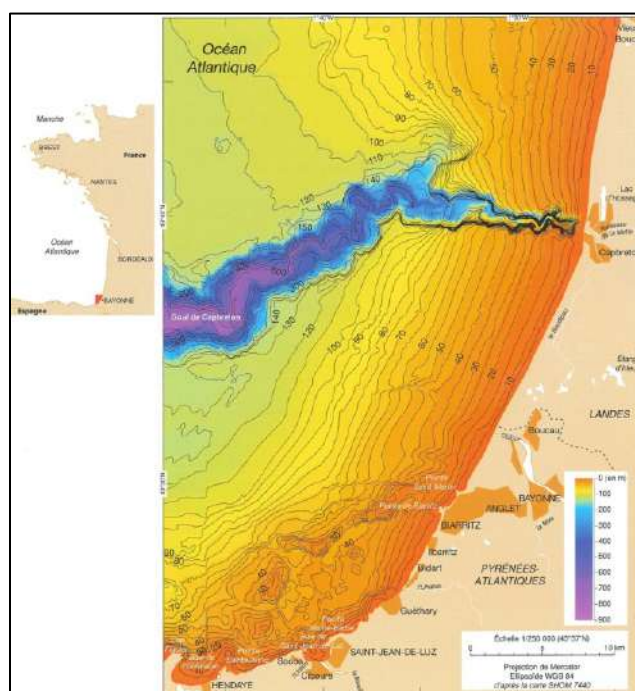


Figure 1 : Cartographie de la zone d'étude (Augris et al., 2009)

Au niveau de l'occupation du sol (Figure 2), la zone d'étude est aussi coupée en deux par l'Adour. Au nord, la zone littorale sableuse est dominée par la forêt dunaire. Seules deux zones urbanisées apparaissent au niveau des communes de Capbreton-Hossegor. Au sud, la zone littorale est fortement urbanisée exception faite de la corniche située entre les communes de Ciboure et Hendaye.

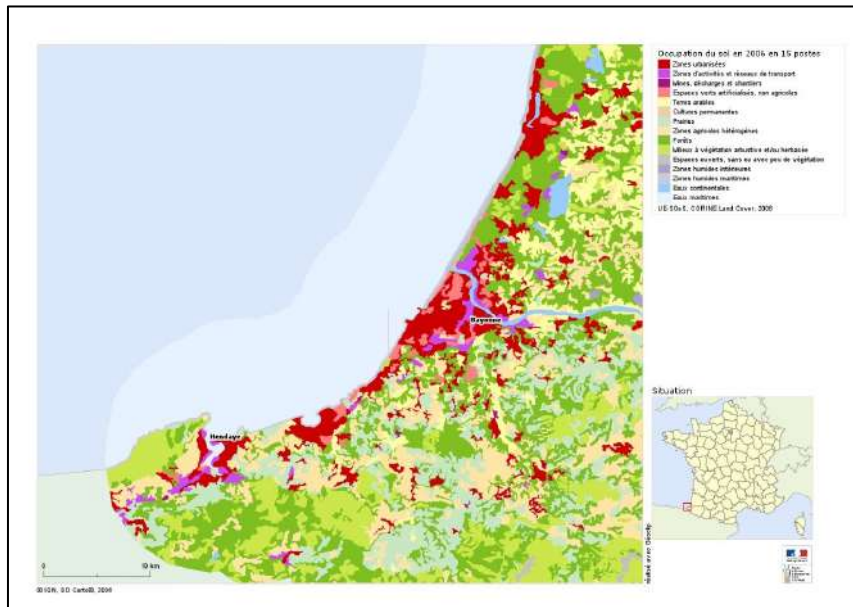


Figure 2 : Occupation du sol de la zone d'étude (Source : Observatoire national de la mer et du littoral)

3.2. Caractéristiques océanographiques

3.2.1. La marée

La marée sur la zone d'étude est de type semi-diurne. Le marnage est faible et diminue du sud vers le nord. (Idier et Pedreros, 2005).

3.2.2. La houle

La hauteur moyenne de houle significative annuelle à Anglet est de 1,7 +/- 0,16 m sur la période 1958-2014. Les fortes houles sont hivernales (Novembre à Mars) et les plus faibles estivales (Juin à Août) (Figure 3). La plus forte houle a été enregistrée le 26 février 1989 (10,8 m) alors que la plus faible a été enregistrée le 20 octobre 2009 (0 m).

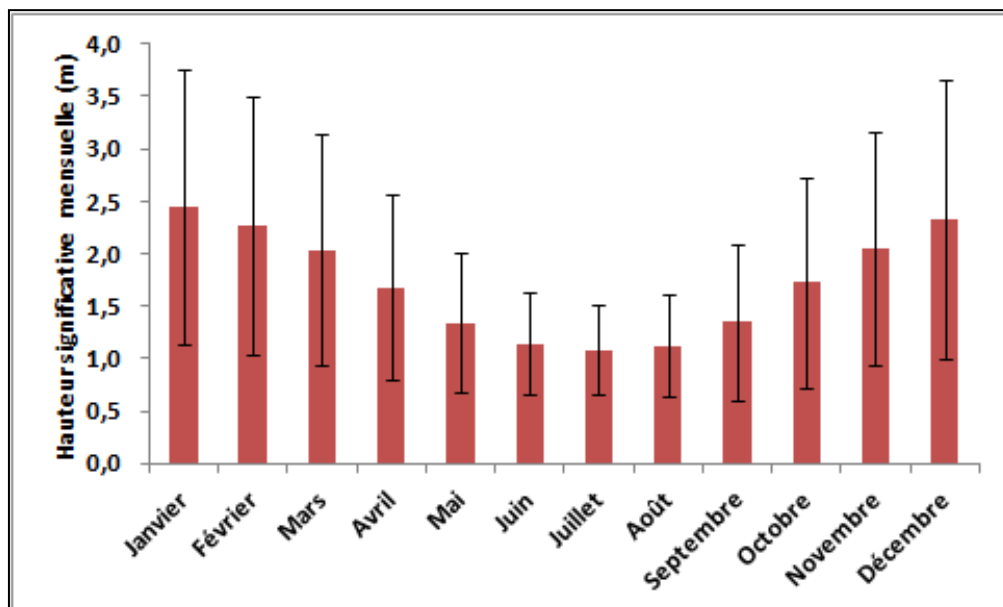


Figure 3 : Hauteur moyenne de houle significative mensuelle entre 1958 et 2014.

3.2.3. Les courants

Les courants de la zone d'étude sont de plusieurs types et d'origines diverses. Ils sont régis par la circulation générale du Golfe de Gascogne qui appartient au système Nord-Atlantique du Gulf Stream où les

courants sont faibles et dépendants des vents. Les courants de marée sont faibles au large mais s'intensifient à l'approche de l'embouchure jusqu'à atteindre des vitesses maximales de 0,5 à 0,8 m/s en flot et 1,5 à 2 m/s en jusant (mesures de la D.D.E.) (Idier et Pedreros, 2005).

Le vent est le principal facteur contrôlant le courant de dérive (= induit par la tension du vent sur la surface de l'océan) et le courant résultant de la houle. Serpette, Pingree et Le Cann (1989) ont mesuré le courant de dérive qui varie entre 7 et 18,5 cm/s. Il est d'autant plus important que le vent souffle parallèlement aux isobathes. La SOGREAH (1993) estime que le courant de houle orienté vers le sud atteignent 1 à 1,5 m/s.

3.2.4. La température de l'eau

La température moyenne annuelle de l'eau en surface à Anglet est de 16,4 +/- 0,3°C (Figure 4). Les eaux de surface commencent à se réchauffer au mois de mars pour atteindre des valeurs maximales en août (22,5°C) (Figure 4). Elles se refroidissent à partir d'août pour et atteignent des valeurs minimales en février (11,32 °C). Le maximum enregistré est de 25,5°C le 12 août 2012 et le minimum est de 8°C le 12 février 2012.

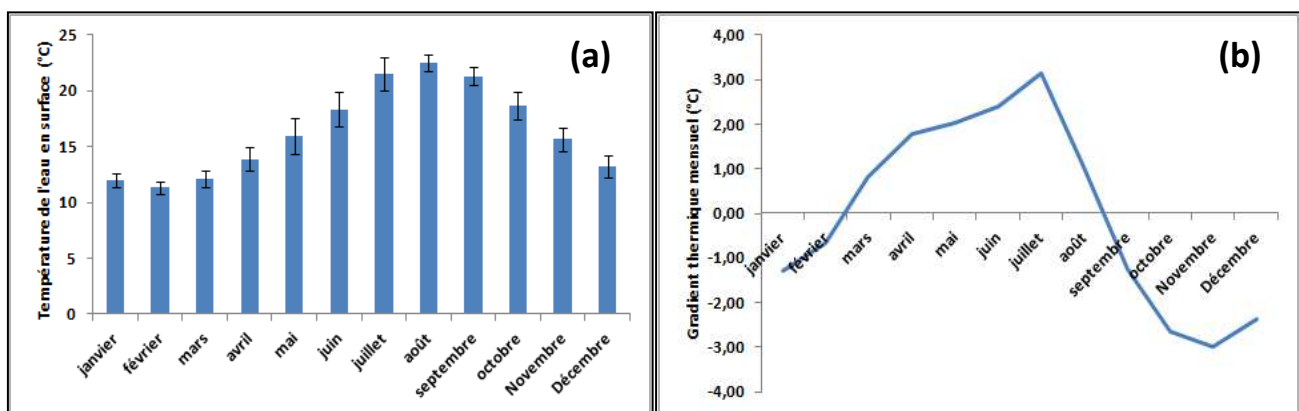


Figure 4 : Température moyenne mensuelle de l'eau en surface (a) et gradient thermique mensuel à Anglet (b) entre 2009 et 2014.

3.3. Caractéristiques climatologiques

3.3.1. Les précipitations

Sur la période 1956 – 2014, le cumul moyen annuel des précipitations de Biarritz est 1451 mm +/- 219 mm. Les cumuls mensuels varient entre un minimum de 72 mm en juillet et un maximum de 186 mm en novembre (Figure 5). Le plus fort cumul de précipitations a été enregistré le 05 août 1963 (185,7 mm).

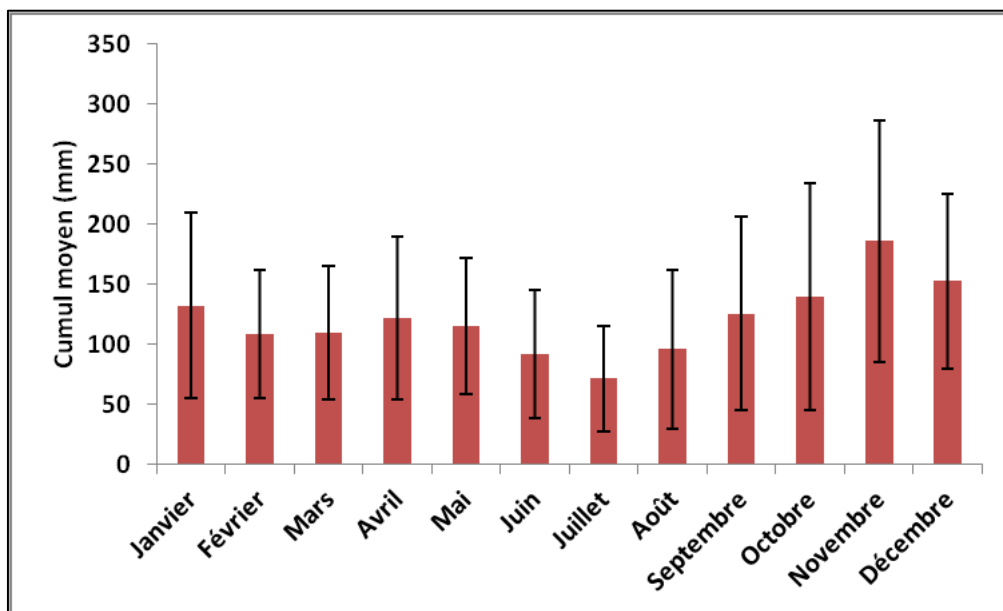


Figure 5 : Cumul moyen des précipitations mensuelles entre 1956 et 2014 à Biarritz.

3.3.2. La température de l'air

Sur la période 1956-2014, la température moyenne annuelle de Biarritz est de 13,98 °C +/- 0,64°C. La température moyenne mensuelle varie entre 8,3°C en janvier et 20,3 °C en août (Figure 6). La plus forte température moyenne a été enregistrée le 04 août 2003 (31°C) alors que la plus faible l'a été le 08 janvier 1985 (-7,6°C).

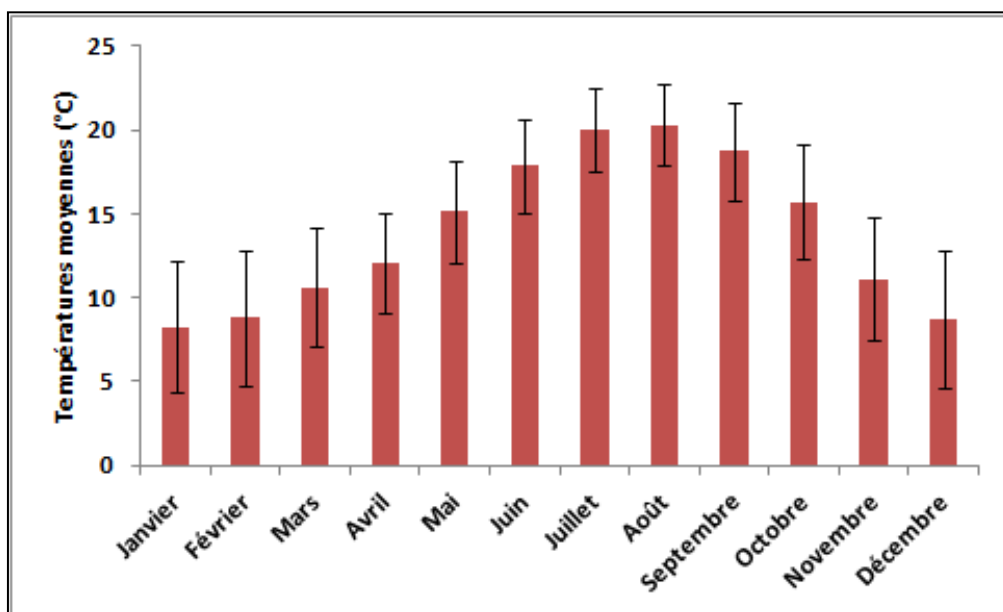


Figure 6 : Températures moyennes mensuelles entre 1956 et 2014 à Biarritz.

3.3.3. Le rayonnement global

Le rayonnement global moyen annuel à Biarritz est de 1271 Joules /cm² +/- 43,7 Joules/cm². Le rayonnement global moyen mensuel à Biarritz varie entre 416 Joules/cm² en décembre et 2034 Joules/cm² en juin (Figure 7). Le plus fort rayonnement a été enregistré le 25 juin 2011 (3 071 joules/cm²) alors que le plus faible l'a été le 27 décembre 2014 (18 joules/cm²).

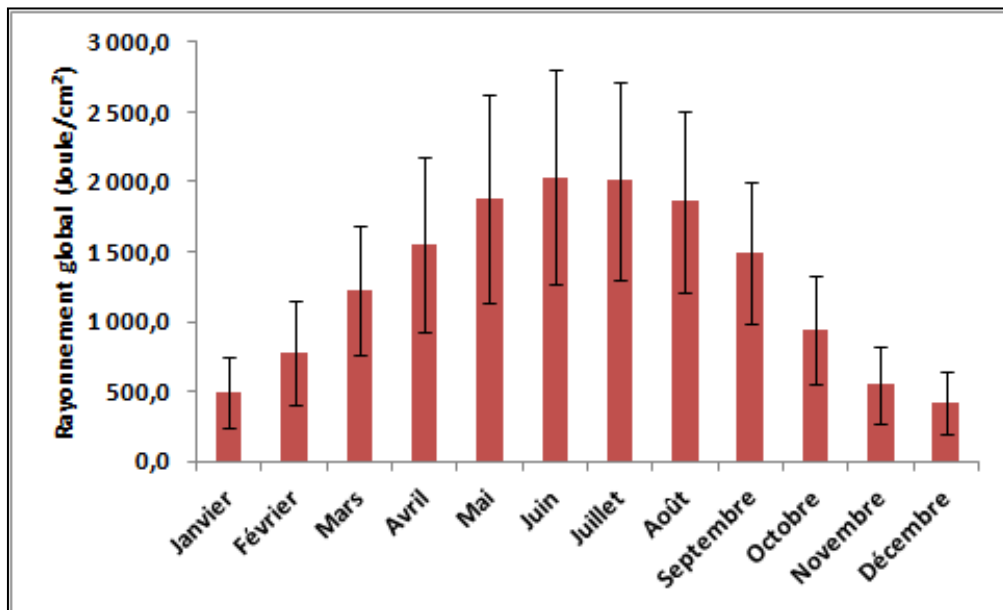


Figure 7 : Rayonnement global moyen mensuel à Biarritz entre 1958 et 2014.

3.3.4. La direction du vent maximum

Les vents dominants à Biarritz sont de secteur Ouest et Ouest Nord Ouest (Figure 8). Le régime des vents montrent une saisonnalité bien marquée avec des vents dominants d'Ouest – nord ouest de mars à septembre puis l'apparition de vents de sud et d'est d'octobre à février.

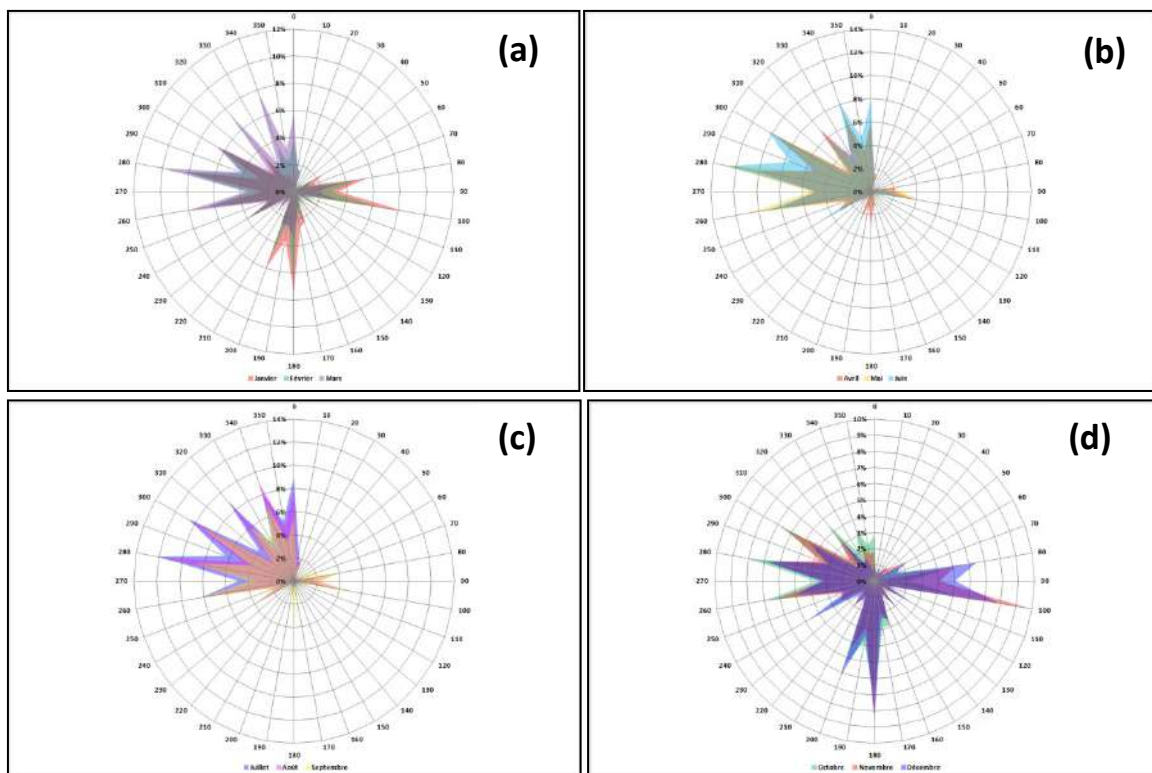


Figure 8 : Fréquence moyenne mensuelle de la direction des vents max à Biarritz entre 1973 et 2014. (a) Janvier à Mars ; (b) Avril à Juin ; (c) Juillet à Septembre ; (d) Octobre à Décembre).

3.3.5. La force du vent

La vitesse moyenne annuelle du vent maximum à Biarritz est de $6,88 \pm 0,45$ m/s sur la période 1973-2014 (Figure 9). Le vent souffle toute l'année à Biarritz avec des pics observés sur les périodes hivernales et une accalmie observée de juin à octobre.

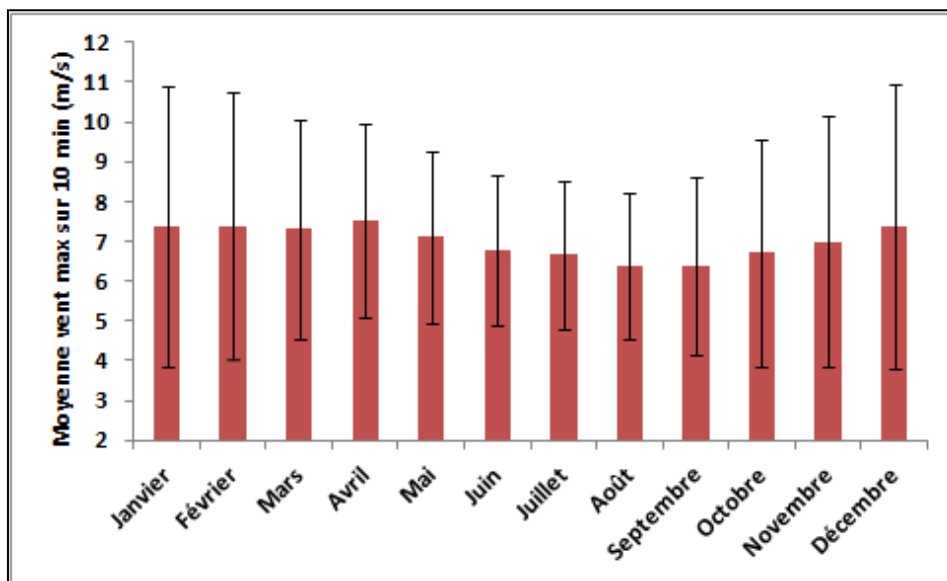


Figure 9 : Vent maximum sur 10 minutes moyen mensuel à Biarritz entre 1973 et 2014.

3.4. Le réseau hydrographique

Le réseau hydrographique du littoral basque est dense et se compose de 173 km de rivières et de fleuves répartis sur l'ensemble des communes du littoral basque français (Figure 10). La constance des précipitations rend les cours d'eau pérennes.

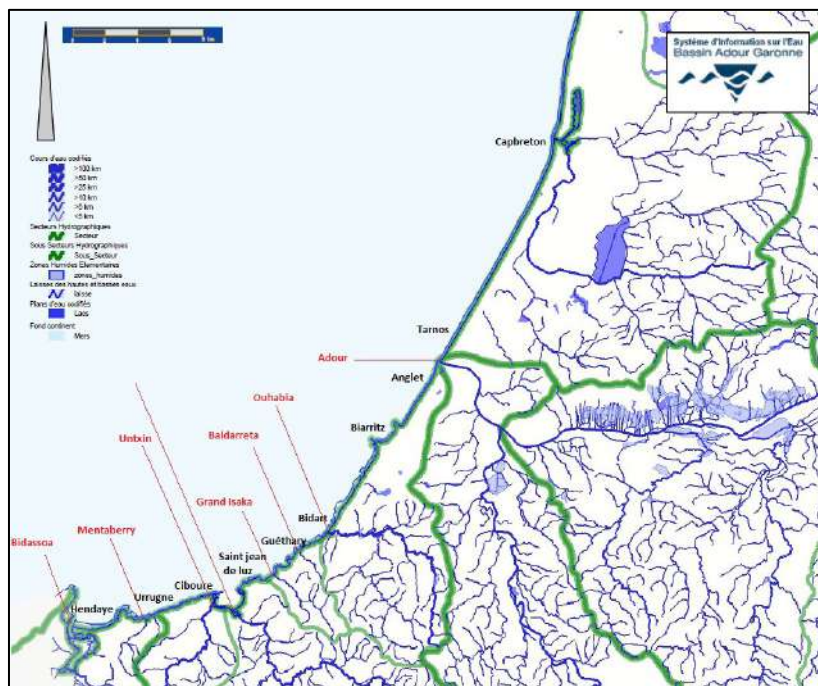


Figure 10 : Réseau hydrographique de la zone d'étude (Source : SIEAG)

Les fleuves côtiers basques qui concernent la zone d'étude sont, référencés du Nord vers le Sud dans le tableau 1.

Tableau 1 : Caractéristiques des cours d'eau de la zone d'étude

Fleuve côtier	Source		Embouchure	Longueur (km)	Superficie du bassin versant (km ²)
	Localisation	Altitude (m)			
Adour	Pic de Midi de Bigorre	1931	Anglet/Tarnos	309	17020
Ouhabia	Ustaritz	133	Bidart	15,3	59
Baldareta	Saint Jean de luz	50	Guéthary	2,2	2,3
Grand Isaka	Saint Jean de luz	60	Saint Jean de Luz	4,4	11
Nivelle	Navarre (Espagne)	45	Saint Jean de Luz	45	138
Untxin	Urrugne	392	Ciboure	9,5	32
Mentaberry	Urrugne	120	Urrugne	5,3	5
Bidassoa	Navarre (Espagne)	350	Hendaye	76	191

Le module annuel de l'Adour est de 310 +/- 67 m³/s sur la période 1956-2014 alors que celui de la Nivelle est de 4,88 +/-1,42 m³/s sur la période 1969-2014 (Figure 11). Les modules des cours d'eau varient entre 123 m³/s en août et 429 m³/s en mai pour l'Adour et 1,98 m³/s en août et 7,4 m³/s en février pour la nivelle.

Sur l'Adour, la plus forte crue enregistrée date du 25 janvier 2014 (3643 m³/s) alors que le plus fort étiage date du 22 août 1990 (36,95 m³/s). Sur la Nivelle, la plus forte crue enregistrée date du 04 mai 2007 (108 m³/s) alors que le plus fort étiage date du 7 juillet 1987 (0,22 m³/s).

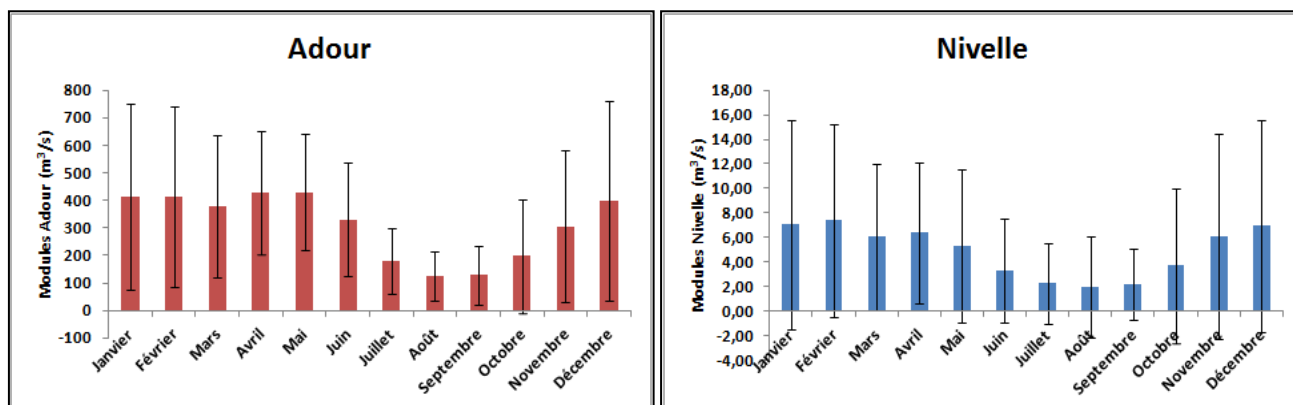


Figure 11 : Modules mensuels de l'Adour sur la période 1956-2014 et de la Nivelle sur la période 1969-2014.

3.5. Les apports anthropiques

Sur la zone d'étude, six stations déversent leurs effluents traités en mer, quatre dans l'Adour et une dans la Nivelle (Figure 12). La station de Bidart qui rejetait autrefois dans l'Ouhabia déverse désormais ces effluents traités en mer via un émissaire.

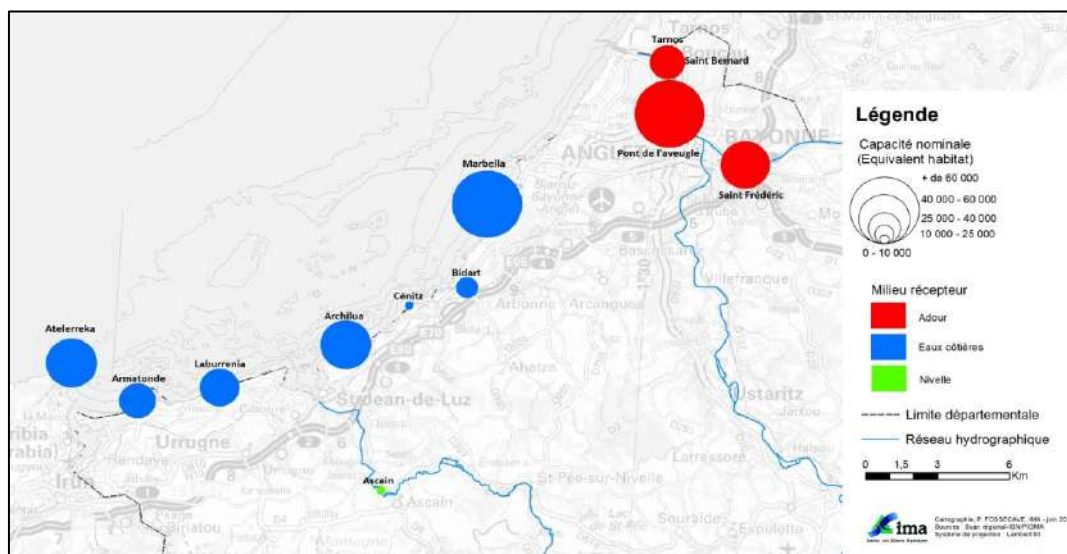


Figure 12 : Cartographie des stations d'épuration de la zone d'étude

Les caractéristiques des STEP de la zone d'étude sont présentées dans le tableau 2.

Tableau 2 : Caractérisation des stations d'épuration en activité de la zone d'étude rejetant en zone côtière ou dans la zone de balancement des marées des estuaires.

Nom STEP	Commune	Capacité nominale (Equivalent habitant)	Débit nominal (m ³ /jour)	Milieu récepteur	Localisation rejet (Lambert 93)	
					X	Y
Marbella	Biarritz	90 400	30 000	Eaux côtières	329 143,34	6 273 716
Bidart	Bidart	25 000	3 750	Eaux côtières	328 315,62	6 270 036
Cénitz	Guéthary	10 000	1 650	Eaux côtières	325 886,44	6 269 351
Archilua	Sant Jean de luz	58 000	8 500	Eaux côtières	323 267,84	6 267 586
Laburrenia	Urrugne	40 000	7 000	Eaux côtières	318 016,30	6 265 778
Armatonde	Hendaye	35 400	7 200	Eaux côtières	314 552,00	6 265 125
Atellerreka	Fontarrabie (Espagne)	121 250		Eaux côtières		
Saint Frédéric	Bayonne	60 000	21 000	Adour	339 848,97	6 275 423
Pont de l'aveugle	Bayonne	111 667	46 300	Adour	336 744,22	6 277 629
Saint Bernard	Bayonne	5 833	1 000	Adour	337 193,40	6 278 417
Tarnos 2	Tarnos	34 300	6 420	Adour	336 670,00	6 279 876
Ascaïn	Ascaïn	10 000	2 160	Nivelle	324 683,06	6 261 268

Sur la période 2000-2013, les volumes moyens annuels rejetés sont de 25 520 +/- 4 750 m³/jour en mer et de 24 509 +/- 4 594 m³/jour dans la zone de marée dynamique des cours d'eau côtiers (Figure 13). Les volumes rejetés moyens annuels varient entre des maximums moyens observés en décembre en mer (29 558 m³/jour) et novembre en rivière (29 167 m³/jour) et des minimums moyens observés en septembre en mer (22 781 m³/jour) et en rivière (21 608 m³/jour).

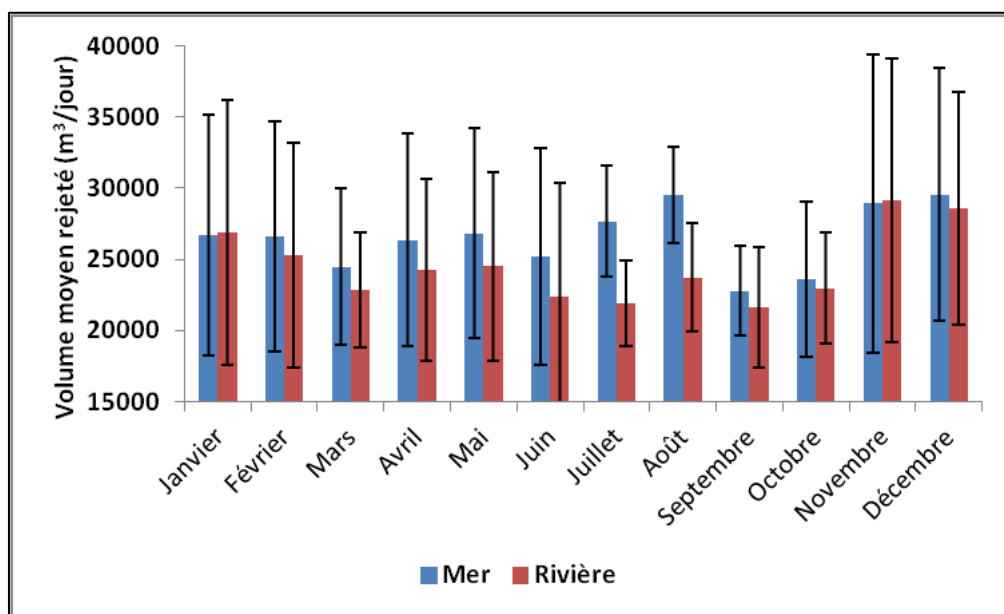


Figure 13 : Volumes moyens mensuels rejetés par les STEP en mer et en dans la zone de marée dynamique des cours d'eau côtiers entre 2000 et 2013.

3.6. Caractéristiques démographiques

12 communes littorales bordent la zone d'étude. 4 se situent dans les Landes au nord de L'Adour et 8 dans les Pyrénées Atlantiques (Figure 14).

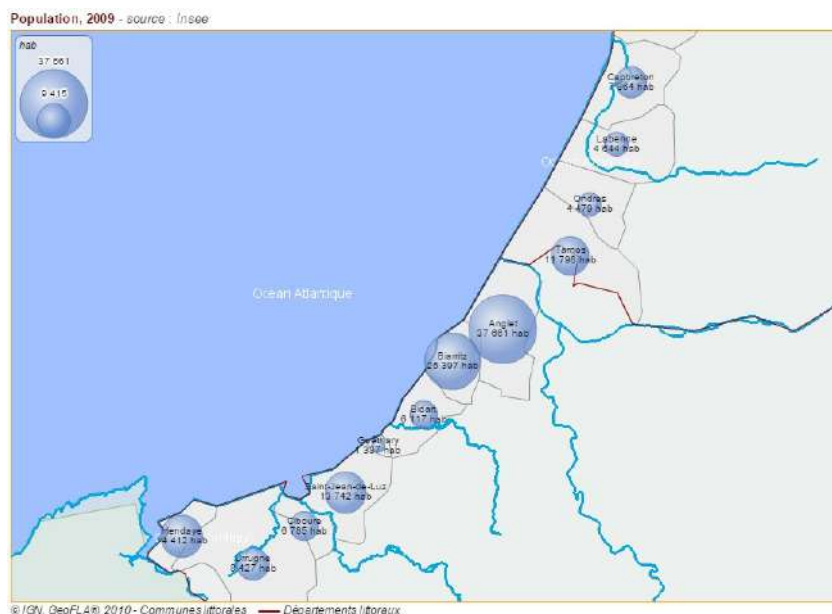


Figure 14 : Démographie des communes littorales de la zone d'étude en 2009
(Source : Observatoire national de la mer et du littoral)

La population se répartit de façon inégale de part et d'autre de l'Adour avec 28 785 habitants sur les communes littorales dans les Landes et 113 878 habitants sur les communes littorales des Pyrénées Atlantiques (Figure 15). Les communes d'Anglet, Biarritz, Hendaye, Saint Jean de Luz et Tarnos sont les plus peuplées.

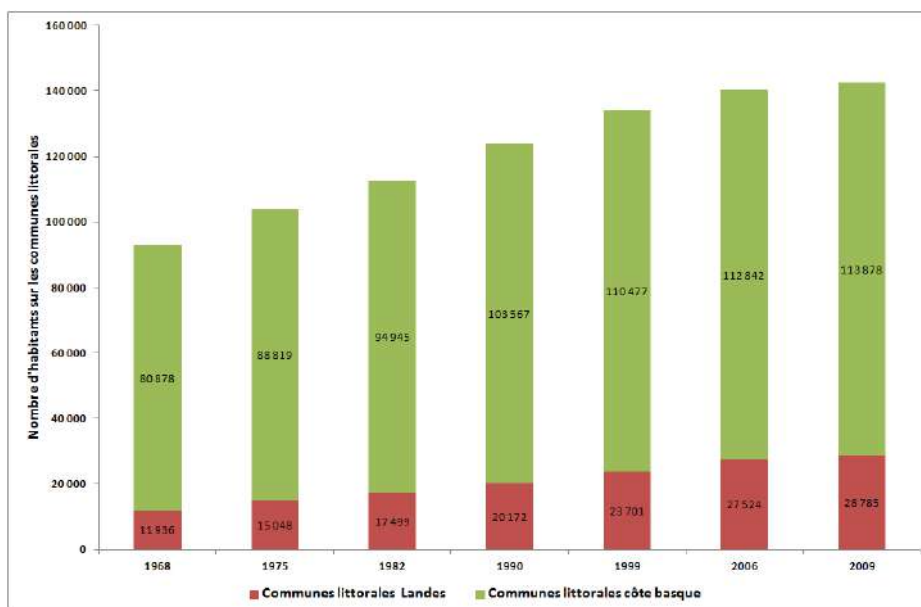


Figure 15 : Evolution de la démographie des communes littorales de la zone d'étude
(Source : Observatoire national de la mer et du littoral)

Comme sur la plupart des zones côtières, le bilan démographique de la zone d'étude est positif. En effet, la population permanente a augmenté de 141 % sur l'ensemble des communes littorales landaises et de 41 % sur l'ensemble des communes littorales basques.

A cette population permanente s'ajoute en période estivale celle liée au tourisme (Figure 16). En effet, toutes les communes littorales de la zone d'étude sont des stations balnéaires qui accueillent des vacanciers

4. Stratégie d'échantillonnage

11

La collecte d'observations des pêcheurs professionnels a permis de mettre en évidence la saisonnalité du phénomène avec une période de production en mars et une augmentation du phénomène jusqu'au début de l'été, puis une baisse du phénomène en été et de nouveau une période de production en septembre et une disparition du phénomène dès les premiers tempêtes.

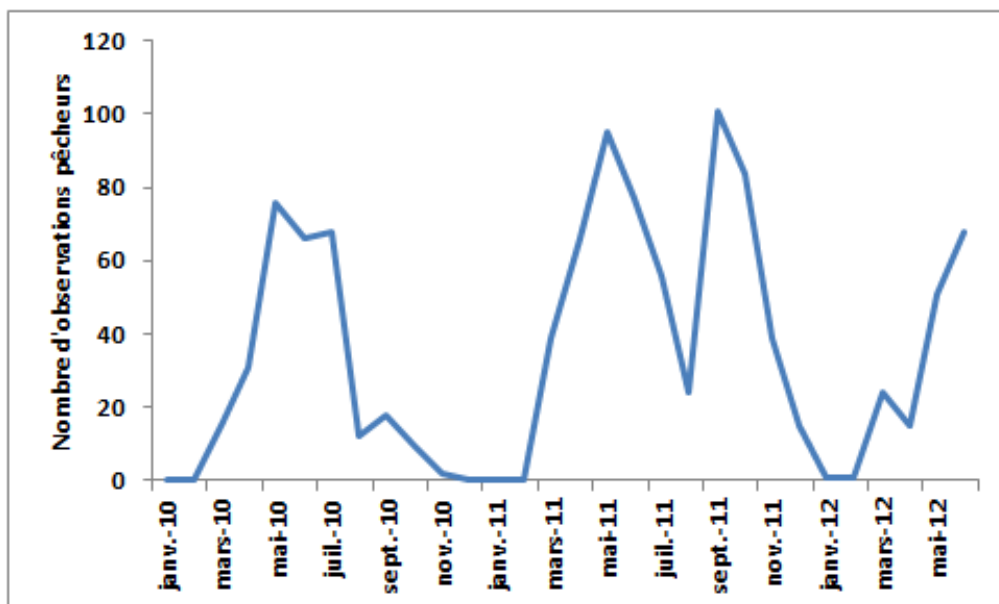


Figure 18 : Nombre d'observations de liga par les pêcheurs professionnels de la zone entre janvier 2010 et juin 2012 (Source : Susperrégui et al., 2012)

Le choix des hypothèses de travail et le plan d'échantillonnage du programme de recherche repose sur les résultats de cette collaboration et l'état de l'art sur les phénomènes similaires dans le monde.

4.1. Stations d'échantillonnage

Dans le cadre du programme de recherche, 3 stations ont été échantillonnées : 1 station continentale (Adour à Urt : 43° 30' 093 N ; 1°17'526 O WGS 84) et 2 Stations côtières (Biarritz : 43°29'210 N ; 1°36'093 O WGS 84 et Tarnos : 43°33'445 N ; 1°32'428 O WGS 84) situées de chaque côté de l'embouchure de l'Adour (Figure 19).

En ce qui concerne la station Adour, l'objectif est de caractériser les apports terrestres en milieu côtier en termes de sels nutritifs, de matière organique et de pigments chlorophylliens et d'évaluer leur rôle dans la formation du liga. Cette station est échantillonnée la veille de l'échantillonnage des stations côtières à basse mer en surface. Des prélèvements supplémentaires ont été réalisés en période de crues.

En ce qui concerne les 2 stations côtières, elles sont situées au nord et au sud de l'embouchure de l'Adour sur des fonds de 20 m de profondeur. L'objectif est d'une part de comparer deux situations a priori différentes, à savoir une station régulièrement impactée par le phénomène au sud de l'Adour (Biarritz) et une station épisodiquement impactée au nord de l'Adour (Tarnos) et d'autre part de relier les résultats obtenus à la dynamique du panache de l'Adour. Les 2 stations côtières sont échantillonnées à pleine mer (Biarritz) et pleine mer +1 (Tarnos). Initialement, la station nord (Tarnos) devait se localiser plus au nord (Labenne) mais a été rapprochée du fait de l'impossibilité d'échantillonner simultanément les 2 stations dans les délais de marée définis.

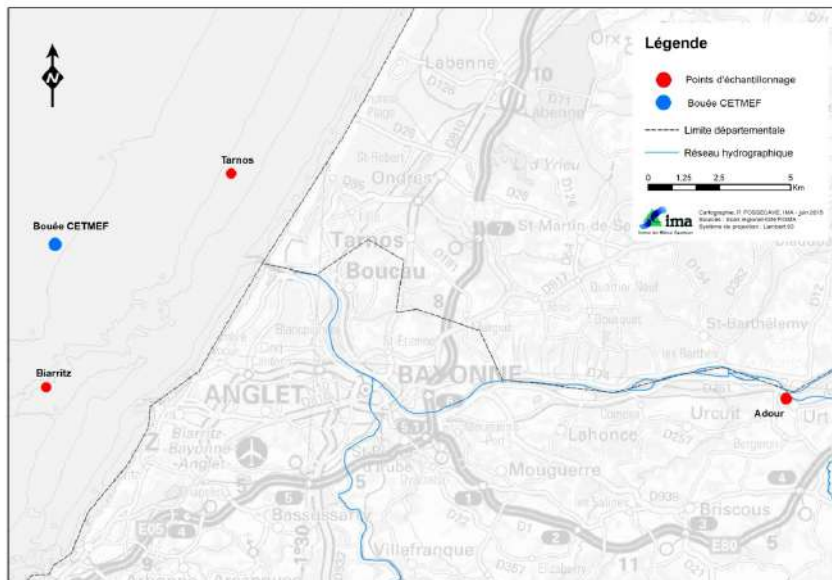


Figure 19 : Cartographie des points d'échantillonnage

4.2. Fréquence d'échantillonnage

Deux fréquences d'échantillonnage distinctes ont été retenues (Figure 20):

- un échantillonnage mensuel sur les 3 stations visant à suivre la dynamique saisonnière du phénomène sur un cycle annuel entier,
- un échantillonnage intensifié sur la station de Biarritz lors des périodes d'apparition du phénomène (Printemps et Automne) visant à identifier les organismes et les mécanismes impliqués dans la formation du phénomène.

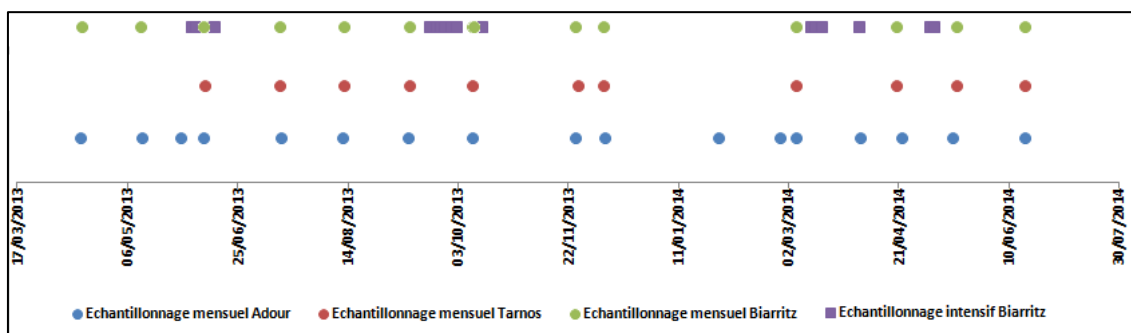


Figure 20 : Chronologie des campagnes d'échantillonnages

La station continentale de l'Adour à Urt a fait l'objet de 17 échantillonnages entre le 15 avril 2013 et le 18 juin 2014. Biarritz a fait l'objet de 29 campagnes d'échantillonnages du 17 avril 2013 au 18 juin 2014 contre 11 pour Tarnos du 12 juin 2013 au 18 juin 2014. Du fait des tempêtes répétées, les stations côtières n'ont pas pu être échantillonnées en janvier et février 2014.

4.3. Profondeurs d'échantillonnage

Les prélèvements sont réalisés à trois profondeurs différentes selon la station considérée : en surface, dans la couche intermédiaire et 1 mètre au dessus du fond (Figure 21).

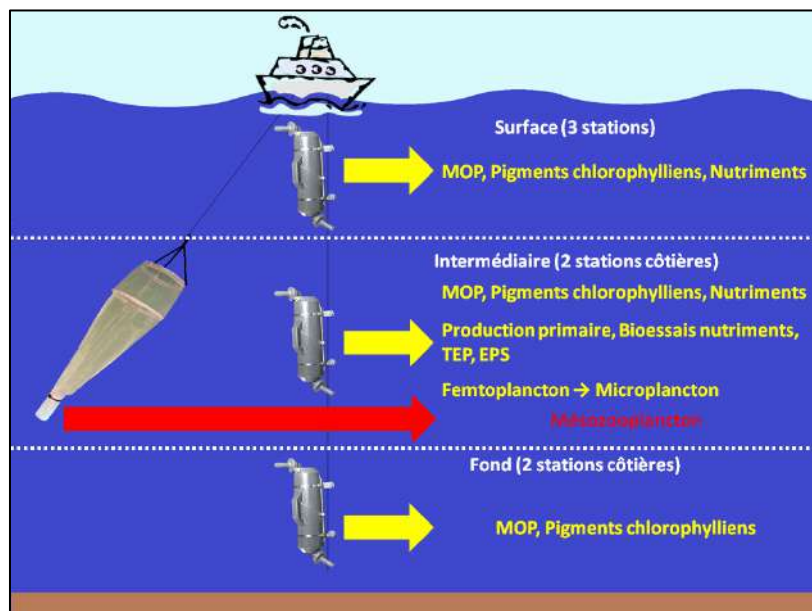


Figure 21 : Profondeurs d'échantillonnage et paramètres prélevés

Les 3 stations sont échantillonnées en surface. Les prélèvements de matière organique particulaire (MOP), de pigments chlorophylliens et de sels nutritifs (Ammonium, Nitrates, Nitrites, Phosphates et silicates) sont réalisés à la bouteille Niskin. Les objectifs sont d'une part de caractériser les apports de l'Adour du point de vue biogéochimique et d'autre part de déterminer les conditions biogéochimiques de surface (= signature phytoplanctonique) en zone côtière afin d'évaluer l'implication de chacun dans la formation du phénomène.

Biarritz et Tarnos sont aussi échantillonnées 1 m au dessus du fond. Les prélèvements de MOP et de pigments chlorophylliens sont réalisés avec une bouteille Niskin. L'objectif est de déterminer les conditions biogéochimiques du fond et d'évaluer le rôle de la remise en suspension du sédiment dans la formation du liga.

Enfin, Biarritz et Tarnos sont échantillonnées dans la couche intermédiaire (=pélagique), zone suspectée de présence de liga. En fonction des paramètres à recueillir, les prélèvements sont réalisés soit avec une bouteille Niskin soit avec un filet à plancton de 63 µm de maille.

La bouteille Niskin prélève dans la couche intermédiaire les échantillons nécessaires à :

- la caractérisation biogéochimique de la couche intermédiaire via l'analyse de la MOP, des sels nutritifs et des pigments chlorophylliens.
- la caractérisation des processus biologiques tels que la production primaire, la limitation de la production primaire et la sécrétion cellulaire des particules exopolymériques transparentes (TEP) et des substances exopolymériques solubles (EPS)
- la caractérisation des assemblages planctoniques impliqués en dissociant les spectres de taille relatifs au femtoplancton (< 0,2 µm), au picoplancton (0,2 à 2 µm), au nanoplancton (2 à 20 µm) et au microplancton (20 à 200 µm)

Le filet à plancton complète les prélèvements réalisés à la bouteille Niskin et permet l'échantillonnage du mésozooplancton (200 µm à 2 cm) dans la couche intermédiaire afin d'identifier et de dénombrer à la loupe binoculaire les espèces impliquées dans le phénomène.

Enfin, des profils verticaux de température et salinité sont réalisés lors des échantillonnages des stations côtières.

4.4. Paramètres mesurés

4.4.1. Paramètres physiques et chimiques du milieu

4.4.1.1. *Profils Conductivity Temperature Depth (CTD)*

La température et la salinité sont des paramètres basiques pour la caractérisation du milieu et indispensables pour l'interprétation d'autres paramètres. Les profils analysés sont les profils à la remontée de la sonde laissant ainsi le temps aux capteurs de se calibrer pendant la descente. Les profils ont été réalisés grâce à une sonde SEABIRD SBE 25 avec une longueur de câble de 100 mètres entre le 17/04/2013 et le 14/06/2013. La fréquence d'acquisition est de 8 données par seconde ce qui permet de visualiser des profils instantanés. Les paramètres recueillis sont la profondeur, la température, la salinité, la conductivité, la turbidité, la fluorescence et la pénétration de la lumière (PAR).

Suite à de nombreux incidents de la sonde SEABIRD SBE 25, à partir de juillet, les profils ont été réalisés avec une sonde HORIBA U 53G d'une longueur de câble de 30 mètres. La fréquence d'acquisition est d'une donnée toutes les 30 secondes ce qui engendre un décalage de 20 minutes entre le début et la fin du profil. Les paramètres recueillis sont la profondeur, la température et la salinité.

Enfin, depuis novembre 2013, la sonde HORIBA U53G a été couplée avec une sonde RBR XR 620 d'une longueur de câble de 18 mètres et d'une fréquence d'acquisition d'une donnée toutes les 10 secondes. Les paramètres recueillis sont la température, la salinité, la conductivité et la fluorescence a. Dans des situations de fort courant, même lestées, les sondes n'ont pu atteindre le fond de 20 mètres du fait de la longueur de 18 mètres du câble de la sonde RBR XR 620.

La sonde est fixée sur le câble du treuil permettant la descente. Elle est allumée puis positionnée en sub-surface pendant 2 minutes jusqu'à ce qu'elle se stabilise. L'heure et la position GPS de la mise à l'eau sont notées. Une fois stabilisée, elle est descendue jusqu'au fond avec une vitesse proche de 50 cm/s. Lorsque la sonde atteint le fond, elle est remontée à la même vitesse qu'à la descente. L'heure et la position GPS de sortie de l'eau de la sonde sont notées. La sonde est connectée immédiatement à l'ordinateur pour visualiser les profils et déterminer la profondeur de thermocline (SEABIRD SBE 25, HORIBA U53 G) et/ou de maximum de chlorophylle a (SEABIRD SBE 25, RBR XR 620). Ces profondeurs déterminent la profondeur de prélèvement de la couche intermédiaire. De retour à terre, la sonde est abondamment rincée à l'eau douce.

4.4.1.2. *Sels nutritifs dissouts*

Les nutriments sont des descripteurs hydrologiques indispensables à l'étude d'un écosystème marin car les réseaux trophiques reposent sur les producteurs primaires représentés par le phytoplancton dans les eaux de surface. Or, la production primaire est essentiellement phototrophe et s'effectue à partir des constituants minéraux présents en solution dans l'eau de mer (CO_2 , NO_3 , PO_4 , SiOH_4 , NH_4) en utilisant la lumière comme source d'énergie.

Les zones impactées par les mucilages marins sont enrichies en nutriments (Herndl and Peduzzi, 1988; McCarthy and Goldman, 1979; Shanks and Trent, 1979). Les conditions nutritives (Ahel et al., 2005; Degobbi et al., 2005), et notamment les déséquilibres entre sels nutritifs (Alcoverro et al., 2000; Staats et al., 2000) contrôlent la sécrétion de substances polymériques extracellulaires (EPS) et la production de particules exopolymériques transparentes (TEP) (Corzo et al., 2000; Surosz et al., 2006). En mer Adriatique, les carences en phosphates (P) et des ratio N/P élevés engendrent souvent une accumulation de matériel mucilagineux (Degobbi et al., 1999; Herndl et al., 1992; Myklestad, 1999; Obernosterer and Herndl, 1995).

Les méthodes de prélèvement et d'analyses utilisées sont celles d'Aminot et Kerouel (2004 et 2007). Les seringues, les supports de filtre et les tubes de prélèvement en polyéthylène de 15 ml sont systématiquement rincés trois fois avec l'eau de l'échantillon.

Pour les prélèvements d'acide silicique (Si(OH)_4), un filtre Swinex en acétate de cellulose de $0,8 \mu\text{m}$ est fixé sur la seringue afin de filtrer les particules qui pourraient perturber l'analyseur. Le tube de prélèvement

est rempli avec le filtrat et est immédiatement stocké dans une glacière à bord puis au réfrigérateur de retour au laboratoire.

Les prélèvements de phosphates (PO_4^{3-}), de nitrates (NO_3^-), nitrites (NO_2^-) et ammonium (NH_4^+) sont réalisés simultanément. Un support de filtre et un filtre Whatman GF/C de 25 mm de diamètre sont positionnés sur la seringue de prélèvement afin de filtrer les particules qui pourraient nuire au bon fonctionnement de l'analyseur. L'opérateur porte des gants afin de ne pas contaminer l'échantillon. Le filtrat est versé dans le tube de prélèvement qui est conservé dans une glacière à bord puis au congélateur -20°C au laboratoire.

La méthode d'analyse des sels nutritifs repose sur la colorimétrie. Elle est effectuée à l'aide d'un auto-analyseur à flux segmenté continu AXFLOW SEAL AA3 AAHR pour les phosphates et silicates et d'un analyseur QUATRO pour les composés azotés. La ligne de base est réalisée avec de l'eau ultrapure MilliQ fraîche. La concentration en nutriment est exprimée en $\mu\text{mole l}^{-1}$ (μM). Les limites de détection pour les quatre sels mesurés avec des colorimètres AA3 sont généralement de $0,05\mu\text{M}$ pour nitrate + nitrite et acide orthosilicique et de $0,003$ à $0,006\mu\text{M}$ pour le phosphate.

4.4.2. Paramètres biochimiques du milieu

4.4.2.1. *Matières en suspension et matière organique particulaire*

Les matières en suspension (MES), et donc particulaires, se distinguent du matériel dissout par une limite arbitraire fixée à $0,5\mu\text{m}$ (Strickland & Parsons, 1972). Au dessus de cette limite, le matériel est considéré comme particulaire. Les matières en suspension regroupent toutes les matières insolubles, minérales (argiles, limons,...), et organiques issues de la décomposition de matière d'origines animale et végétale ainsi que tous les micro-organismes planctoniques. Les concentrations en carbone et azote organiques particulaires (COP et NOP) permettent de quantifier et de caractériser la matière organique particulaire qui représente l'ensemble de la matière particulaire vivante ou d'origine biologique. Par ailleurs, les rapports COP/NOP et COP/chlorophylle a permettent de caractériser la qualité (origine, composition, état de fraîcheur ou de dégradation) de la matière organique particulaire.

La mesure des teneurs en matières en suspension (masse) et de carbone et azote organique particulaire ont fait l'objet des mêmes prélèvements et des mêmes filtrations, seules les protocoles analytiques diffèrent.

Les méthodes de prélèvement et d'analyses utilisées sont celles d'Aminot et Kerouel (2004 et 2007).

5 litres d'eau de mer sont prélevés à l'aide d'une bouteille Niskin. Les flacons de prélèvement sont rincés au moins 3 fois avec l'eau de mer, remplis, puis conservés à bord dans la glacière au frais et à l'abri de la lumière.

De retour au laboratoire, après homogénéisation, 2,5 litres d'eau de mer sont filtrés sur des filtres Whatman GF/F de 47 mm de diamètre préalablement calcinés à 450°C puis pesés. Les tulipes de filtration en verre sont recouvertes de papier aluminium afin de limiter les contaminations par des poussières atmosphériques. En fin de filtration, la tulipe de filtration est minutieusement rincée (7 fois) avec de l'eau Milli Q afin d'éliminer un maximum de sel. Les filtres sont placés dans des boîtes propres identifiées aux caractéristiques de l'échantillon (Station, profondeur date) puis séchés dans une étuve à 60°C pendant 6 à 8 heures. Les échantillons sont désormais stockés dans un dessiccateur à température ambiante et à l'abri de l'obscurité et de la poussière.

Les MES sont déterminées par pesée avant et après filtration au travers de filtres GF/F (porosité environ $0,7\mu\text{m}$) en filtrant un volume d'eau suffisant pour avoir 0,5 à 1 mg de matériel déposé sur le filtre. Les concentrations en MES sont exprimées en mg.l^{-1} .

Pour la mesure des teneurs en MES, les filtres sont pesés une seconde fois dans les mêmes conditions que la première. La concentration en matières en suspension est obtenue par la relation suivante :

$$\text{MES (mg.l}^{-1}\text{)} = (\text{M2-M1}) / \text{V}$$

M1 Masse du filtre sec avant filtration (mg)

M2 Masse du filtre sec après filtration (mg)

V Volume filtré (L)

Les concentrations en COP et NOP sont déterminées par combustion du matériel particulaire récupéré par filtration. La combustion de la matière organique produit des oxydes volatils, CO₂, CO (si la combustion est incomplète) et NO_x, qui sont ensuite convertis en CO₂ et N₂. Ces derniers sont séparés par chromatographie en phase gazeuse et quantifiés par un détecteur de type TCD (Thermal Conductivity Detector). Les concentrations en COP et NOP sont exprimées en µg l⁻¹.

Pour les mesures de COP et NOP, les filtres sont tout d'abord décarbonatés à l'aide d'HCl fumant. Pour cela, les boîtes sont placées ouvertes pendant 4 h dans un dessiccateur en verre propre contenant un cristalliseur avec de l'HCl fumant. Les boîtes recouvertes de papier alu sont ensuite placées sous une hotte pendant 3 h afin que l'HCl s'évapore puis mises à l'étuve à 50 °C pendant une nuit. Les filtres et leurs boîtes sont ensuite placés dans un dessiccateur en attendant leur analyse.

Une solution d'acide sulfurique (H₂SO₄) 0,5 N est préparée en diluant 1,5ml d'H₂SO₄ à 95-97 % dans 100 ml d'eau déionisée. 100 µl d' H₂SO₄ 0,5 N sont versés sur les filtres qui sont mis à l'étuve entre 4 et 24h. Les filtres sont désormais encapsulés dans des nacelles en étain (9*5 mm) à l'aide de pinces à bouts plats. Les nacelles sont introduites dans l'analyseur et brûlées. La concentration en COP est obtenue à l'aide de la formule suivante :

$$[\text{COP}]_{\text{échantillon}} = (\text{COP}_{\text{mesuré}} - \text{COP}_{\text{blanc}}) / \text{V}_{\text{filtré}}$$

COP est exprimé en µg

Volume filtré est exprimé en litres

Le blanc est obtenu à partir de quelques millilitres d'eau de l'échantillon filtrée puis est traité comme un échantillon normal.

4.4.2.2. Pigments chlorophylliens

L'énergie lumineuse constitue la source d'énergie nécessaire à la photosynthèse. Les chlorophylles, sont un groupe de pigments photosensibles, indispensables à la photosynthèse car elles permettent l'absorption de l'énergie lumineuse. Parmi les chlorophylles, la chlorophylle a est un indicateur de la biomasse phytoplanctonique du milieu marin car elle est présente chez tous les organismes photosynthétiques aérobies. La chlorophylle b est surtout présente chez les algues vertes, qui sont pour la plupart d'origine continentale, et la chlorophylle c chez les algues brunes. Les phéopigments (a, b, c) sont les produits de dégradation des différents pigments chlorophylliens correspondants.

Les zones impactées par les mucilages marins sont enrichies en carbone organique, chlorophylle a et phéopigments (Alldredge, 1976; Trent et al., 1978). La corrélation entre la formation des mucilages et les blooms phytoplanctoniques a été clairement démontrée (Mingazzini and Thake, 1995) et, en général, les pics de TEP sont associés à des blooms phytoplanctoniques (Passow et al., 1994, 2001).

Les méthodes de prélèvement et d'analyses utilisées sont celles d'Aminot et Kerouel (2004 et 2007).

Toutes les étapes analytiques ont été réalisées à l'abri de la lumière et de la chaleur. 500 ml d'eau de mer sont prélevés à l'aide de bouteilles Niskin L'eau est récupérée dans des flacons opaques rincés 3 fois avec

l'échantillon, en utilisant des tuyaux souples. Une fois prélevés, les flacons d'eau de mer sont conservés à bord au frais dans la glacière et à l'obscurité.

De retour au laboratoire, les échantillons sont conservés dans la glacière jusqu'au début de leur filtration. La rampe de filtration est reliée à une pompe à vide munie d'un manomètre, le vide ne devant pas dépasser 0,2 bar de dépression afin que les cellules phytoplanctoniques n'éclatent pas. Après homogénéisation, les 500 ml prélevés sont filtrés sur filtres Whatman GF/F (0,7 µm de porosité) de diamètre 47 mm. Les tulipes de filtration sont recouvertes de papier aluminium afin de limiter les contaminations par des poussières atmosphériques. En fin de filtration, la tulipe de filtration est rincée avec de l'eau de mer filtrée du même échantillon. Le filtre est plié à l'aide de pinces, face chargée à l'intérieur puis conservé dans le congélateur à -80 °C jusqu'au jour de l'analyse.

Le jour de l'analyse, une solution d'acétone à 90 % est préparée en diluant 900 ml d'acétone pure dans 100 ml d'eau déionisée ainsi qu'une solution d'acide chlorhydrique (HCl) 0,3 N en diluant 2,5 ml d'HCl 37 % (12 N) dans 97,5 ml d'eau déminéralisée.

Les filtres encore congelés sont placés à l'aide de pinces à bouts plats dans les tubes à centrifuger en verre. 5ml d'acétone à 90% sont ajoutés au tube à centrifuger à l'aide d'une dispensette. Le filtre est broyé à l'aide d'une baguette de verre à brisure nette. Les tubes sont conservés une nuit au réfrigérateur (+4°C), sur un portoir recouvert de papier aluminium, afin de protéger les échantillons de tout choc lumineux.

Les mesures de chlorophylle ont été réalisées selon deux méthodes distinctes à savoir la fluorimétrie d'une part et la spectrophotométrie d'autre part. La méthode spectrophotométrique permet en outre de distinguer les différents types de chlorophylle (a, b, c1+c2) et de phéopigments (a, b, c1+c2).

La méthode fluorimétrique a été élaborée par Yentsch et Menzel (1963), puis Holm-Hansen et al (1965), et Strickland et Parsons (1972). Elle utilise la propriété qu'ont les pigments chlorophylliens d'émettre une fluorescence rouge lorsqu'ils sont excités par de la lumière bleue ou ultra-violette. Le fluorimètre doit donc être équipé d'une lampe émettant dans le bleu, d'un filtre d'excitation bleu (420-450nm) et d'un filtre d'émission rouge (> 665nm). Chaque molécule pigmentaire est caractérisée par un couple de longueurs d'onde excitation/émission spécifique. Comme pour la colorimétrie, l'intensité de la fluorescence émise est proportionnelle à la concentration en pigment X. La méthode présentée ici est basée sur la mesure de fluorescence de l'échantillon avant et après acidification. Rapide et simple d'utilisation, cette méthode est cependant très influencée par les chlorophylles accessoires et les phéopigments. Les concentrations en chlorophylle et phéopigments sont exprimées en µg/l.

Selon Holm-Hansen (1965) et Lorenzen (1967), les concentrations en chlorophylle a et phéopigments sont calculées grâce aux équations suivantes :

$$[Chla] = Kx.(F_0/F_a)max. [(F_0-F_a) / ((F_0/F_a)max-1)]. [V_{ext}/V_{filtré}]$$

$$[Pheo a] = Kx.(F_0/F_a)max. F_a[1-((F_0/F_a)-1) / (F_0/F_{amax})-1]. [V_{ext}/V_{filtré}]$$

[Chla]	Concentration en chlorophylle a (µg/l)
[Pheo a]	Concentration en phéopigments a (µg/l)
F ₀	Fluorescence de l'échantillon avant acidification
F _a	Fluorescence de l'échantillon après acidification,
V _{ext}	Volume de l'extrait acétonique (L)
V _{filtré}	Volume d'eau de mer filtré (L)
(F ₀ /F _{amax})	Rapport d'acidification de la chlorophylle a pure de l'appareil de mesure
Kx	Constante de calibration du fluorimètre

Le fluorimètre Turner Design 10-AU est allumé 30 minutes avant de procéder aux mesures. Le blanc, constitué d'acétone à 90%, est mesuré avant chaque série d'échantillon et permet de régler le zéro de

l'appareil. Les échantillons sont sortis du réfrigérateur et agités avant d'être centrifugés 5 min à 3000 tours/min à +4°C. Les morceaux de filtre déposés sur la paroi du tube sont remis en suspension et l'échantillon est à nouveau centrifugé pendant 10 minutes à 3000 tours /minutes. Le surnageant est prélevé et transféré dans une cuve de mesure. La fluorescence F_0 est alors mesurée. L'échantillon est désormais acidifié avec 50 μ l d'HCl 0,3N. 5 minutes après l'acidification, la fluorescence F_a est mesurée quand le signal est stable.

L'analyse par méthode spectrophotométrique sans acidification est réalisée selon la méthode de Strickland and Parson (1972). L'étude spectrophotométrique des solutions de pigments est menée en mesurant l'absorption des différentes longueurs d'onde de la lumière visible par les différents pigments présents. Le spectrophotomètre Perkin Elmer LS 55 est allumé 30 minutes avant de procéder aux mesures. La procédure avant mesure est la même que celle décrite pour la fluorimétrie exception faite de l'acidification à l'HCl 0,3N. Le surnageant est prélevé et transféré dans une cuve de mesure en quartz. Une fois la mesure réalisée, on obtient les spectres d'absorption des différents pigments aux différentes longueurs d'onde.

4.4.3. Processus biologiques

4.4.3.1. *Production primaire photo-autotrophe et bio-essais d'enrichissements en sels nutritifs*

Les écosystèmes côtiers sont fortement productifs. L'estimation de la biomasse chlorophyllienne donne une image figée du compartiment phytoplanctonique résultant de la production nette phytoplanctonique, la dilution par les courants, la mortalité par broutage ou sénescence, la photo-acclimatation, ainsi que d'autres facteurs biotiques ou abiotiques. L'estimation de la production primaire permet d'appréhender la dynamique de la production du système étudié en amont de la biomasse chlorophyllienne, c'est-à-dire, de calculer le flux d'énergie et de carbone vers les compartiments du réseau trophique supérieur. Les niveaux trophiques (même intermédiaires, comme le zooplancton), pris en compte dans les études halieutiques et écologiques, reposent sur la production phytoplanctonique.

Les principales étapes du protocole de détermination de la production primaire et des bio-essais sont présentées dans la Figure 22. Dans les deux cas, les échantillons sont prélevés à la bouteille Niskin.

Pour la mesure de production primaire, l'eau de mer est récupérée dans deux flacons en polycarbonate Nalgène de 500 ml, l'un translucide, l'autre transparent. Pour les bio-essais, 4 échantillons de 500 ml sont récupérés dans des flacons Nalgène translucides en polycarbonate. Les flacons sont immédiatement conservés à bord d'une glacière au frais et à l'abri de l'obscurité.

De retour à quai, 0,6 ml d'une solution de C^{13} - sodium bicarbonate (6 g de $NaH^{13}CO_3$, 99% C^{13} de chez sigma Aldrich, dans 250 ml d'eau milliQ - Eurisotop) sont ajoutés dans chaque flacon de production primaire et de bio-essai. L'heure d'ajout de la solution de C^{13} est notée. La concentration finale de C^{13} dans chaque flacon est de 285,7 μ mol C^{13} /l. Pour les flacons de bio-essais, on ajoute en plus 240 μ l de solutions de nitrates de sodium ($NaNO_3$) à 150 μ mol/l dans le premier flacon, de phosphates de sodium (NaH_2PO_4) à 36 μ moles/ml dans le second flacon, de silicates de sodium (Na_2SiO_3) à 106 μ moles/ml dans le troisième flacon puis 240 μ l de chacune des solutions dans le dernier flacon. Pour les échantillons de Tarnos, un seul échantillon est enrichi avec les trois solutions. Après homogénéisation, les échantillons sont mis à incuber sous la surface pendant 24h au ponton.

Après 24h d'incubation, tous les flacons (Production primaire + bio-essais) sont sortis de l'eau et filtrés au laboratoire. L'heure de fin d'incubation est notée. Après homogénéisation, chaque échantillon de 500 ml est séparé en deux échantillons de 250 ml mesurés à l'éprouvette.

Le premier sous échantillon de 250 ml directement filtré sur des filtres Whatman GF/F de 25 mm de diamètre. Le second sous échantillon est préalablement filtré sur de filtres Nucléopore de 10 μ m de porosité et de 25 mm de diamètre. Le filtrat est récupéré et filtré sur des filtres Whatman GF/F de 25 mm.

L'heure de fin de filtration est notée. Chaque filtre obtenu est séché à l'étuve 24 h à 60°C et conservé dans un dessiccateur à l'abri de la poussière et à l'obscurité.

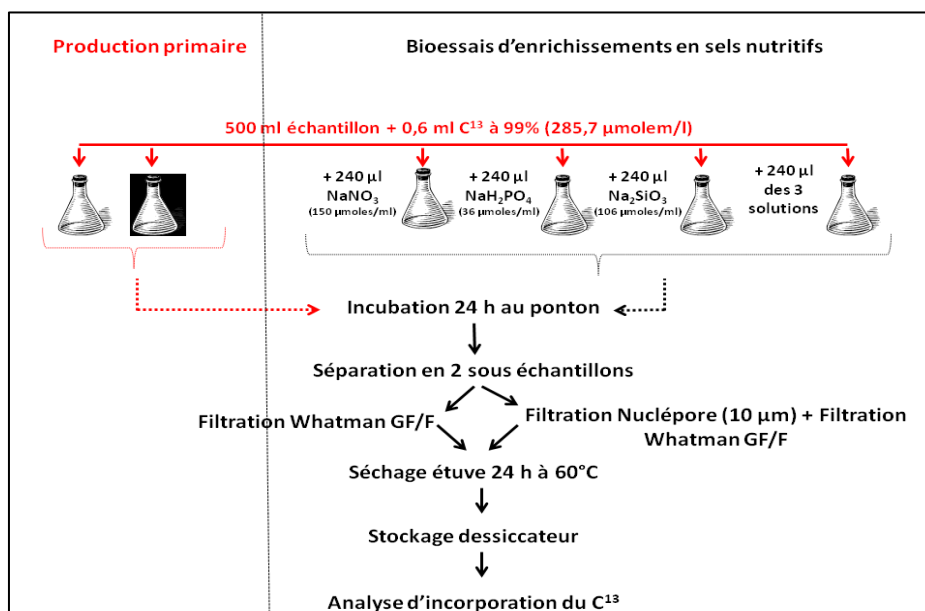


Figure 22 : Principales étapes du protocole d'analyse de la production primaire et des bio-essais d'enrichissement en sels nutritifs.

Les filtres sont sortis du dessiccateur de stockage, ouverts et placés dans un dessiccateur contenant un bécher ou un cristalliseur contenant de l'HCl fumant. Un vide léger est effectué afin d'augmenter la tension de vapeur de l'HCl dans le dessiccateur. Après 4h, les filtres sont laissés sous hotte aspirante (dans une boîte couverte d'aluminium afin que les poussières ne puissent tomber dans les piluliers) pendant 3h afin que la majorité des vapeurs d'acides (qui pourraient endommager le détecteur de l'analyseur élémentaire) soient évacuées. Les filtres sont ensuite placés à l'étuve pendant une nuit afin d'accentuer l'évacuation de l'acide. Quelques jours avant l'analyse, le filtre est placé directement dans une nacelle d'étain. Cette dernière est pliée et compactée.

Les mesures ont été réalisées selon la méthode mise au point par Steemann Nielsen (1951), adaptée aux eaux océaniques par Strickland & Parsons (1968) et revue par Fitzwater et al. (1982). Elle repose sur le marquage du dioxyde de carbone assimilé lors de la production d'où le marquage des cellules produites. Pour des raisons logistiques le protocole a été légèrement adapté puisque le C^{13} stable a été préféré au C^{14} radioactif. Le taux de marquage sur le carbone particulaire au bout d'un certain temps est apprécié par comptage de la radio activité correspond à la production primaire pendant cette durée. Le spectromètre de masse utilisé est un Integra CN. L'appareil est calibré avec des références de glycine tous les 10 à 15 échantillons et la précision du système analytique est vérifié à l'aide du matériel de référence de l'Agence Internationale de l'Energie Atomique (AIEA). La production est obtenue à l'aide de l'équation :

$$\Phi (\mu\text{g COP/jour/l}) = 1.025 \cdot 24 \cdot ([\text{COP}]_{\text{final}} / \text{Durée}_{\text{incubation}}) \cdot (\% C^{13}_{\text{spectromètre}} - 1,08) / (\% C^{13}_{\text{échantillon début}} - 1,08)$$

Ne disposant que d'un réplicat pour chaque échantillon, le calcul des productions finales prend en compte toutes les erreurs de manipulation et les erreurs de la machine à savoir :

- 5ml pour les volumes filtrés,
- 5 µg pour la quantité de COP mesurée par le spectromètre de masse,
- 0,001 % pour le % de C^{13} mesuré par le spectromètre de masse.

4.4.3.2. Exsudation de polysaccharides

Les particules d'Exopolymères Transparentes ou «Transparent Exopolymer Particles (TEP)» sont de nature polysaccharidique et ont été décrites par Alldredge et al. (1993). Elles sont présentes dans tous les milieux aquatiques et constituent une classe omniprésente de microparticules détritiques en milieu pélagique marin (Passow et Alldredge 1994, Logan et al. 1995, Schuster et Herndl 1995, Mari et Kiørboe 1996, Kiørboe et

al. 1998, Mari et Burd 1998, Engel 2004, Prieto et al. 2006, Sugimoto et al. 2007) et lacustre (Grossart et al. 1997, 1998, Worm et Søndergaard 1998, Berman et Viner-Mozzini 2001, Brachvogel et al. 2001, Carrias et al. 2002, Arruda Fatibello et al. 2004, Arnous et al. 2010). Les principaux précurseurs dissouts des TEP sont les substances exopolymériques extracellulaires (EPS) qui sont des composés à haut poids moléculaire riches en carbone sécrétés par de nombreux organismes aquatiques, dont le phytoplancton et les bactéries, et sont largement distribués dans les environnements aquatiques (Alcoverro et al. 2000; Bhaskar and Bhosle 2005; Liu and Buskey 2000).

La formation de mucilages marins est associée à des processus sécrétoires pendant des blooms (=proliférations) phytoplanctoniques. La matrice des mucilages marins est principalement composée de TEP produites par des micro-organismes marins (Pistocchi et al., 2005; Urbani et al., 2005 ; Fukao et al., 2009; MacKenzie et al., 2002), qui jouent un rôle pivot dans le cycle global du carbone (Thornton 2002).

Les échantillons sont prélevés dans à l'aide d'une bouteille Niskin. Ils sont transvasés dans des flacons de 1 l et conservés immédiatement dans la glacière au frais et à l'abri de l'obscurité. De retour au laboratoire, le prélèvement est filtré sur un filtre Nucléopore de 0,4 µm de porosité et 47 mm de diamètre.

Pour l'analyse des TEP, le matériel particulaire retenu sur le filtre est remis en suspension dans 5 ml d'eau de mer filtrée dans un tube à centrifuger. Le tube est centrifugé 10 minutes à 3 200 g (4000 rpm). Le surnageant est prélevé à la pipette et le culot est conservé à -20°C.

La veille de l'analyse, une solution de bleu d'Alcian à 0,02 % est préparée à partir de 0,2 g de bleu d'Alcian et d' 1 l d'acide acétique à 0,06 %. Parallèlement, une solution mère de Xanthan à 1g/l est préparée à partir de 0,2 g de gomme de Xanthan et 200 ml d'éthanol absolu. Cette solution est passée aux ultrasons 20 minutes et est agitée de façon permanente afin que la gomme de Xanthan se dissolve bien. A partir de cette solution mère, une gamme étalon de 10 à 700 µg/l est préparée en ajoutant 10 à 700 µl de solution mère à 2 ml de bleu d'Alcian à 0.02 %. La gamme étalon est réalisée en triplicats. Les flacons sont centrifugés 20 minutes à 4000 rpm (3 200 g). Le surnageant est éliminé et 1ml d'éthanol absolu est ajouté au culot. Cette opération est réalisée jusqu'à obtention d'un surnageant clair. Les flacons sont ensuite séchés une nuit à l'étuve à 50 °C.

Le jour de l'analyse, 4 ml d'acide sulfurique à 80 % sont ajoutés au culot de la gamme étalon. Après 2 h d'incubation à température ambiante, l'absorbance est mesurée dans des cuves en plastique de 1 cm à la longueur d'onde de 787 nm.

Pour l'analyse des EPS, 50 ml de filtrat sont récupérés et congelés immédiatement à -20 °C. Le jour de l'analyse, une gamme étalon de glucose (0 à 200 mg /l) est préparée à partir d'une solution mère à 5 g/l. 1 ml de chaque concentration est prélevé auquel 1 ml de solution de phénol à 5 % et 5 ml d'acide sulfurique à 96 % sont ajoutés. La gamme étalon est réalisée en triplicats. Deux blancs sont réalisés à partir d'1 ml d'eau distillée, 1 ml de solution de phénol à 5 % et 5 ml d'acide sulfurique à 96 %. Les échantillons sont préparés de la même façon. Après une demi-heure, la coloration jaune s'est développée et la lecture est réalisée dans des cuves plastiques de 1cm au spectrophotomètre à la longueur d'onde de 485 nm. L'autozéro du spectrophotomètre est préalablement réalisé sur les blancs.

Pour les deux paramètres (TEP) et EPS), le principe de la méthode repose sur un dosage colorimétrique.

La concentration de TEP est déterminée selon la méthode Passow & Alldredge (1995) et adaptée pour incorporer le protocole de centrifugation (et non de filtration) de Arruda Fatibello et al. (2004). Elle s'exprime en µg équivalents Xanthan par litre (X µg eq /l) et est obtenue à l'aide de l'équation de la gamme étalon de Xanthan :

$$C_{TEP} = [(223,52 * E_{787}) - 28,212] / V_f$$

C_{TEP} : Concentration en TEP

E₇₈₇ : Absorbance de l'échantillon à 787 nm

V_f : Volume filtré

La concentration d'EPS est déterminée selon la méthode Dubois et al. (1956). Elle s'exprime en équivalent mg glucose par litre (Glucose mg eq/l) et est obtenue à l'aide de l'équation de la gamme étalon de glucose :

$$C_{EPS} = [(117.37 * E_{485}) + 1.6836] / V_f$$

C_{EPS} : Concentration en EPS

E₄₈₅ : Absorbance de l'échantillon à 485 nm

V_f : Volume filtré

La lecture d'absorbance est réalisée sur un spectrophotomètre UV1601 (Shimadzu).

4.4.4. Diversité taxonomique

Les mucilages marins emprisonnent des abondances élevées d'une grande variété d'organismes allant du picoplancton au zooplancton (Del Negro et al., 2005; Flander-Putrlle and Malej, 2008). Les zones impactées par les mucilages sont enrichies en phytoplancton (Beers et al., 1986; Knauer et al., 1982), en bactéries autotrophes et hétérotrophes (Alldredge et al., 1986; Fogg, 1995; Herndl, 1988), en protozoaires bactérivores (Caron et al., 1982), et autres espèces microplanctoniques (Silver et al., 1978).

De nombreux organismes marins, comme les poissons, les coraux, les macroalgues, le microphytoplancton et les bactéries (Decho, 1990) sont capables de sécréter du matériel extra cellulaire (Prieto et al., 2001). De grandes quantités de TEP ont été mesurées pendant des blooms dominés principalement par des diatomées (Passow and Alldredge, 1994; Berman and Viner-Mozzini, 2001), des dinoflagellés (Alldredge et al., 1998), des cyanobactéries (Grossart et al., 1997, 1998), des prymnésioptéryciées (Innamorati, 1995; Lancelot, 1995; Riebesell, 1991) et des cryptophycées (Kozłowski et al., 1995; Passow, et al. 1994). Toutefois, les communautés phytoplanctoniques impliquées dans les mucilages varient avec des espèces dominantes qui dépendent de la période et de la zone d'échantillonnage. (Cabrin et al., 1992a; Revelante and Gilmartin, 1992; Totti et al., 2005).

4.4.4.1. Abondance microbienne

L'activité microbienne est très importante dans le fonctionnement des écosystèmes marins. Les organismes photosynthétiques convertissent le carbone inorganique dissous en biomasse organique qui peut ensuite être reminéralisée par les organismes hétérotrophes. La répartition de la biomasse carbonée microbienne, entre les groupes fonctionnels écologiques et les différentes classes de taille, est importante pour la compréhension des interactions trophiques et du cycle de l'énergie à travers les écosystèmes microbiens. La cytométrie en flux est une méthode à haut débit fiable pour la mesure de l'abondance microbienne.

Les échantillons sont prélevés en duplicat dans la couche intermédiaire des deux stations côtières. Le prélèvement est réalisé à l'aide du tube en silicone de la bouteille Niskin. 50 ml sont récoltés dans un flacon Nalgène opaque. Immédiatement, 1,5 ml d'échantillon sont prélevés à l'aide d'un cône de pipette stérile et versés dans les cryotubes PP Nunc (préalablement conservés congelés dans un Labtop Cooler) contenant chacun du glutaraldéhyde à 25 %. Pour les analyses de virus, la concentration finale de glutaraldéhyde est de 0,5 %, pour les autres analyses (Pico-nanophytoplancton, cyanobactéries, cryptophycées, bactéries hétérotrophes) elle est de 1 %. Le prélèvement est immédiatement homogénéisé afin de bien le mélanger avec le fixateur. L'heure de la fixation est notée. L'échantillon est conservé 15 min à température ambiante et à l'obscurité, temps nécessaire à la fixation de ce dernier. Les échantillons sont ensuite conservés à bord dans

un « voyageur » d'azote liquide. De retour au laboratoire, les cryotubes sont stockés dans les cryoboîtes et conservés au congélateur – 80°C.

Les échantillons sont envoyés pour analyse à la plateforme de cytométrie de l'Université de La Rochelle. L'acheminement est réalisé par la société Cryoexpress (Air Liquide).

En cytométrie en flux, les cellules sont en suspension dans un liquide de gaine (eau de mer filtrée) et passent une à une devant un faisceau laser où elles sont excitées en lumière bleue de longueur d'onde 488nm. En retour, les cellules émettent des signaux de fluorescence qui sont captés par des détecteurs. Pour les cellules autotrophes, photosynthétiques, la fluorescence est émise par les cellules elles-mêmes dans différentes longueurs d'ondes (émission dans le rouge pour la chlorophylle, dans l'orange pour la phycoérythrine). Pour les populations hétérotrophes non photosynthétiques, une fluorescence verte d'émission est induite par le marquage spécifique de l'ADN des cellules au SYBR Green I. La lumière diffusée à 90 degrés par les cellules (SSC) est également mesurée car elle apporte des informations sur la structure interne et la granularité des cellules.

4.4.4.2. *Microphytoplankton*

Les micro-organismes phytoplanctoniques, à la base de la plupart des réseaux alimentaires marins, sont capables d'intégrer des perturbations naturelles ou induites par l'homme, en modifiant leur physiologie, leur taux de croissance et/ou en conduisant à la dominance d'une espèce ou groupe fonctionnel (modification de la biodiversité). Un enrichissement en nutriments peut conduire à une augmentation de la biomasse ou à un changement de composition phytoplanctonique. De plus, le phytoplancton peut représenter une menace lorsqu'il est responsable de floraisons nuisibles. L'analyse de la composition spécifique du phytoplancton a pour objectif de décrire les tendances saisonnières en termes de composition, d'abondance et de biomasse mais aussi d'identifier des espèces clés dominantes (espèces sécrétrices d'EPS, toxiques).

Les échantillons de microphytoplancton sont prélevés à la bouteille Niskin dans la zone de mélange des deux stations côtières. 250 ml d'eau de mer sont récoltés dans des flacons en verre auxquels sont ajoutés 2,5 ml de solution alcaline de lugol. Les échantillons sont immédiatement conservés dans la glacière au frais et à l'abri de l'obscurité. De retour au laboratoire, ils sont conservés à l'abri de la lumière et au frais jusqu'à l'analyse.

L'échantillon est versé dans une cuve à sédimenter de 25 ou 10 ml selon la concentration en cellules. Les organismes séudent pendant 12 h vers le fond de la cuve. Selon la concentration des cellules, le comptage est réalisé soit sur une demi-cuve soit sur une cuve entière. Chaque individu est identifié, dénombré, mesuré et photographié. Le dénombrement du microphytoplancton est réalisé au grossissement 20, celui du nanophytoplancton au grossissement 40.

L'identification et le dénombrement du microphytoplancton sont réalisés à l'aide d'un microscope inversé de type Leitz Labovert FS selon la méthode de Utermöhl (1931). Les biovolumes sont calculés selon la méthode d'Olenina et al. (2006) et les concentrations en carbone équivalentes selon la méthode de Menden-Deuer et Lessard (2000). Les abondances sont exprimées en nombre de cellules par litre, les biovolumes en mm^3/l et les taux de carbone en mg/l .

Les indices de diversité de Shannon Wiener (H') et l'indice d'équitabilité de Piélou J' sont calculés pour chaque campagne selon les équations suivantes :

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i \log p_i$$

Où :

P_i = abondance proportionnelle ou pourcentage de l'espèce : $p_i = n_i/N$,

S = nombre total d'espèces,

n_i = nombre d'individus d'une espèce dans les échantillons,

N = nombre total d'individus de toutes les espèces dans l'échantillon.

La base du logarithme utilisé est la base 10.

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

où

$H'_{\max} = \log S$

L'indice de Shannon Wiener exprime la diversité en tenant en compte du nombre d'espèces et de l'abondance de chaque espèce alors que l'indice d'équitabilité de Pielou mesure la répartition des individus au sein des espèces, indépendamment de la richesse spécifique. Ces indices sont recommandés par plusieurs auteurs (Gray et al., 1992).

Enfin nous avons identifié les espèces pouvant présenter un risque sanitaire ou environnemental à partir de la liste taxonomique de référence des micro-algues nocives (Harmful Algal Bloom, HAB) compilée sur le site internet de l'UNESCO (<http://www.marinespecies.org/hab/index.php>). De plus, nous avons recensé les risques associés à partir de la base de données du Système d'Information des algues nocives de la commission intergouvernementale océanographique de l'Unesco (<http://haedat.iode.org/>) qui recense les événements liés aux proliférations d'algues nocives à travers le monde.

4.4.4.3. Mésozooplancton

Le zooplancton joue un rôle primordial dans le maintien de l'équilibre des différents écosystèmes marins et assure un rôle charnière entre la production primaire et les niveaux trophiques plus élevés (Banse 1995, Lenz 2000, Stibor et al. 2004). De plus, de nombreuses espèces zooplanctoniques ont une durée de vie relativement courte et des taux de croissance élevés ce qui les rend particulièrement sensibles aux perturbations environnementales. Cela se traduit généralement par des modifications de l'abondance, de la structure et de la répartition spatiale de ces communautés.

Il contribue directement et indirectement à la production et l'accumulation de matière organique. Il participe au flux particulaire en formant à son tour des particules (Karl et al. 1988, Taylor, 1989) via la production de pelotes fécales, de structures nutritives muqueuses telles que les logettes d'appendiculaires (Silver et al. 1984, Davoll and Silver 1986) ou de produits de dégradation du broutage du phytoplancton. Certains groupes d'espèces, comme les appendiculaires et les larves de ptéropodes et de gastéropodes, produisent aussi du matériel mucilagineux (Alldredge, 1979).

Les échantillons sont prélevés à l'aide d'un filet à plancton de type WP2 de 60 cm de diamètre et de 63 µm de vide de maille. Le filet à plancton est équipé d'un volumètre à l'entrée du filet qui permet de calculer le volume filtré et d'un capteur de pression qui permet de contrôler sa profondeur. Le filet est descendu de manière oblique jusqu'à la profondeur voulue et est tiré horizontalement par le bateau pendant deux minutes. Dès la remontée à bord du navire, les échantillons sont fixés et conservés dans une solution à 1% de formol dans un endroit frais et à l'abri de la lumière jusqu'à l'analyse (Mastail et Battaglia, 1978).

Le dénombrement et l'identification des espèces zooplanctoniques est réalisé à l'aide d'un stéréomicroscope binoculaire Nikon SMZ 18 et d'une cuvette Dollfuss (110*60 ml) de 200 carrés. L'échantillon est homogénéisé et un sous échantillon de 10 ml est prélevé à l'aide d'une pipette Eppendorf et déposé dans la cuvette pour comptage. Les indices de diversité de Shannon Wiener et d'équitabilité de Pielou sont calculés pour chaque campagne.

5. Recueil de données environnementales

Les fluctuations des conditions environnementales, incluant les facteurs hydrologiques, océanographiques et météorologiques, déclenchent l'apparition de mucilages en Adriatique (Degobbis et al., 1999). Le couplage de conditions stables (Forte stratification verticale, situation anticyclonique, temps de résidence des masses d'eau élevé) et l'équilibre entre la production/accumulation biologique de matière organique agrégée et sa dégradation bactérienne joue un rôle primordial dans les processus à grande échelle qui se produisent en mer Adriatique (Cozzi et al., 2004; Degobbis et al., 1995; De Lazzari et al., 2008).

5.1. Recueil de données sur la période d'étude

5.1.1. Données climatiques

Les données journalières de la station MétéoFrance de Biarritz ont été recueillies. Les paramètres pris en compte sont les suivants :

- Température de l'air (max, min, moy) (° Celsius),
- Force du vent max et du vent moyen (m/s),
- Direction du vent max (°)
- Rayonnement global (Joules/cm²),
- Précipitations (mm).

5.1.2. Données physique des masses d'eaux côtières

Les données de houle (hauteur significative) et de température de l'eau en surface ont été récoltées auprès de Centre d'Archivage National de Données de Houle In Situ (CANDHIS) (<http://candhis.cetmef.developpement-durable.gouv.fr/carte/>). La bouée se situe au large d'Anglet sur des fonds de 50 m (Figure 19) et est gérée par le Centre d'Etudes Techniques Maritimes et Fluviales (CETMEF) et l'Université de Pau et de Pays de l'Adour (UPPA).

5.1.3. Données de débits des cours d'eau

Les données de débits journaliers des cours d'eau ont été recueillies auprès de la Banque hydro du Ministère de l'Ecologie, du Développement durable et de l'Energie (<http://www.hydro.eaufrance.fr/>). 5 stations concernant 2 cours d'eau côtiers (Adour et Nivelle) ont été retenues (Figure 23).

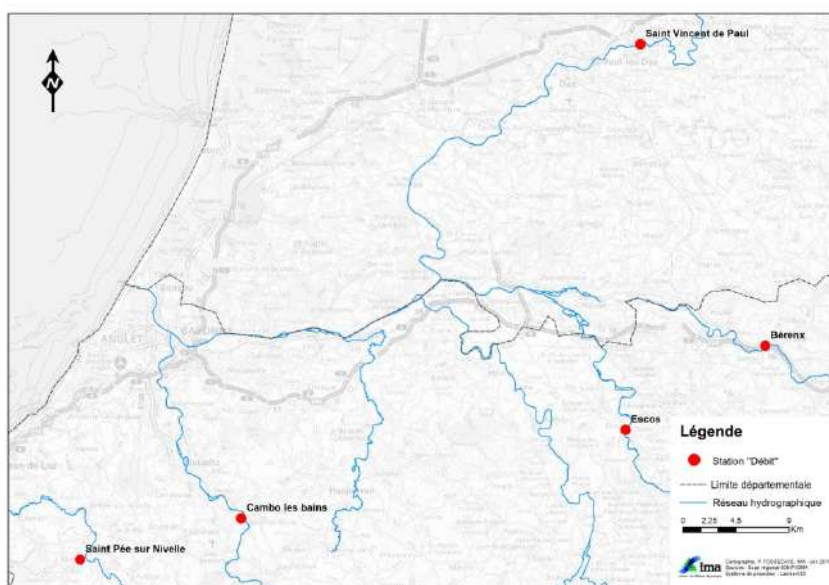


Figure 23 : Cartographie des stations de mesure de débits

Les stations retenues sont situées hors de la zone de balancement des marées et le plus en aval des cours d'eau. Pour la Nivelle, il s'agit de la station de Saint Pée sur Nivelle. Pour l'Adour maritime, les débits correspondent à la somme des débits des stations les plus aval des différents affluents, à savoir :

- La station de Saint Vincent de Paul sur l'Adour fluvial,
- La station de Bérenx sur le Gave de Pau,
- La station d'Escos sur le Gave d'Oloron,
- La station de Cambo les bains sur la Nive.

6. Observation de la présence de mucilages

L'observation de présence de mucilages dans la colonne d'eau est réalisée de façon subjective à la remontée à bord du filet à plancton et pendant la collecte du zooplancton dans le sceau. Nous avons essayé de minimiser le biais de l'observation en réalisant des traits à plancton de même durée (2 minutes) et à vitesse constante. En effet, la coloration du filet, son colmatage ainsi que l'abondance d'agrégats définissent 3 niveaux d'abondance des mucilages dans la colonne d'eau, à savoir :

- le filet à plancton remonte propre (= blanc) et le sceau ne présente pas d'agrégats : nous considérons que les mucilages sont absents,
- le filet remonte sale (= jauni) mais non colmaté et le sceau présente quelques agrégats : nous considérons que les mucilages sont faiblement présents,
- le filet remonte colmaté (= marron) et le sceau présente de nombreux agrégats : nous considérons que les mucilages sont fortement présents.

7. Traitement des données

7.1. Profils verticaux des masses d'eaux côtières

L'évolution temporelle des profils verticaux de température, salinité densité de l'eau de mer et chlorophylle ont été réalisés grâce au logiciel Python qui permet d'extrapoler les données entre deux dates.

7.2. Analyses statistiques

7.2.1.1. Comparaison des stations d'échantillonnage

Les analyses statistiques ont été réalisées à l'aide du logiciel XL Stat. Afin de comparer les résultats entre stations à profondeur équivalente, nous avons travaillé sur les 11 dates communes aux 3 stations d'échantillonnage et réalisé le test apparié de Friedman (1940). Il permet de tester si k échantillons appariés (k=2) de taille n, proviennent de la même population, ou de populations ayant des caractéristiques identiques, au sens d'un paramètre de position. L'hypothèse nulle du test de Friedman considère que les échantillons proviennent de la même population.

Soit n la taille des k échantillons appariés, la statistique Q du test de Friedman est donnée par :

$$Q = \frac{12}{nk(k+1)} \sum_{i=1}^k R_i^2 - 3n(k+1)$$

où R_i est la somme des rangs pour l'échantillon i.

Si la p value du test rejette l'hypothèse nulle (p value < 0,05), alors on utilise la procédure de comparaisons multiples par paire de Nemenyi (1963). Cette méthode prend en compte l'appariement des données et propose une méthode basée sur la comparaison des moyennes des rangs, ces derniers étant ceux utilisés pour le calcul du K, en utilisant une distribution normale asymptotique pour la différence standardisée de la moyenne des rangs. XLSTAT calcule ensuite la p-value correspondante en utilisant la distribution asymptotique de la statistique et permet de déterminer quelles profondeurs sont différentes.

7.2.2. Comparaison des profondeurs d'échantillonnage

Les analyses statistiques ont été réalisées à l'aide du logiciel XL Stat. Nous avons travaillé sur les 29 campagnes de Biarritz et les 11 de Tarnos. Afin de tester la différence des résultats entre les 3 profondeurs d'une même station d'échantillonnage, nous avons réalisé le test de Friedmann apparié et la procédure de comparaisons multiples de par paire de Nemenyi.

7.2.3. Détermination de saisons homogènes

Afin de déterminer des saisons homogènes au sein de notre période d'étude nous avons réalisé une classification ascendante hiérarchique contrainte dans le temps. Cette analyse a été réalisée grâce au logiciel R sur les données des facteurs abiotiques à savoir les données climatiques, hydrologiques, océanographiques et biogéochimiques. C'est une méthode de classification itérative dont le principe est simple.

On commence par calculer la dissimilarité entre les N objets. Puis on regroupe les deux objets dont le regroupement minimise un critère d'agrégation donné, créant ainsi une classe comprenant ces deux objets. On calcule ensuite la dissimilarité entre cette classe et les N-2 autres objets en utilisant le critère d'agrégation. Puis on regroupe les deux objets ou classes d'objets dont le regroupement minimise le critère d'agrégation. On continue ainsi jusqu'à ce que tous les objets soient regroupés. Ces regroupements successifs produisent un arbre binaire de classification (dendrogramme), dont la racine correspond à la classe regroupant l'ensemble des individus. Ce dendrogramme représente une hiérarchie de partitions. On peut alors choisir une partition en tronquant l'arbre à un niveau donné, le niveau dépendant soit des contraintes de l'utilisateur (l'utilisateur sait combien de classes il veut obtenir), soit de critères plus objectifs.

Afin de caractériser ces périodes homogènes en termes d'hydrologie, de climatologie et d'océanographie physique (Houle et température de l'eau en surface), nous avons réalisé le test de segmentation de Hubert (Hubert et al., 1989; Hubert and Carbonnel, 1987) sur les données journalières de la période d'étude (1^{er} janvier 2013-30 juin 2014). Cette méthode permet de détecter des changements multiples dans une série chronologique. Puis, nous avons testé la significativité de la différence des moyennes des différents segments grâce au test de significativité de Scheffé au seuil de 1 %. Il s'agit de la procédure la plus puissante au niveau de signification de 1 % du test de Scheffé (Lubès Niel et al., 1998). L'hypothèse nulle est que la série chronologique est stationnaire. Son principe est de découper une série chronologique en m segments (m>1) de telle sorte que la moyenne calculée sur tout segment soit différente de la moyenne du ou des segments voisins. Toute série X_i , $i = i_1, i_2$ avec $i_1 \geq 1$ et $i_2 \leq N$ où $i_1 < i_2$ constitue un segment de la série initiale des (X_i).

Toute partition de la série initiale en m segments est une segmentation d'ordre m de cette série. A partir d'une segmentation d'ordre m d'une série, on définit :

l_k , $k = 1, 2, \dots, m$, le rang dans la série initiale de l'extrémité terminale du $k^{\text{ième}}$ segment,

\bar{X}_k la moyenne du $k^{\text{ième}}$ segment

D_m , l'écart quadratique entre la segmentation et la série

$$D_m = \sum_{k=1}^m d_k \text{ avec } d_k = \sum_{i=i_{k-1}+1}^{i=i_k} (x_i - \bar{x}_k)^2.$$

La segmentation est retenue lorsque l'écart quadratique entre elle et la série est minimum et que les moyennes des deux segments contigus sont significativement différentes. Cette dernière est testée par l'application du test de Scheffé (Kendall et Stuart, 1943) qui repose sur le concept de contraste (Dagnélie, 1970).

Ces tests sont réalisés à l'aide du logiciel Khronostat développé par l'Institut de Recherche et Développement (IRD).

7.2.4. Corrélations entre les paramètres mesurés et la présence de mucilages

Nous avons confronté chaque paramètre mesuré à la présence / absence de mucilages afin de révéler lesquels pouvaient expliquer la présence plus ou moins forte de mucilages. Pour cela, nous avons réalisé des Analyses Factorielles Discriminantes (Fisher, 1936) sur le logiciel XL Stat. Cette méthode est à la fois explicative et prédictive et permet de représenter graphiquement un ensemble d'individus statistiques par un nuage de points scindé en k sous-nuages déjà identifiés. Ces individus sont décrits par p variables numériques (=paramètres mesurés). Elle permet de vérifier sur un graphique à deux ou trois dimensions si les groupes (= absence/présence faible/présence forte) auxquels appartiennent les observations sont bien distincts, d'identifier les caractéristiques des groupes sur la base de variables explicatives (= paramètres mesurés) et de prédire le groupe d'appartenance pour une nouvelle observation.

Afin de tester les corrélations entre les différents paramètres mesurés et la présence de mucilages, nous avons réalisé le test de Kruskal Wallis. Le calcul de la statistique K du test de Kruskal-Wallis fait intervenir le rang des observations, une fois les k échantillons (ou groupes) mélangés. K est défini par :

$$K = \frac{12}{N(N+1)} \sum_{i=1}^k \frac{R_i^2}{n_i} - 3(N+1)$$

Avec

n_i = taille de l'échantillon i,

N = somme des n_i ,

R_i = somme des rangs pour l'échantillon i parmi l'ensemble des échantillons.

Si la p value du test est supérieure à 0,05, alors l'hypothèse nulle est vérifiée et l'on considère que les échantillons sont issus d'une même population.

A l'inverse, l'hypothèse nulle est rejetée et l'on considère que les échantillons sont significativement différents. Dans ce cas, on procède à une comparaison multiple par paire de Steel-Dwass-Critchlow-Fligner (1984) afin de déterminer quels échantillons sont différents. Cette méthode, recommandée par Hollander (1999), nécessite le recalcul des rangs pour chaque combinaison deux à deux des échantillons. La statistique W_{ij} est calculée pour chaque combinaison. XLSTAT calcule ensuite la p-value correspondante en utilisant la distribution asymptotique de la statistique.

7.2.5. Corrélations entre les paramètres mesurés et la quantité de TEP et d'EPS

Nous avons confronté chaque paramètre mesuré à la concentration en TEP et EPS afin de comprendre lesquels pouvaient influencer sur la concentration d'exopolysaccharides. Pour cela, nous avons réalisé des Analyses en Composantes Principales (ACP) sous le logiciel XL Stat.

Cette méthode permet d'étudier et visualiser les corrélations entre les variables (= paramètres mesurés), d'obtenir des facteurs non corrélés qui sont des combinaisons linéaires des variables de départ, de visualiser les observations dans un espace à deux ou trois dimensions. Elle permet de projeter les observations depuis un espace à p dimensions des p variables vers un espace à k dimensions ($k < p$) tel qu'un maximum d'information soit conservée (l'information est ici mesurée au travers de la variance totale du nuage de points)

sur les premières dimensions. Si l'information associée aux 2 ou 3 premiers axes représente un pourcentage suffisant de la variabilité totale du nuage de points, on pourra représenter les observations sur un graphique à 2 ou 3 dimensions, facilitant ainsi l'interprétation.

A la suite des ACP, nous avons réalisé des régressions linéaires multiples sous le logiciel XL Stat. Le principe est de modéliser une variable dépendante quantitative Y (TEP ou EPS) au travers d'une combinaison linéaire de p variables explicatives quantitatives, X1, X2, ..., Xp (= paramètres mesurés).

7.2.6. Corrélations entre les paramètres mesurés

L'Analyse de Redondance (RDA) a été développée par Van den Wollenberg (1977) comme alternative à l'Analyse Canonique des Corrélations (CCorA). L'Analyse de Redondance étudie la relation entre deux tableaux de variables Y (ex : Sels nutritifs) et X (ex : facteurs hydro-climatiques) et permet d'obtenir une représentation simultanée des observations, des variables réponse, et des variables explicatives en deux ou trois dimensions, optimale pour un critère de covariance (Ter Braak 1986).

8. Résultats

8.1. Présence de mucilage pendant la période d'étude

L'observation du filet à plancton à la remontée a permis d'établir les périodes de présence des mucilages sur la zone d'étude (Figure 24).

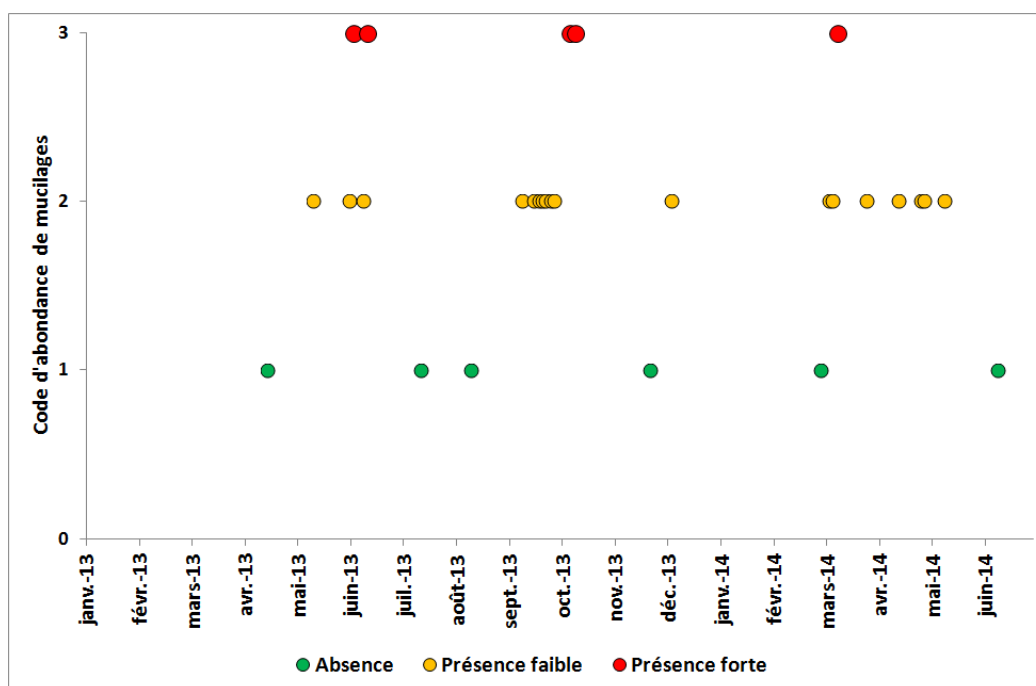


Figure 24 : Chronologie d'apparition des mucilages dans la zone d'étude.

Les stations de Biarritz et Tarnos ont été impactées exactement de la même manière. Les mucilages sont absents en avril, juillet, août et novembre 2013 ainsi qu'en juin 2014. Ils apparaissent sur 4 périodes distinctes :

- en juin 2013 (du 4 au 14) avec deux pics de forte présence les 6 et 14,
- de septembre à octobre 2013 (du 13 septembre au 14 octobre) avec deux pics de forte présence les 11 et 14 octobre,
- en décembre 2013 avec une présence faible le 10 juin,
- au printemps 2014 (du 12 mars au 19 mai) avec un pic observé le 17 mars.

8.2. Caractérisation hydro-climatique de la période d'étude

8.2.1. Caractérisation climatique

La période d'étude est caractérisée par des précipitations importantes et régulières de janvier à juin 2013 avec des pics observés le 08 juin 2013 (105 mm) et le 18 mai 2013 (104 mm) (Figure 25a). A partir de fin juin, une période de faibles précipitations est observée jusqu'à fin octobre avec, toutefois, un pic observé le 07 août 2013 (48 mm). De novembre à avril, les précipitations sont quasi quotidiennes avec deux périodes de répit du 23 novembre au 12 décembre 2013 et du 06 au 21 mars 2014. D'avril à juin, les précipitations sont irrégulières et modérées.

Les températures moyennes de l'air restent relativement fraîches ($< 20^{\circ}\text{C}$) de janvier à juin 2013 puis se réchauffent brutalement à partir du 25 juin pour atteindre un maximum de $29,1^{\circ}\text{C}$ le 1^{er} août 2013 (Figure 25b). D'août à début novembre, elles diminuent progressivement mais restent élevées pour la saison. A partir de novembre, les températures chutent brutalement jusqu'à atteindre un minimum de $2,7^{\circ}\text{C}$ le 27 novembre. De décembre 2013 à juin 2014, les températures augmentent progressivement et restent de saison.

Le rayonnement global augmente de janvier à juin 2013 et atteint un maximum de $3\,061\text{ joules/cm}^2$ le 04 juin 2013 (Figure 25c). Cette période est toutefois marquée par des oscillations très importantes témoignant d'une météorologie très instable et de quantités de lumières très fluctuantes. Il reste élevé et stable de juin à août 2013 puis diminue de façon régulière jusqu'à début novembre 2013. De novembre 2013 à février 2014, le rayonnement global reste quasi constant et faible puis augmente à nouveau régulièrement jusqu'à atteindre un maximum de $3\,041\text{ joules/cm}^2$ le 19 juin 2014.

La vitesse du vent est élevée et fluctue beaucoup entre janvier et juin 2013 avec des épisodes de tempêtes en janvier/février, en mars et en mai (Figure 25d). Elle diminue et reste faible de mi-juin à mi-octobre 2013. De mi-octobre à début mars, une série de tempêtes se succèdent avec une accalmie marquée du 23 novembre au 12 décembre 2013. Deux nouvelles périodes de fortes rafales sont rencontrées fin mars et fin avril 2014.

De janvier à mai 2013, les vents dominants oscillent du secteur Ouest à Nord-Nord-Est puis se stabilisent en Ouest-Nord-Ouest en juin et juillet (Figure 25e). D'août à mi-décembre, ils oscillent à nouveau de secteur Ouest à Nord-Nord-Est puis, de mi-décembre 2013 à début mars 2014, ils s'orientent préférentiellement en secteur Sud. Au printemps 2014, ils oscillent à nouveau du secteur Ouest à Nord-Nord-Est.

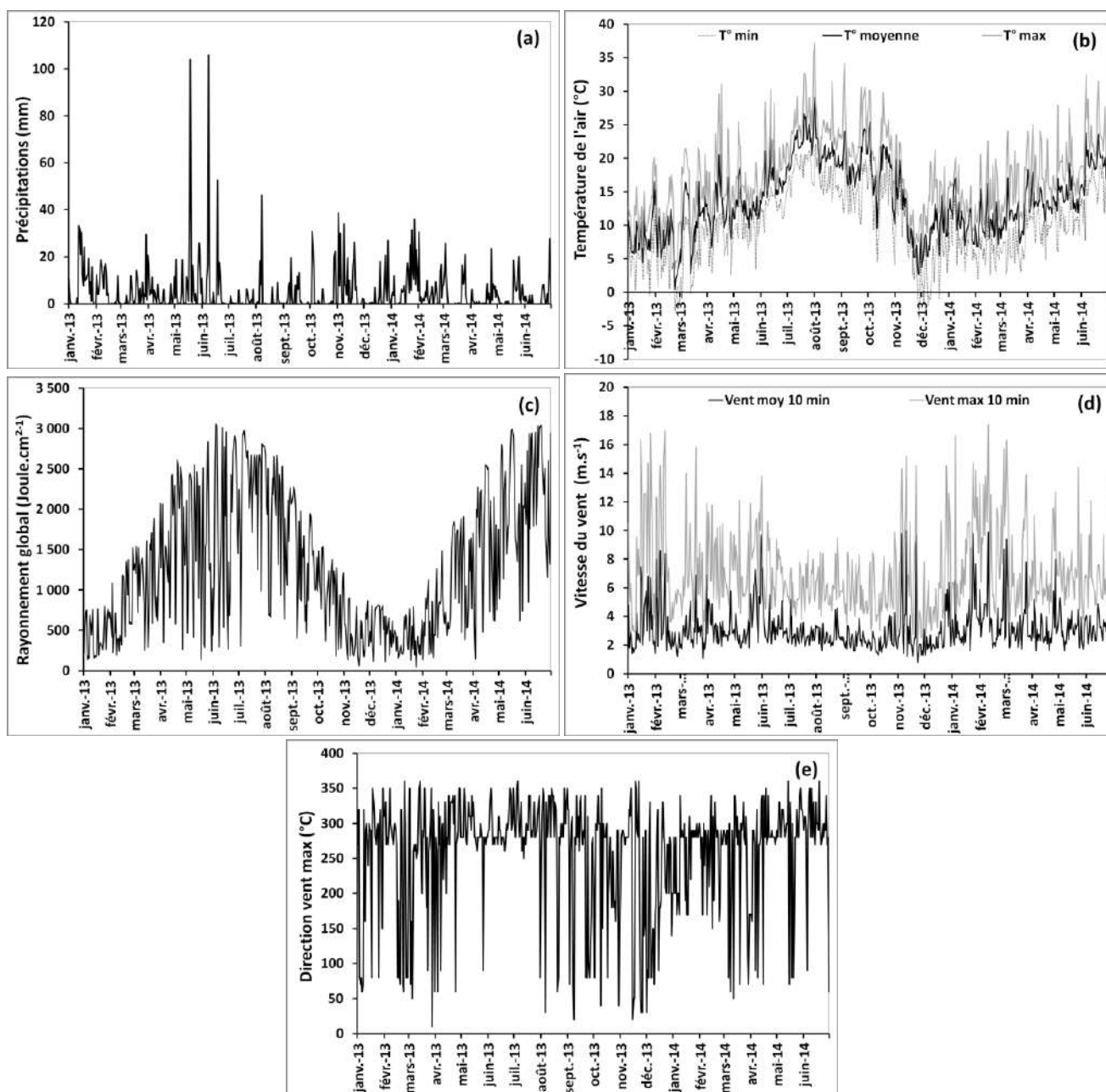


Figure 25 : Evolution temporelle des paramètres climatiques sur la période d'étude (Source : Météo France). (a) Précipitations ; (b) Températures de l'air ; (c) Rayonnement global ; (d) Vitesses des vents moyens et maximums sur 10 minutes ; (e) direction du vent maximum sur 10 minutes.

8.2.2. Caractérisation hydrologique

Les profils de débits des rivières côtières Adour et Nivelle sont identiques sur la période d'étude (Figure 26). Ils sont caractérisés par des crues hivernales de mi-janvier à mi-février 2013 puis des crues printanières marquées ($> 1\,000\text{ m}^3/\text{s}$ pour l'Adour et $> 30\text{ m}^3/\text{s}$ pour la Nivelle) le 30 mars ($1030\text{ m}^3/\text{s}$ sur l'Adour) et une succession de 5 crues entre le 19 mai 2013 ($1012\text{ m}^3/\text{s}$ sur l'Adour et $50\text{ m}^3/\text{s}$ sur la Nivelle) et le 19 juin 2013 ($2240\text{ m}^3/\text{s}$ sur l'Adour et $75\text{ m}^3/\text{s}$ sur la Nivelle).

A partir de fin juin, les débits diminuent brutalement et atteignent leur valeur d'étiage d'août à début novembre. Dans cette période, on note une légère augmentation des débits le 04 octobre 2013 ($292\text{ m}^3/\text{s}$ sur l'Adour et $13\text{ m}^3/\text{s}$ sur la Nivelle). Entre le 05 et le 21 novembre 2013, 3 crues marquées se succèdent puis les débits diminuent jusqu'au 20 décembre. De janvier à avril 2014, les débits restent élevés avec 5 crues marquées sur l'Adour (25 janvier 2014 : $3643\text{ m}^3/\text{s}$; 11 février 2014 : $1244\text{ m}^3/\text{s}$; 5 mars 2014 : $1994\text{ m}^3/\text{s}$; 26 mars 2014 : $1241\text{ m}^3/\text{s}$; 04 avril 2014 : $1856\text{ m}^3/\text{s}$) et 3 sur la Nivelle (25 janvier 2014 : $86\text{ m}^3/\text{s}$; 5 mars 2014 :

47 m³/s ; 26 mars 2014 : 37 m³/s). Une baisse significative des débits est observée entre le 5 et le 23 mars 2014. D'avril à juin, les débits diminuent progressivement avec toutefois des pics sur l'Adour le 3 mai 2014 (814 m³/s), le 26 mai 2014 (899 m³/s) et le 25 juin 2014 (831 m³/s).

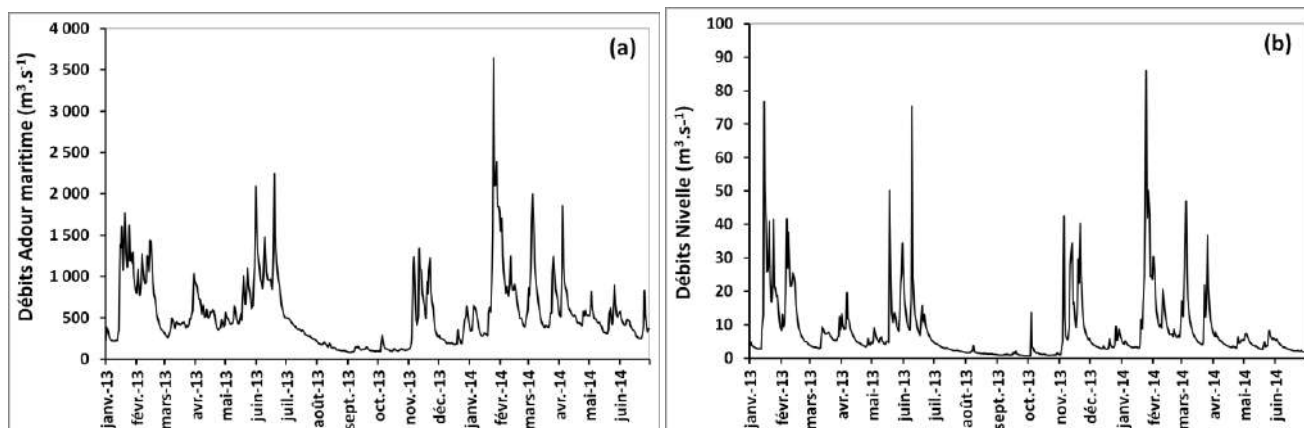


Figure 26 : Evolution temporelle des débits des cours d'eau côtiers sur la période d'étude (Source : Banque Hydro). (a) Débit Adour maritime ; (b) débit Nivelle.

8.3. Caractérisation océanographique de la période d'étude

La période d'étude est caractérisée par des hauteurs de houle élevées (Figure 27a). De fortes houles hivernales longues (période élevée) (Figure 27 b) et orientées Ouest Nord-Ouest (Figure 27 c) sont observées de mi janvier à mi février. Entre le 16 février 2013 et le 06 mars 2014, la houle diminue significativement et s'oriente Nord-Nord Ouest. Elle augmente à nouveau début mars 2013 et reste élevée jusqu'au 4 juin 2013. Dans cette période, elle devient de plus en plus courte et est orientée majoritairement Nord-Nord Ouest. De juin 2013 à fin octobre 2013, la houle est faible, courte et orientée Nord Nord-Ouest jusqu'en octobre et Ouest Nord-Ouest en octobre. De novembre à mars 2014, on observe une succession de tempêtes hivernales avec une forte houle, longue et orientée Ouest-Nord Ouest. Dans cette période, une accalmie est apparue entre le 28 novembre et le 11 décembre avec une houle peu élevée. De mars 2014 à juin 2014, la houle diminue progressivement avec des pics observés le 27 mars 2014 (4,5 m), le 28 avril 2014 (3,8 m). Toutefois, une baisse est observée entre le 10 et le 20 mars 2014.

La température de l'eau en surface diminue de janvier à mars 2013 jusqu'à atteindre un minimum de 10,5 °C le 25 février 2013 (Figure 27d). D'une façon générale, le printemps 2013 présente des températures de l'eau anormalement fraîches pour la période avec des cycles irréguliers de réchauffement/refroidissement. En effet, la température de surface augmente brutalement jusqu'au 8 mars où elle atteint 12,26 °C. Après une diminution brutale entre le 8 et le 19 mars (10,9 °C), elle augmente à nouveau lentement pour atteindre 15,4°C le 14 mai 2013. Les fortes crues observées fin mai ont pour conséquence une baisse de la température de surface à 13,5°C le 1^{er} juin 2013. Elle augmente de nouveau brutalement pour atteindre 18,4 °C le 16 juin 2013. La crue de l'Adour a pour conséquence de faire baisser la température à 16,1 °C le 21 juin. Une hausse brutale et continue est observée entre le 22 juin 2013 et le 24 juillet 2013 (24,8 °C). De fin juillet à fin octobre, la température diminue progressivement mais reste supérieure à 18°C. Le mois de novembre 2013 est marqué par un refroidissement brutal des eaux de surface qui atteignent un minimum de 11,8°C le 9 décembre 2013. Après un bref réchauffement entre le 09 et le 19 décembre 2013 (13,9 °C), elle diminue progressivement jusqu'à 11°C le 12 février 2014. Elle se réchauffe à nouveau du 6 mars 2014 (11,3°C) au 21 mars 2014 (13 °C). Après une légère baisse, elle augmente à nouveau entre le 27 mars 2014 (11,7°C) et le 10 mai 2014 (16,8°C). Après un nouvel épisode de refroidissement, elle se réchauffe à nouveau entre le 25 mai 2014 (15,3°C) et le 15 juin 2014 (20,9°C).

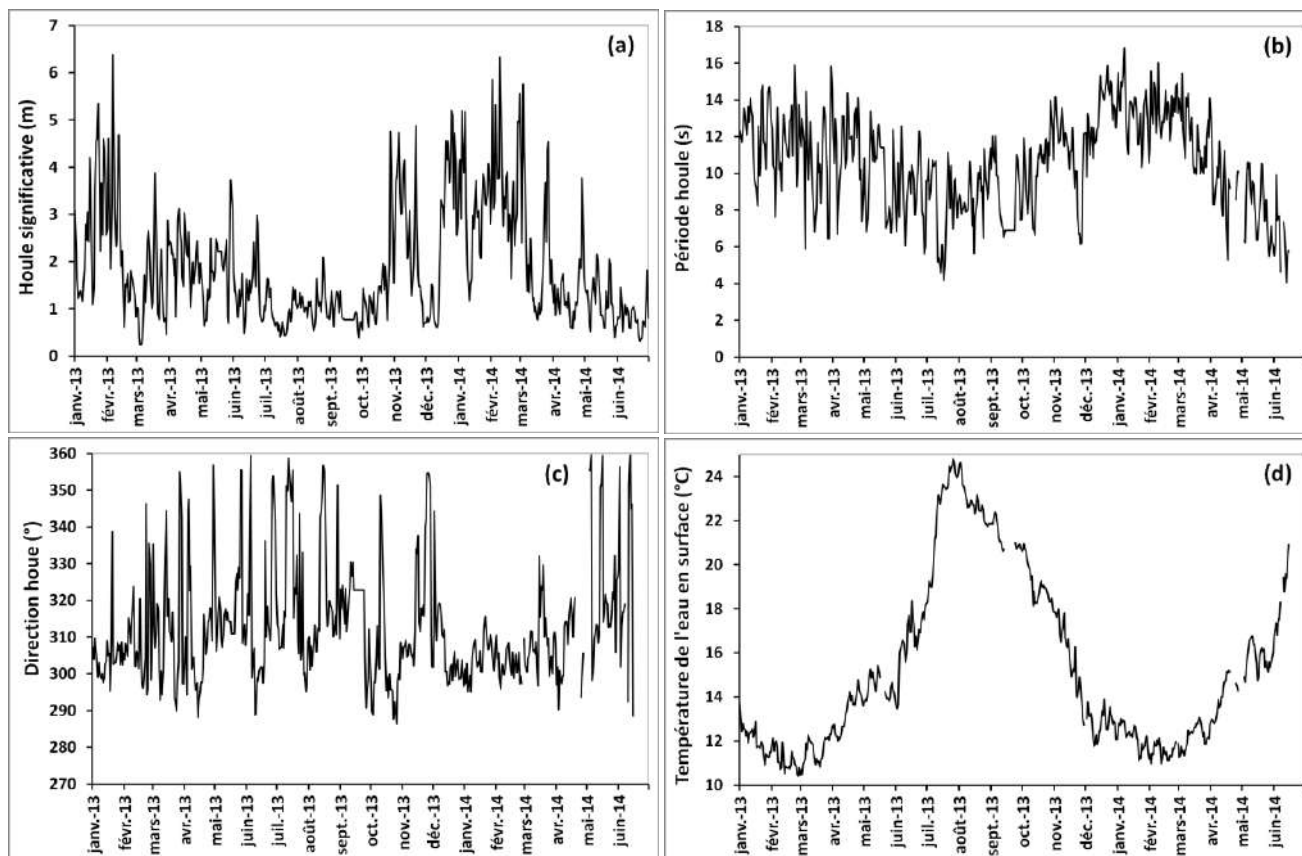


Figure 27 : Evolution temporelle de la houle et de la température de l'eau en surface sur la période d'étude (Source : CEREMA/UPPA). (a) Hauteur significative de la houle ; (b) Période de la houle ; (c) Direction de la houle ; (d) Température de l'eau en surface.

8.4. Caractérisation des masses d'eaux côtières sur la période d'étude

8.4.1. Structuration verticale des masses d'eaux côtières

25 profils verticaux ont été réalisés. La sonde a été défectueuse lors de 3 campagnes (17/04/2013, 12/06/2013 et 14/06/2013) et non disponible le 14/10/2013.

La température de la colonne d'eau est homogène d'avril à juin 2013 puis de novembre 2013 à début avril 2014 (Figure 28a). Une thermocline (= gradient vertical de température) se forme de juillet 2013 à octobre 2013 puis en mai 2014. Sa profondeur varie de 11 à 17 mètres.

La salinité et la densité de la colonne d'eau est homogène d'avril à juin 2013 puis en novembre et décembre 2013 (Figure 28b et c). Une halocline (= gradient vertical de salinité) et une pycnocline (gradient vertical de densité de l'eau de mer) sont présentes de juillet 2013 à octobre 2013 et de mars à juin 2014. Leur profondeur varie de 2 à 16 mètres. Les eaux les plus denses sont rencontrées au printemps 2014.

Les profils de chlorophylle a diffèrent à Biarritz et Tarnos (Figure 28d). Ils sont beaucoup plus marqués à Biarritz avec des maximum de chlorophylle a observés entre 3 et 13 m.

En l'absence de stratification des eaux (avril à juin 2013), les 6 prélèvements de la couche intermédiaire ont été réalisés à mi-profondeur (10 mètres). En présence de pycnocline, 2 prélèvements de la couche intermédiaire ont été réalisés en dessous de la pycnocline (20/09/2013, 1,4 m en dessous et le 12/03/2014, 2 m en dessous), 2 sur la pycnocline (27/11/2013 et 17/03/2014) et 18 ont été réalisés au-dessus de la pycnocline. Depuis novembre 2013, tous les prélèvements de la couche intermédiaire ont été effectués à la profondeur du maximum de chlorophylle a.

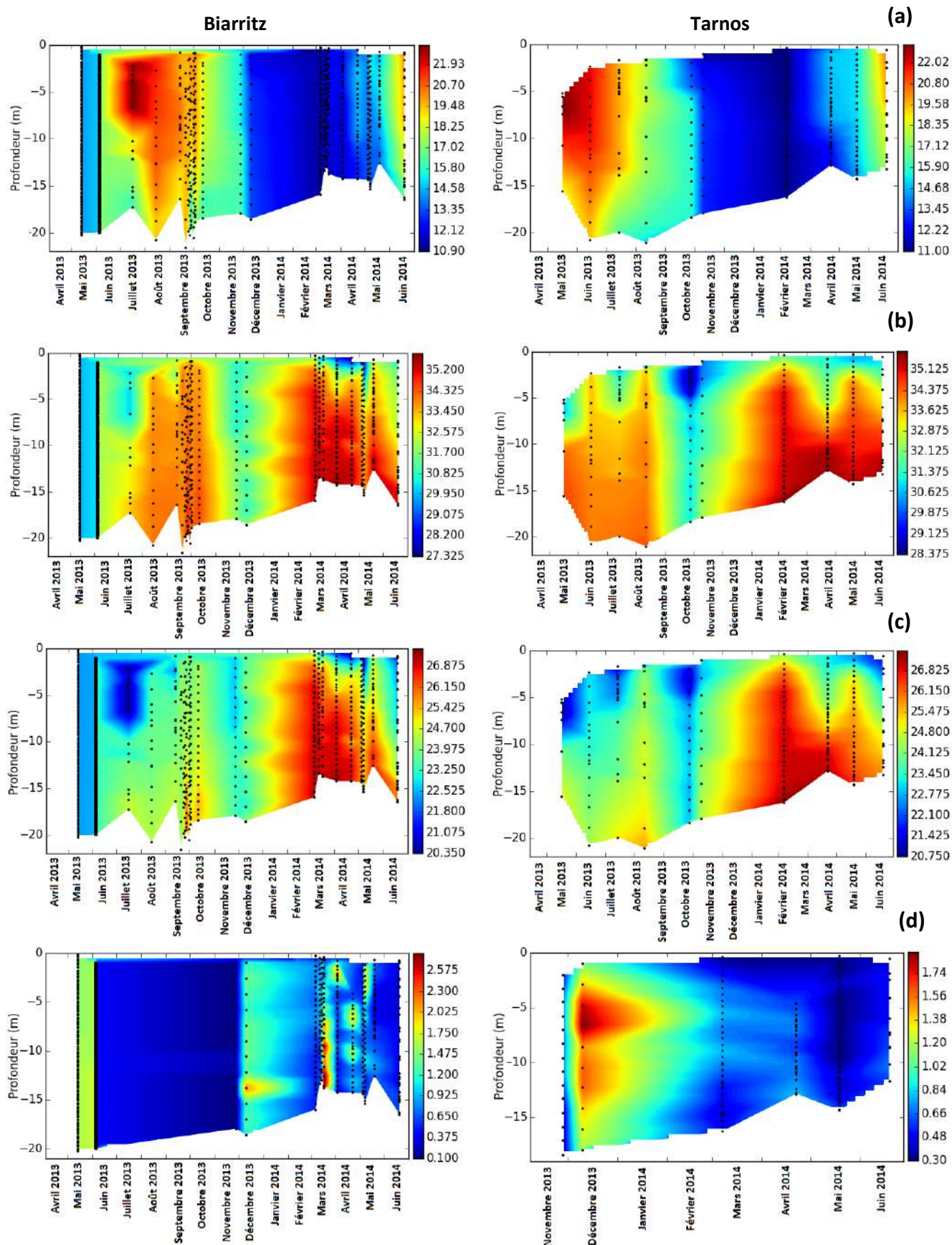


Figure 28 : Evolution de la structuration des masses d'eaux côtières. (a) température en °C ; (b) salinité en ‰; (c) densité sigma t en kg/m^3 ; (d) chlorophylle a en $\mu\text{g/l}$.

8.4.2. Caractérisation biogéochimique des masses d'eaux côtières

8.4.2.1. Sels nutritifs

Les concentrations en ammonium de l'Adour en surface sont équivalentes à celles observées à Biarritz et Tarnos (p value Friedman apparié = 0,033) (Figure 29a). Elles varient entre 2,2 μM (avril 2014) et 6,7 μM (août 2013). Elles augmentent suite aux crues du 31 mai 2013 et du 09 juin 2013 et atteignent un pic en période d'étiage le 12 août (6,68 μM) puis elles diminuent jusqu'en novembre pour revenir aux niveaux d'avril – mai 2013 (2,5 μM). Pendant la période hivernale (décembre à février), elles augmentent légèrement jusqu'en février (3,7 μM) puis diminuent à leur niveau le plus bas début avril 2014. Suite à la crue de début avril, les concentrations augmentent à 3,5 μM fin avril 2014 puis diminuent progressivement jusqu'en juin 2014. A Biarritz, les concentrations maximales sont rencontrées en octobre 2013 (5,5 μM en surface). Les niveaux les plus bas sont enregistrés en avril et mai 2014. A Tarnos, les concentrations en ammonium montrent 3 pics liés à des augmentations de l'Adour en juin 2013 (4,03 μM) et octobre 2013 (8,28 μM) dans la couche intermédiaire et début mars 2014 en surface (2,76 μM). L'évolution des concentrations est sensiblement la même à Biarritz et Tarnos en surface (p value Friedman apparié = 0,527) et dans la couche intermédiaire (p value Friedman apparié = 0,527) ainsi qu'aux 3 profondeurs pour une même station (p value Friedman apparié = 1 à Biarritz et 0,317 à Tarnos).

Les concentrations maximales de nitrates + nitrites de l'Adour peuvent être 6 fois supérieures à celles mesurées sur les stations côtières (p value Friedman apparié < 0,0001) (Figure 29b). Les plus fortes concentrations en nitrates + nitrites de l'Adour sont mesurées en avril 2013 (239,3 μM) puis d'août à octobre 2013 en période d'étiage puis elles diminuent au fur et à mesure que les débits augmentent pour atteindre un minimum en avril 2014 (48 μM). A Biarritz, les concentrations en nitrates + nitrites des eaux de surface et de la couche intermédiaire sont positivement corrélées aux débits de l'Adour (Tableau 3). Elles augmentent suite à des crues de l'Adour en juin, octobre et novembre 2013 ainsi qu'en mars et avril 2014. Les valeurs maximales sont observées le 4 juin 2013 en surface (40,1 μM) alors que les valeurs minimales apparaissent en août 2013 (0,757 μM en surface et 0,141 μM dans la couche intermédiaire). A Tarnos, le pic est atteint en novembre 2013 suite aux crues de l'Adour (26,4 μM en surface) et des augmentations sont constatées en septembre 2013 et mai 2014. Les valeurs minimales sont observées pendant la période d'étiage. Les concentrations en nitrates + nitrites évoluent de façon équivalentes à Biarritz et Tarnos que ce soit en surface (p value test Friedman apparié = 0,132) ou dans la couche intermédiaire (p value test de Friedman apparié = 0,366). Sur les stations côtières, les concentrations de nitrates + nitrites sont significativement supérieures en surface (p value du test de Friedman apparié < 0,0001 à Biarritz et 0,001 à Tarnos).

Les concentrations maximales de phosphates dans l'Adour sont 2 fois supérieures à celles observées dans les eaux de surface de la zone côtière (p value test Friedman apparié = 0,001) (Figure 29c). Elles sont positivement corrélées aux débits de l'Adour (Tableau 3) et aux précipitations à Biarritz (Coefficient de Pearson = 0,781 ; p value < 0,0001; r^2 = 0,610). Les pics de concentrations correspondent aux crues de l'Adour et aux fortes précipitations de juin 2013 (1,68 μM) et janvier 2014 (1,55 μM) tandis que les valeurs minimales sont enregistrées pendant des périodes sèches correspondant à l'étiage de l'Adour en juillet 2013 (0,38 μM). Elles augmentent de façon régulière d'août à octobre sans qu'aucune crue ou fort épisode pluvieux ne soient observés puis diminuent fortement en novembre et décembre suite aux longues crues de novembre. A Biarritz, les concentrations de phosphates sont positivement corrélées aux débits de l'Adour (Tableau 3). Le pic de concentration est donc observé en novembre dans les eaux de surface (1,37 μM) après une longue période de crues et plus généralement des augmentations sont notées lors des pulses de l'Adour de juin et octobre 2013 et ceux de mars et avril 2014. La valeur élevée de juillet 2013 (0,56 μM) n'est pas liée à une augmentation du débit de l'Adour. Les valeurs minimales sont observées à l'automne 2013 (septembre-octobre) et au printemps 2014 (avril à juin). A Tarnos, les concentrations en phosphates sont aussi

significativement corrélées aux débits de l'Adour (Tableau 3). Le pic apparaît à la fin de l'hiver en mars 2014 (0,3 μM) et les valeurs minimales sont enregistrées d'avril à juin 2014. Les concentrations en phosphates évoluent de manière similaire sur les 2 stations côtières que ce soit dans les eaux de surface (p value test Friedman apparié = 0,096) ou dans la couche intermédiaire (p value test Friedman apparié = 0,096). A Biarritz, les concentrations les plus élevées en phosphates sont rencontrées en surface (p value test Friedman apparié = 0,002) alors qu'elles sont équivalentes en surface et dans la couche intermédiaire à Tarnos (p value test Friedman apparié = 0,206).

Les concentrations maximales en silicates de l'Adour sont 5 fois supérieures à celles observées sur la zone côtière et fluctuent entre 53,87 μM (avril 2014) et 115 μM (décembre 2013) (p value test Friedman apparié < 0,0001) (Figure 29 d). Elles sont constantes d'avril à mai 2013 puis diminuent légèrement suite à la crue de juin 2013 puis augmentent pendant la période estivale et restent constantes et élevées d'août à novembre 2013 avant de décliner sur les périodes de crues hivernales et printanières (janvier à avril 2014). Au printemps 2014 (avril à juin 2014), leur concentration revient au niveau initial observé au printemps 2013. A Biarritz, les concentrations en silicates sont positivement corrélées au débit de l'Adour (Tableau 3). Leur dynamique montre donc une similitude avec la dynamique des débits de l'Adour avec des augmentations observées simultanément à des augmentations du débit de l'Adour (juin, octobre, novembre et décembre 2013, mars et avril 2014). Le pic de concentration correspond à la crue de l'Adour et aux fortes précipitations de juin 2013 avec une valeur de 25,8 μM en surface alors que les plus faibles sont rencontrées à l'automne 2013. A Tarnos, les concentrations de silicates ne sont pas corrélées aux débits de l'Adour. Le pic de concentration est observé dans les eaux de surface en novembre 2013 suite à la longue période de crue de l'Adour (14,9 μM) alors que les valeurs minimales apparaissent en septembre 2013. Les concentrations de silicates sont équivalentes sur les 2 stations de la zone côtière (p value du test de Friedman apparié = 0,132 en surface et 0,763 dans la couche intermédiaire). Enfin, à Biarritz comme à Tarnos, les concentrations en silicates sont plus élevées en surface que dans la couche intermédiaire (p value du test de Friedman apparié < 0,0001 à Biarritz et 0,001 à Tarnos).

Tableau 3 : Corrélations significatives de Pearson au seuil de 5 % entre les concentrations en sels nutritifs et les débits de l'Adour.

Station	Profondeur	Sels nutritifs	Coefficient de Pearson	p value	r ²
Adour	Surface	Phosphates	0,584	0,014	0,341
Biarritz	Surface	Silicates	0,622	<0,0001	0,386
		Phosphates	0,420	0,016	0,195
		Nitrites	0,557	0,002	0,310
		Nitrates	0,636	<0,0001	0,405
		Nitrites+Nitrates	0,638	<0,0001	0,407
	Intermédiaire	Silicates	0,476	0,010	0,227
		Phosphates	0,538	0,003	0,290
		Nitrates	0,423	0,022	0,179
		Nitrites+Nitrates	0,498	0,006	0,248
Tarnos	Surface	Phosphates	0,770	0,006	0,593
	Intermédiaire	Phosphates	0,737	0,010	0,543

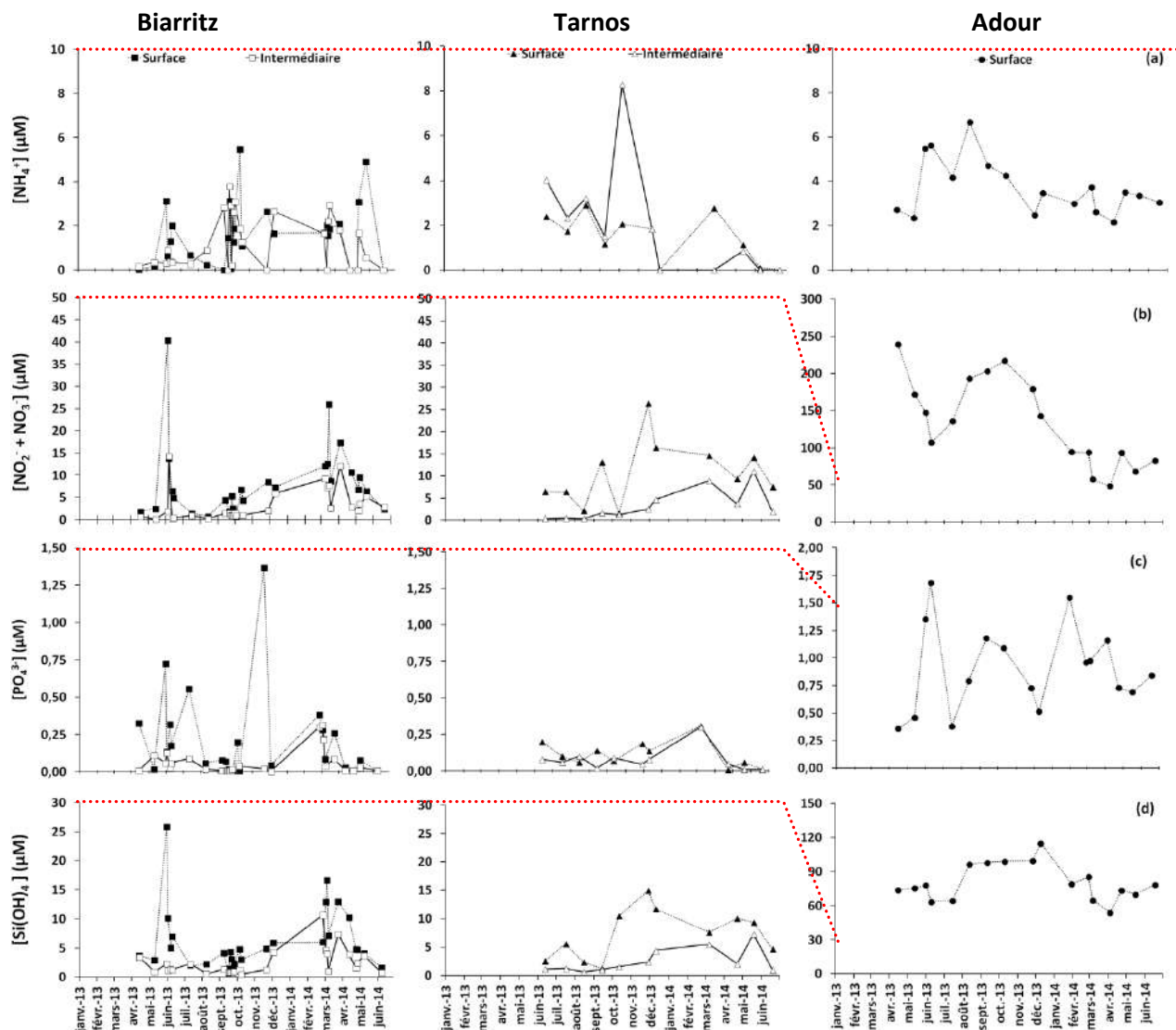


Figure 29 : Evolution temporelle des concentrations en sels nutritifs pendant la période d'étude aux 3 stations d'échantillonnage : (a) Ammonium (NH_4^+), (b) Nitrate + Nitrite ($\text{NO}_2^- + \text{NO}_3^-$), (c) Ortho-phosphate (PO_4^{3-}), (d) Acide silicique (Si(OH)_4).

Les valeurs des ratios N/P sont élevées mais ne sont pas significativement différentes sur les 3 stations (p value test de Friedman apparié = 0,006) (Figure 30a). Sur l'Adour, les valeurs les plus élevées sont observées sur l'année 2013 avec des pics d'intensité décroissante en avril 2013 (672), juillet 2013 (367) et décembre 2013 (285) alors que les valeurs les plus faibles sont rencontrées sur l'année 2014 du fait notamment de la baisse de concentrations en nitrates et nitrites. A Biarritz, deux pics apparaissent en décembre 2013 dans la couche intermédiaire (1 653) et en surface début mai 2014 (1 271). En dehors de ces valeurs extrêmes, les plus fortes valeurs sont observées à l'automne 2013 et des augmentations saisonnières sont constatées en juin 2013 et début mars 2014. Les valeurs minimales sont observées en surface en juillet 2013 (3,8). A Tarnos, deux pics apparaissent en fin avril 2014 en surface (1050) et mi mai dans la couche intermédiaire (1105). En dehors de ces périodes, les valeurs du ratio restent élevées mais relativement constantes. Sur les 2 stations côtières, il n'y a pas de différence significative entre les ratios N/P de surface et de la couche intermédiaire (p value du test Friedman apparié = 0,853 à Biarritz et 0,366 à Tarnos).

Les valeurs maximales du ratio Si/N sur la zone côtière peuvent atteindre 3 fois la valeur maximale observée sur l'Adour (Figure 30b). Toutefois, l'évolution de ces valeurs ne présente pas de différences significatives entre les 3 stations (p value test de Friedman apparié = 0,441). Sur l'Adour, le ratio Si/N augmente jusqu'en juin 2013 puis diminue et reste constant de juillet à octobre avant d'augmenter de nouveau à partir de novembre pour atteindre un pic en mars et avril 2014 (1,08). A Biarritz, le pic de valeur

apparaît dans la couche intermédiaire en avril 2013 (4,15) alors que les valeurs minimales sont observées le 06 juin 2013 dans la couche intermédiaire (0,08) à l'automne 2013 et le 17 mars 2014. Le ratio Si/N augmente pendant la période estivale 2013, à la fin de l'hiver (début mars 2014) et au printemps 2014 (avril 2014). A Tarnos, le pic de valeur est observé le 11 octobre en surface (2,8) et celles-ci augmentent pendant l'été 2013, au début de l'hiver (décembre 2013) et au printemps 2014 (avril 2014). Il n'existe pas de différence significative entre les ratios mesurés à Biarritz et Tarnos dans la couche intermédiaire (p value test de Friedman apparié = 0,366) ni entre les différentes profondeurs échantillonnées sur une même station (p value test de Friedman apparié = 1 à Biarritz et 0,763 à Tarnos).

Les valeurs maximales du ratio Si/P sur la zone côtière peuvent représenter 4 fois la valeur maximale de ce ratio mesuré sur l'Adour (Figure 30c). Cependant, il n'y a pas de différence significative entre ces stations (p value test Friedman apparié = 0,06). Sur l'Adour, il est négativement corrélé aux débits (Tableau 3) et aux précipitations (Coefficient de Pearson = -0,587 ; p value = 0,013 ; $r^2 = 0,345$). Il présente un pic en décembre 2013 (224) et des valeurs minimales en juin 2013 (37) et janvier 2014 (51) liées à des crues. Il est élevé pendant le printemps 2013 (avril-mai) et pendant l'été 2013 (juillet). A Biarritz, il augmente pendant la période automnale 2013 et printanière 2014. Toutefois, le pic de valeur de ce ratio est observé dans la couche intermédiaire en décembre 2013 (827). A Tarnos, deux pics apparaissent en avril 2014 en surface (1105) et en mai 2014 dans la couche intermédiaire (730). Il n'existe pas de différence significative entre les ratios mesurés en surface et dans la couche intermédiaire (p value test de Friedman apparié = 0,450 à Biarritz et 0,132 à Tarnos).

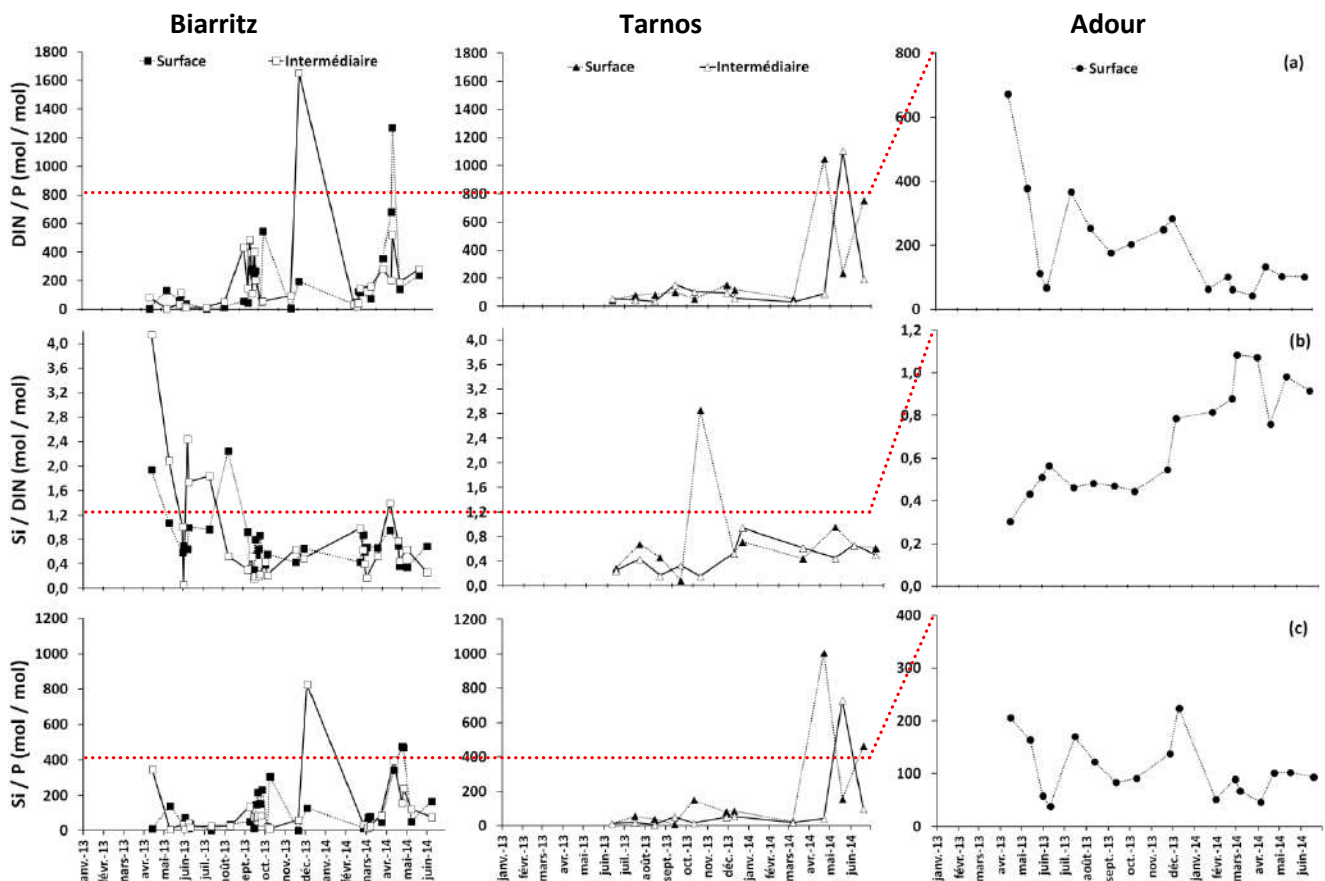


Figure 30 : Evolution temporelle des rapports de concentrations en sels nutritifs pendant la période d'étude aux 3 stations d'échantillonnage : (a) DIN / P, (b) Si / DIN, (c) Si / P. DIN = Azote inorganique dissout (Ammonium + Nitrate + Nitrite) ; P = Orthophosphate ; Si = Acide silicique

Les concentrations en sels nutritifs mesurées sur l'Adour sont supérieures à celles des stations côtières alors que les ratios ne sont pas significativement différents entre les 3 stations. Du point de vue des concentrations en sels nutritifs et de leurs ratios, les stations de Biarritz et Tarnos ne sont pas significativement différentes. Toutefois, pour ces 2 stations, les concentrations en sels nutritifs mesurées en surface sont significativement supérieures à celles mesurées dans la couche intermédiaire ce qui confirme que nous avons échantillonné deux masses d'eau différentes. Enfin, les nombreuses corrélations entre les débits de l'Adour et les concentrations de sels nutritifs à Biarritz révèlent une forte influence de l'Adour sur cette station.

8.4.2.2. *Matière organique particulaire*

Les concentrations de matières en suspension mesurées sur l'Adour sont supérieures à celles relevées sur la zone côtière (p value test Friedman apparié = 0,001) et les concentrations maximales sont 10 fois supérieures à celles rencontrées sur les stations littorales (Figure 31a). Sur l'Adour, les concentrations en MES sont positivement corrélées aux débits de l'Adour (Tableau 4) et aux précipitations (Tableau 5) ce qui explique que les pics apparaissent sur les crues du 31 mai 2013 (254 mg/l) et du 04 avril 2014 (182 mg/l) tandis que les valeurs les plus faibles sont rencontrées en période d'étiage (juillet à décembre 2013). A Biarritz, les concentrations en MES en surface sont positivement corrélées aux débits de l'Adour (Tableau 4) tandis que celles du fond sont corrélées aux précipitations (Tableau 5). Les pics de concentrations apparaissent en surface en juin 2013 (18 mg/l) et à la sortie de l'hiver en mars 2014 (11,9 mg/l) avec une légère augmentation estivale et automnale. A Tarnos, le pic de concentrations apparaît en surface en mars 2014 (7,7 mg/l) et en juillet 2013 (7,6 mg/l). Les concentrations en MES ne sont pas significativement différentes entre les deux stations côtières (p value test Friedman apparié = 0,527 en surface, 0,206 dans la couche intermédiaire et 0,132 au fond). A Biarritz, il existe un gradient décroissant de concentrations de la surface vers le fond (p value test de Friedman apparié = 0,001) tandis que ce gradient n'apparaît pas à Tarnos (p value test de Friedman apparié = 0,150).

Les concentrations en carbone organique particulaire (COP) de l'Adour sont significativement supérieures à celles mesurées sur les stations côtières (p value test Friedman apparié = 0,001) (Figure 31b). En effet, les valeurs maximales sont 8 fois supérieures à celles rencontrées à Biarritz en surface et 2,5 fois plus élevées que celles mesurées à Tarnos au fond. Sur l'Adour, ces concentrations sont positivement corrélées aux débits (Tableau 4) et aux précipitations (Tableau 5). Les profils de COP sont identiques à ceux des MES avec des pics observés en mai 2013 (6288 $\mu\text{g/l}$) et en avril 2014 (4428 $\mu\text{g/l}$) et des valeurs faibles de juillet à décembre. A Biarritz, les concentrations de COP en surface sont positivement corrélées aux débits de l'Adour (Tableau 4) tandis que celles du fond sont positivement corrélées aux débits (Tableau 4) et aux précipitations (Tableau 5). Le profil de COP est le même que pour les MES avec des pics en juin 2013 (780 $\mu\text{g/l}$) et en avril 2014 (593 $\mu\text{g/l}$), des augmentations saisonnières estivales et automnales. A Tarnos, deux pics de concentrations apparaissent en juillet (2546 $\mu\text{g/l}$) et septembre 2013 (973 $\mu\text{g/l}$). Exception faite de ces deux pics, la dynamique ressemble à celles observée à Biarritz avec des pics en surface en juin 2013 et dans la couche intermédiaire en avril 2014. Il n'y a pas de différence significative entre les deux stations quelque soit la profondeur étudiée (p value test Friedman apparié = 0,058 en surface, 0,206 dans la couche intermédiaire et 0,763 au fond). Enfin, les concentrations de COP à Biarritz diminuent avec la profondeur (p value test Friedman apparié < 0,0001) alors que ceci n'est pas observé à la station de Tarnos (p value test de Friedman apparié = 0,122).

Les concentrations en azote organique particulaire (NOP) de l'Adour sont supérieures à celles observées sur la zone côtière (p value test de Friedman apparié = 0,002) et les concentrations maximales sont 5 fois supérieures à celles observées à Biarritz en surface et 2 fois supérieures à celles mesurées au fond à Tarnos (Figure 31c). Les concentrations de NOP sur l'Adour sont positivement corrélées aux débits (Tableau 4) et aux précipitations (Tableau 5). De ce fait, le profil des concentrations en NOP sur l'Adour sont identiques à ceux des MES et du COP avec des pics observés en mai 2013 (705 $\mu\text{g/l}$) et avril 2014 (557 $\mu\text{g/l}$) tandis que les

faibles valeurs sont rencontrées de juillet à décembre. A Biarritz, les concentrations de NOP sont positivement corrélées aux débits de l'Adour (Tableau 4) quelque soit ma profondeur considérée et les concentrations de fond sont fortement corrélées aux précipitations (Tableau 5). Les profils sont les mêmes que ceux observés pour les MES et le COP avec des pics de concentrations en surface en juin 2013 (134 µg/l) et en avril 2014 (71 µg/l) et des augmentations saisonnières estivales et automnales. A Tarnos, seules les concentrations de surface sont positivement corrélées aux précipitations (Tableau 5). Deux pics apparaissent au fond en juillet (473 µg/l) et septembre 2013 (206 µg/l). En dehors de ces pics, la dynamique est la même que celle observée à Biarritz avec des pics en surface en juin 2013 et au début du printemps 2014. Les concentrations de NOP ne sont pas significativement différentes entre les deux stations côtières (p value test de Friedman apparié = 1 en surface, 0,527 dans la couche intermédiaire et 0,206 au fond). A Biarritz, il existe un gradient décroissant de concentrations en NOP de la surface vers le fond (p value Friedman apparié < 0,0001) tandis, pour la station de Tarnos, nous ne relevons pas de différences significatives entre les 3 profondeurs (p value test Friedman apparié = 0,273).

Tableau 4 : Corrélations significatives de Pearson au seuil de 5 % entre les paramètres de matière organique particulaire et les débits de l'Adour.

Station	Profondeur	Paramètres MOP	Coefficient de Pearson	p value	r ²
Adour	Surface	MES	0,574	0,016	0,329
		NOP	0,556	0,021	0,309
		COP	0,576	0,016	0,332
Biarritz	Surface	MES	0,692	<0,0001	0,479
		NOP	0,638	<0,0001	0,407
		COP	0,688	<0,0001	0,473
	Intermédiaire	NOP	0,582	0,001	0,339
	Fond	NOP	0,458	0,012	0,210
		COP	0,385	0,039	0,148

Tableau 5 : Corrélations significatives de Pearson au seuil de 5 % entre les paramètres de matière organique particulaire et les précipitations à Biarritz.

Station	Profondeur	Paramètres MOP	Coefficient de Pearson	p value	r ²
Adour	Surface	MES	0,553	0,021	0,305
		NOP	0,633	0,006	0,400
		COP	0,614	0,009	0,378
Biarritz	Fond	MES	0,436	0,018	0,190
		NOP	0,835	<0,0001	0,698
		COP	0,906	<0,0001	0,820
Tarnos	Surface	NOP	0,695	0,026	0,483
		COP	0,730	0,016	0,534

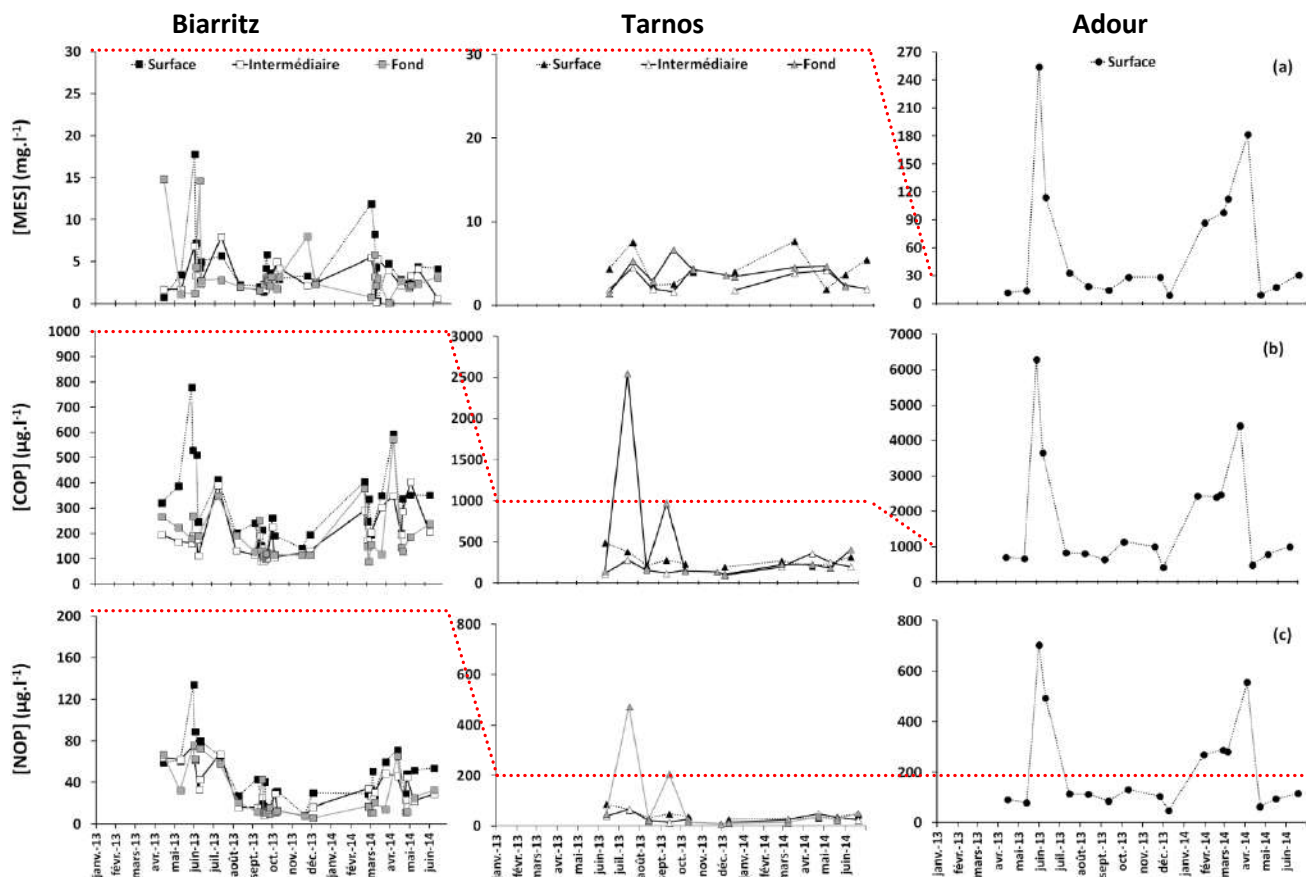


Figure 31 : Evolution temporelle des concentrations en matière organique particulaire pendant la période d'étude aux 3 stations d'échantillonnage. (a) matières en suspension (MES) ; (b) Carbone organique particulaire (COP) ; (c) Azote organique particulaire (NOP).

Les ratios C/N observés au fond à Biarritz peuvent être deux fois supérieurs à ceux observés sur l'Adour en surface (Figure 32 a). Ils sont toutefois significativement différents entre l'Adour et les stations côtières (p value test Friedman apparié = 0,001). Sur l'Adour deux pics sont observés le 31 mai 2013 (10,7) et le 6 mars 2014 (10,3) tandis que les plus faibles valeurs sont enregistrées en août 2013 (8,2) et en avril 2014 (6,9). Sur la zone côtière, le pic apparaît au fond le 07 mars 2014 avec des valeurs de 15,5 à Biarritz et de 11,9 à Tarnos. A Biarritz, le ratio C/N de la couche intermédiaire est négativement corrélé aux débits de l'Adour (Tableau 6). Toutefois, nous observons des augmentations ponctuelles suite à des augmentations de débits de l'Adour en juin, octobre et novembre 2013 et en avril 2014. Sur les stations côtières, les ratios C/N sont significativement différents en surface (p value test Friedman apparié = 0,035) tandis qu'ils sont identiques pour les autres profondeurs échantillonnées (p value test Friedman apparié = 0,132 dans la couche intermédiaire et 0,206 au fond). Enfin, la station de Biarritz montre des valeurs plus élevées au fond qu'aux autres profondeurs (p value test Friedman apparié = 0,005) alors qu'à Tarnos ce rapport n'est pas significativement différent entre les 3 profondeurs (p value test Friedman apparié = 0,132).

Les ratios COP/NOP au fond à Biarritz peuvent être deux fois supérieurs à ceux observés sur l'Adour en surface (Figure 32b). Les ratios de Biarritz en surface et de l'Adour sont identiques (p value test Friedman apparié = 0,366) alors qu'ils diffèrent significativement entre la station de Tarnos en surface et celle de l'Adour (p value test Friedman apparié = 0,011). L'évolution du rapport COP/NOP sur l'Adour présente la même allure que l'évolution du ratio C/N à l'exception du pic observé en novembre 2013 (9,6). A Biarritz, comme pour le ratio C/N, le ratio COP/NOP de la couche intermédiaire est négativement corrélé aux débits de l'Adour (Tableau 6). Un pic est observé le 7 mars 2013 au fond (22,1) avec des augmentations ponctuelles en juin, octobre, novembre 2013 et avril 2014. A Tarnos, deux pics apparaissent au fond après des périodes de crues de l'Adour en novembre 2013 (15,3) et en mars 2014 (16). Sur les stations côtières, nous ne notons pas de

différence significative pour les ratios COP/NOP quelque soit la profondeur d'échantillonnage étudié (p value test Friedman apparié = 0,206 en surface, 0,058 dans la couche intermédiaire et 0,132 au fond). A Biarritz, les valeurs de ce ratio sont plus élevées au fond qu'en surface ou dans la couche intermédiaire (p value test Friedman apparié = 0,002) tandis que ce n'est pas le cas à Tarnos (p value test Friedman apparié = 0,905).

Les valeurs maximales du ratio COP/Chlo a observées sur l'Adour et à Tarnos au fond sont 4 fois supérieures à celles mesurées à Biarritz (Figure 32c). Toutefois, il n'existe pas de différence significative du ratio COP/Chlo a aux 3 stations en surface (p value test Friedman apparié = 0,058). Sur l'Adour, ce rapport est corrélé positivement aux débits (Tableau 6) et aux précipitations (Coefficient de Pearson = 0,740 ; p value = 0,001 ; $r^2 = 0,548$). Le profil de ce ratio est le même que celui observé pour les MES, le COP et le NOP (Figure 31) avec des pics apparaissant sur deux fortes crues de l'Adour fin mai 2013 (3 468) et fin janvier 2014 (3 601) tandis que les plus faibles valeurs sont observées à l'automne 2013 et au printemps 2014. A Biarritz, le ratio COP/Chlo a est négativement corrélé aux débits de l'Adour (Tableau 6). De plus, les plus fortes valeurs sont quasi exclusivement observées au fond avec un pic le 07 mars 2013 (952) et de fortes augmentations en septembre et novembre 2013. A Tarnos, les plus fortes valeurs apparaissent aussi dans la couche de fond avec un pic enregistré en juillet 2013 (4000). Sur les stations côtières, pour toutes les profondeurs échantillonnées, il n'y a pas de différences significatives entre les stations (p value test Friedman apparié = 0,058 en surface, 0,527 dans la couche intermédiaire et 0,763 au fond). A Biarritz, les valeurs du ratio COP/Chlo a au fond sont significativement plus élevées qu'en surface et dans la couche intermédiaire (p value test Friedman apparié = 0,001) tandis qu'elles sont équivalentes pur les 3 profondeurs à Tarnos (p value test Friedman apparié = 0,082).

Tableau 6 : Corrélations significatives de Pearson au seuil de 5 % entre les ratios de matière organique particulaire et les débits de l'Adour.

Station	Profondeur	Ratios	Coefficient de Pearson	p value	r^2
Adour	Surface	COP/Chlo a	0,698	0,002	0,487
Biarritz	Intermédiaire	COP/NOP	-0,433	0,019	0,187
		C/N	-0,433	0,019	0,187
		COP/Chlo a	-0,391	0,036	0,153

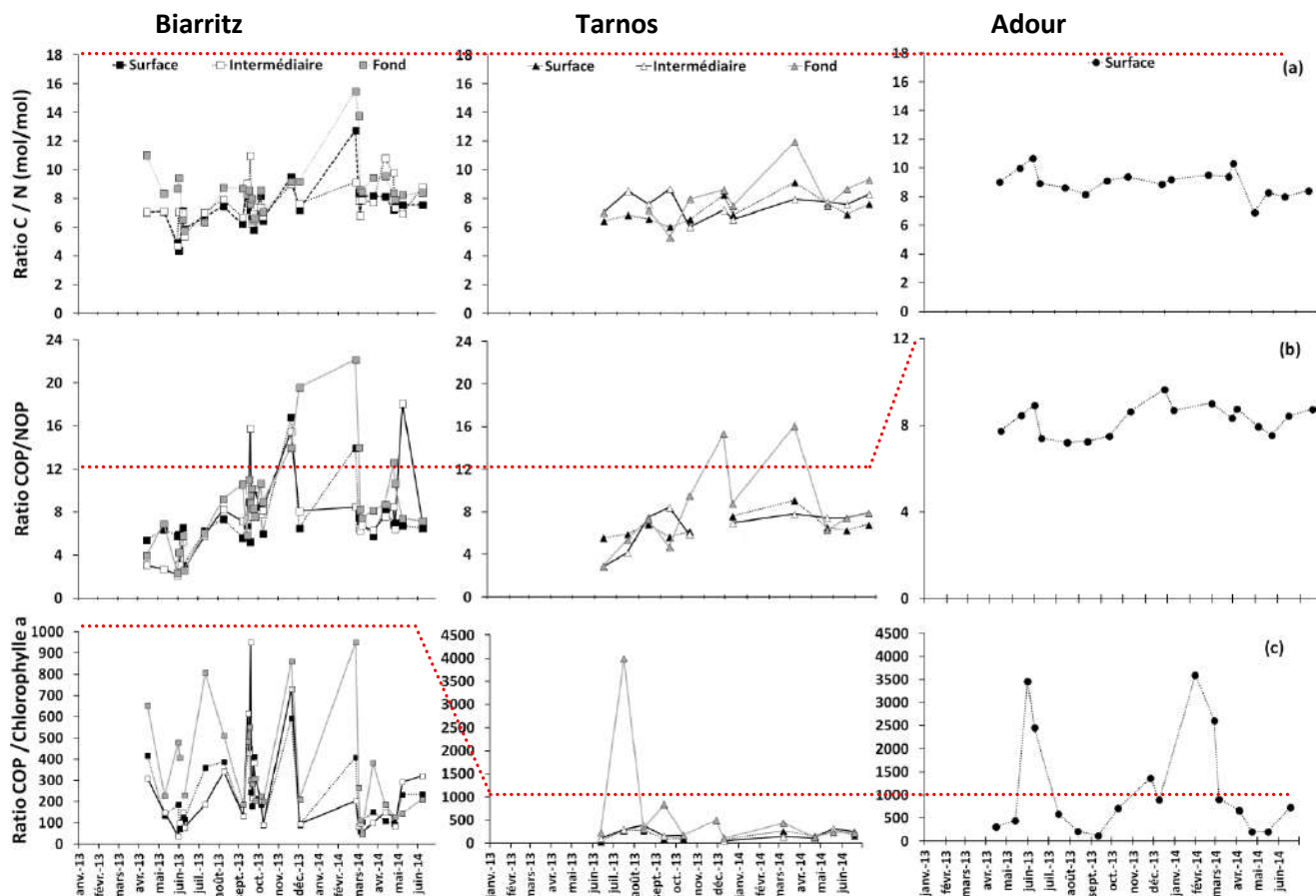


Figure 32 : Evolution temporelle des rapports de matière organique particulaire pendant la période d'étude aux 3 stations d'échantillonnage. (a) C/N ; (b) COP/NOP ; (c) COP/Chlo a spectrophotomètre.

Du point de vue des concentrations en matière organique particulaire, la station de l'Adour est significativement différente des stations côtières qui, elles, sont identiques. A Biarritz, nous observons des valeurs significativement plus élevées en surface que dans les autres couches d'eaux échantillonnées, ce qui n'est pas le cas à Tarnos. De nombreuses corrélations ont été démontrées entre les concentrations en matière organique à Biarritz et les débits de l'Adour ce qui démontre une nouvelle fois la forte influence de ce fleuve sur cette station côtière. Au niveau des ratios de MOP, l'Adour se distingue des stations côtières pour le ratio C/N et COP/NOP avec la station de Tarnos. Exception faite du ratio C/N en surface, nous ne distinguons pas de différence significative entre les 2 stations côtières quelque soit le ratio ou la profondeur analysée. Enfin, les valeurs des ratios à la station de Biarritz sont significativement supérieures à celles mesurées dans la couche de surface et la couche intermédiaire.

8.4.2.3. Pigments chlorophylliens

Les profils de chlorophylle mesurés par fluorimétrie (Figure 33a) et ceux de chlorophylle a analysés par spectrophotométrie (Figure 33b) présentent les mêmes profils quelque soit la station étudiée. En effet, les valeurs de chlorophylle obtenues par fluorimétrie et les valeurs de chlorophylle a et de chlorophylle totale (Chlorophylle a + Chlorophylle b + Chlorophylle c) obtenues par spectrophotométrie sont très fortement corrélées (Tableau 7).

Tableau 7 : Corrélations de Pearson entre les valeurs de chlorophylles mesurées par fluorimétrie et spectrophotométrie.

Variables	Coefficient de Pearson		p value		r ²	
	Chlorophylle fluorimétrie	Chlorophylle a spectrophotométrie	Chlorophylle fluorimétrie	Chlorophylle a spectrophotométrie	Chlorophylle fluorimétrie	Chlorophylle a spectrophotométrie
Chlorophylle fluorimétrie	1		0		1	
Chlorophylle a spectrophotométrie	0,999	1	< 0,0001	0	0,998	1
Chlorophylle totale spectrophotométrie	0,999	1,000	< 0,0001	< 0,0001	0,998	1,000

Le pigment majoritaire sur les 3 stations est la chlorophylle a (Figure 33b). Les concentrations les plus élevées sont essentiellement rencontrées en surface mais nous ne distinguons aucune différence significative entre les 3 stations en surface (p value test de Friedman apparié = 0,336). Sur l'Adour, les valeurs de chlorophylle a présentent deux pics l'un en septembre 2013 (5 µg/l) et l'autre en avril 2014 (6,6 µg/l) et les valeurs minimales sont enregistrées en décembre 2013 (0,47 µg/l). A Biarritz, les valeurs de chlorophylle a en surface et dans la couche intermédiaire sont corrélées aux débits de l'Adour (Tableau 8). Ceci se traduit par trois pics en juin 2013 (7,25 µg/l), en mars 2014 (5,29 µg/l) et en avril 2014 (5,43 µg/l) et des augmentations saisonnières en octobre et décembre 2013. A Tarnos, les concentrations de chlorophylle a en surface sont positivement corrélées aux précipitations (Tableau 9) ce qui explique le pic observé le 12 juin 2013 (11,9 µg/l). Comme à Biarritz, nous observons ensuite des augmentations saisonnières en octobre et décembre 2013 ainsi qu'en avril 2014. Sur les 2 stations côtières, les valeurs de chlorophylle a sont sensiblement identiques quelque soit la profondeur analysée (p value du test de Friedman apparié = 0,132 en surface, 0,763 dans la couche intermédiaire et 0,058 au fond). A Biarritz, les concentrations de surface sont significativement supérieures à celles rencontrées dans la couche de surface et au fond (p value du test de Friedman apparié <0,0001) alors qu'à Tarnos les concentrations de fond sont significativement inférieures à celles mesurées dans la couche intermédiaire et dans la couche de surface (p value du test de Friedman apparié = 0,012).

Les valeurs de chlorophylle b mesurées sur les 3 stations sont du même ordre de grandeur (Figure 33c). Les concentrations des 3 stations en surface sont identiques (p value test Friedman apparié =0,307). Sur l'Adour, ces concentrations sont positivement corrélées aux débits (Tableau 8) et aux précipitations (Tableau 9) ce qui explique les pics observés fin mai début juin 2013 (0,68 µg/l) et début mars 2014 (0,48 µg/l) et les faibles valeurs de septembre et décembre 2013. A Biarritz, les concentrations de chlorophylle b dans la couche intermédiaire sont positivement corrélées aux débits de l'Adour (Tableau 8). L'évolution des concentrations montre un pic en décembre 2013 (0,6 µg/l) et des augmentations saisonnières en juin, septembre et octobre 2013 ainsi qu'en mars et avril 2014 en surface et en juin et juillet 2013 puis mars 2014 dans la couche intermédiaire. A Tarnos, le pic apparaît aussi en surface en décembre 2013 et des augmentations sont notées principalement en juin et septembre 2013. Sur les stations côtières, les concentrations de chlorophylle b sont identiques quelque soit la profondeur de prélèvement analysée (p value du test de Friedman = 0,763 dans la couche intermédiaire et 0,206 au fond). A Biarritz, les concentrations de chlorophylle b sont inférieures au fond qu'en surface ou dans la couche intermédiaire (p value test de Friedman apparié < 0,001) alors qu'elles sont identiques sur les 3 profondeurs prélevées à Tarnos (p value test de Friedman apparié = 0,178).

Les valeurs de chlorophylle c mesurées sur la zone côtière peuvent être jusqu'à deux fois supérieures à celles mesurées sur l'Adour (Figure 33d). Toutefois, il n'existe pas de différence significative entre les concentrations en surface de chlorophylle c mesurées dans les 3 stations (p value test Friedman apparié =0,086). Sur l'Adour, les pics apparaissent en septembre 2013 (0,36 µg/l) et avril 2014 (0,5 µg/l). A Biarritz, les concentrations en chlorophylle c en surface et dans la couche intermédiaire sont positivement corrélées aux débits de l'Adour (Tableau 8). Les pics apparaissent en surface au printemps (1,15 µg/l le 06/06/2013 ; 0,76 µg/l le 14/03/2014 et 1,09 µg/l le 22/04/2014) avec de légères augmentations saisonnières en septembre, octobre et décembre 2013. A Tarnos, les concentrations de chlorophylle c en surface sont positivement corrélées aux précipitations (Tableau 9). Au-delà du pic observé le 12 juin 2013 (2,27 µg/l), la dynamique est la même que celle observée à Biarritz. Sur ces deux stations côtières, l'évolution des concentrations de chlorophylle c sont identiques dans la couche intermédiaire (p value test Friedman apparié = 0,763) et au fond (0,058). De plus, à Biarritz, il existe un gradient décroissant de chlorophylle c de la surface vers le fond (p value test Friedman apparié <0,0001) qui n'est pas observé à Tarnos (p value test Friedman apparié = 0,148).

Tableau 8 : Corrélations significatives de Pearson au seuil de 5 % entre les concentrations de chlorophylle et les débits de l'Adour.

Station	Profondeur	Chlorophylle	Coefficient de Pearson	p value	r ²
Adour	Surface	b	0,536	0,027	0,287
Biarritz	Surface	a	0,514	0,004	0,264
		c	0,473	0,010	0,224
		a	0,522	0,004	0,272
	Intermédiaire	b	0,454	0,013	0,206
		c	0,489	0,007	0,239

Tableau 9 : Corrélations significatives de Pearson au seuil de 5 % entre les concentrations de chlorophylle et les précipitations à Biarritz.

Station	Profondeur	Chlorophylle	Coefficient de Pearson	p value	r ²
Adour	Surface	b	0,703	0,002	0,294
Tarnos	Surface	a	0,881	<0,0001	0,777
		c	0,892	<0,0001	0,796

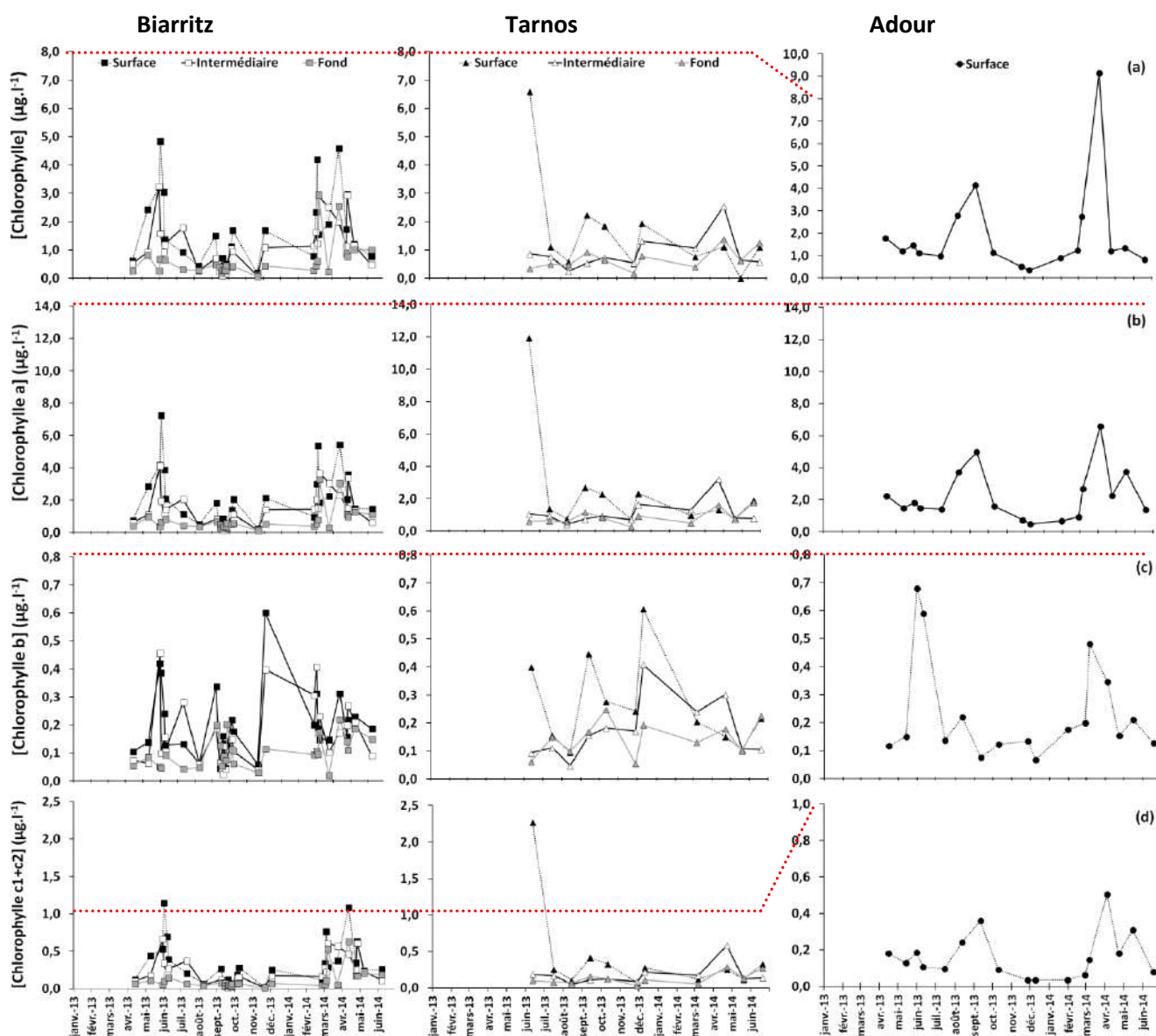


Figure 33 : Evolution temporelle des concentrations en chlorophylle pendant la période d'étude aux 3 stations d'échantillonnage par fluorimétrie (a) et spectrophotométrie (b, c, d). (a) Chlorophylle par fluorimétrie ; (b) Chlorophylle a par spectrophotométrie ; (c) Chlorophylle b par spectrophotométrie ; (d) Chlorophylle c1+c2 par spectrophotométrie.

Les profils de phéopigments mesurés par fluorimétrie (Figure 34a) et ceux de phéopigments a analysés par spectrophotométrie (Figure 34b) présentent les mêmes profils quelque soit la station étudiée. En effet, les valeurs de phéopigments obtenues par fluorimétrie et les valeurs de phéopigments a et de phéopigments totaux (Phéopigments a + Phéopigments b + Phéopigments c) obtenues par spectrophotométrie sont fortement corrélées (Tableau 10).

Tableau 10 : Corrélations significatives de Pearson au seuil de 5 % entre les valeurs de phéopigments mesurées par fluorimétrie et par spectrophotométrie.

Variables	Coefficient de Pearson		p value		r ²	
	Phéopigments fluorimétrie	Phéopigments a spectrophotométrie	Phéopigments fluorimétrie	Phéopigments a spectrophotométrie	Phéopigments fluorimétrie	Phéopigments a spectrophotométrie
Phéopigments fluorimétrie	1		0		1	
Phéopigments a spectrophotométrie	0,941	1	< 0,0001	0	0,886	1
Phéopigments totale spectrophotométrie	0,941	1,000	< 0,0001	< 0,0001	0,886	1,000

Le pigment majoritaire sur les 3 stations est le phéopigment a (Figure 34b). Les plus fortes concentrations en phéopigments a sont rencontrées sur l'Adour (Figure 34 b) (p value test Friedman apparié <0,0001). Sur l'Adour, elles sont corrélées aux précipitations (Tableau 12) et les pics de concentrations correspondent aux crues des printemps 2013 (31 mai et 10 juin) et 2014 (mars-avril). A Biarritz, quelque soit la profondeur, elles sont corrélées aux débits de l'Adour (Tableau 11). Les pics de concentrations apparaissent en surface aux printemps 2013 (0,65 µg/l le 06/06/2013) et 2014 (mars, avril et mai) et des augmentations saisonnières sont observées à l'automne 2013 et en décembre 2013. A Tarnos, les concentrations de surface sont corrélées aux précipitations (Tableau 12). Au-delà des pics du 12 juin 2013 en surface (1,1 µg/l) et du 22 avril 2014 au fond (0,56 µg/l), des augmentations saisonnières sont observées à l'automne 2013 et en décembre 2013. Nous n'observons pas de différence significative entre les concentrations de phéopigments a des stations côtières (p value test Friedman apparié = 0,366 en surface et dans la couche intermédiaire et 0,058 au fond) ni entre les différentes profondeurs échantillonnées au sein d'une même station (p value test Friedman apparié = 0,06 à Biarritz et 0,366 à Tarnos).

Les concentrations de phéopigments b sont significativement supérieures sur l'Adour (p value test Friedman apparié = 0,012) (Figure 34 c). Sur l'Adour, elles sont positivement corrélées aux débits de l'Adour (Tableau 11) et aux précipitations (Tableau 12). De ce fait, les concentrations maximales sont mesurées sur les crues de l'Adour de mai-juin 2013 et mars-avril 2014. A Biarritz, les concentrations de surface et de la couche intermédiaire sont positivement corrélées aux débits de l'Adour (Tableau 11) ce qui explique les pics de juin 2013 et mars 2014. A Tarnos, les valeurs de surface sont positivement corrélées aux précipitations (Tableau 12). Au-delà du pic observé le 12 juin 2013 (1,16 µg/l), les plus fortes valeurs sont mesurées au fond en avril 2014 et en surface en septembre, octobre et décembre 2013. Nous ne constatons aucune différence significative entre les deux stations (p value test Friedman apparié = 0,366 en surface, 0,763 dans la couche intermédiaire et 0,206 au fond). Toutefois, au sein des stations côtières, il existe un gradient décroissant de la surface vers le fond (p value test de Friedman apparié < 0,0001 à Biarritz et =0,035 à Tarnos).

Les valeurs de phéopigments c observées sur l'Adour sont significativement supérieures à celles observées en surface dans les stations côtières (p value test Friedman apparié <0,0001) (Figure 34d). Sur l'Adour, elles sont positivement corrélées aux précipitations (Tableau 12) ce qui explique le pic fin mai et début juin 2013 (2,75 µg/l) et leur augmentation en mars 2014. Les plus faibles valeurs sont mesurées pendant la période estivale 2013 (juillet à septembre). A Biarritz, les concentrations de fond sont positivement corrélées aux débits de l'Adour (Tableau 11) et il existe un gradient croissant de la surface vers le fond (p value test de Friedman apparié = 0,002). Toutefois, les valeurs maximales apparaissent dans la couche de mélange en avril 2014 (0,48 µg/l) et en surface en mars 2014 (0,36 µg/l). A Tarnos, les valeurs de la couche intermédiaire sont positivement corrélées aux précipitations (Tableau 12) et les concentrations de fond sont significativement supérieures à celles observées dans les autres profondeurs (p value test de Friedman apparié = 0,001). La

valeur maximale est observée au fond en septembre 2013 (0,18 µg/l). Nous n’observons pas de différence significative entre les valeurs mesurées aux 2 stations côtières quelque soit la profondeur considérée (p value test de Friedman apparié = 0,317 en surface et dans la couche intermédiaire et 0,414 au fond).

Tableau 11 : Corrélations significatives de Pearson au seuil de 5 % entre les concentrations de phéopigments et les débits de l’Adour.

Station	Profondeur	Phéopigments	Coefficient de Pearson	p value	r ²
Adour	Surface	b	0,616	0,008	0,380
		a	0,674	<0,0001	0,455
	Intermédiaire	b	0,576	0,001	0,332
		a	0,550	0,002	0,302
	Fond	a	0,396	0,037	0,157
		c	0,453	0,016	0,205

Tableau 12 : Corrélations significatives de Pearson au seuil de 5% entre les concentrations de phéopigments et les précipitations.

Station	Profondeur	Phéopigments	Coefficient de Pearson	p value	r ²
Adour	Surface	a	0,616	0,008	0,380
		b	0,665	0,004	0,443
		c	0,762	<0,0001	0,581
Tarnos	Surface	a	0,906	<0,0001	0,821
		b	0,907	<0,0001	0,823
	Intermédiaire	c	0,914	<0,0001	0,835

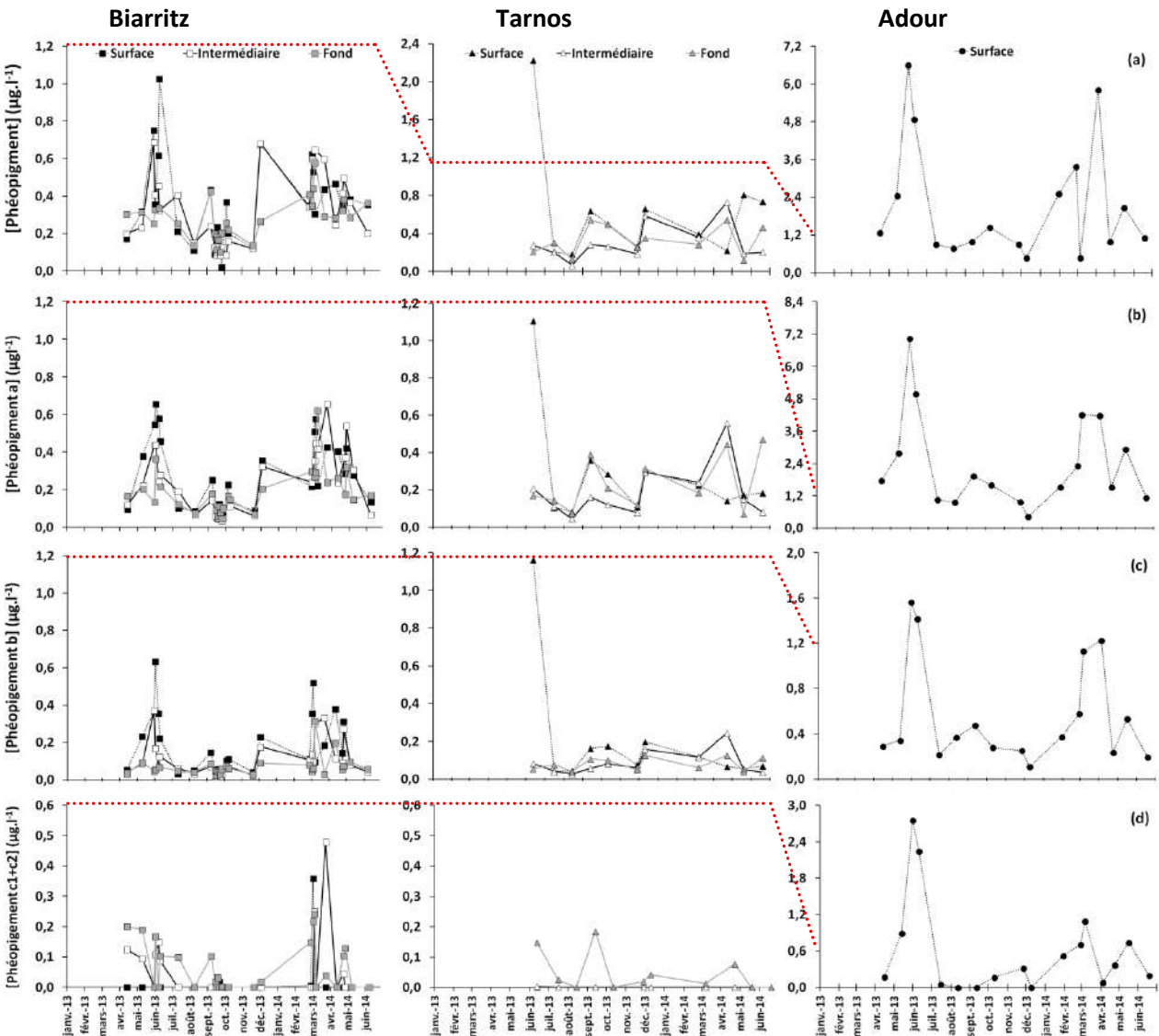


Figure 34 : Evolution temporelle des concentrations en phéopigment pendant la période d’étude aux 3 stations d’échantillonnage par fluorimétrie (a) et spectrophotométrie (b, c, d). (a) Phéopigment; (b) Phéopigment a; (c) Phéopigment b ; (d) Phéopigment c1+c2.

Le ratio chlorophylle a / pigments a totaux sur l'Adour est significativement inférieur à celui observé sur les stations côtières (p value test de Friedman apparié $<0,0001$) (Figure 35b). Sur l'Adour, ces valeurs sont négativement corrélées aux débits (Tableau 13) et aux précipitations (Tableau 14). De ce fait, les ratios augmentent pendant la période d'étiage (juillet à septembre 2013). A Biarritz, comme à Tarnos, il existe un gradient décroissant de ces ratios de la surface vers le fond (p value test de Friedman apparié $< 0,001$ à Biarritz et $0,002$ à Tarnos). A Biarritz, le pic est atteint en surface le 14 octobre 2013 (0,94) et des augmentations saisonnières sont observées principalement en surface ou dans la couche intermédiaire en juin-juillet 2013, décembre 2013 et mars-avril 2014. A Tarnos, le ratio le plus élevé est mesuré en surface le 16 juillet 2013 (0,93). Nous ne notons aucune différence significative entre les valeurs des ratios des deux stations côtières quelque soit la profondeur considérée (p value test de Friedman apparié = $0,366$ en surface et au fond et $0,763$ dans la couche intermédiaire).

Le ratio chlorophylle b/pigments b totaux en surface à Biarritz est significativement supérieur à ceux observés en surface à Tarnos et sur l'Adour (p value test de Friedman apparié $<0,0001$) (Figure 35c). Les valeurs de ce ratio sont négativement corrélées aux débits de l'Adour à Biarritz en surface (Tableau 13) et aux précipitations à Tarnos en surface et dans la couche intermédiaire (Tableau 14). Sur l'Adour, le pic est atteint en avril et juin 2014 (0,4) et le ratio augmente pendant la période estivale (juillet-août 2013) et en décembre 2013. Sur les stations côtières, les valeurs mesurées en surface et dans la couche intermédiaire sont identiques (p value test Friedman apparié = $0,763$) alors qu'au fond, celles de Tarnos sont supérieures à celles de Biarritz (p value test de Friedman apparié = $0,035$). A Biarritz, le pic est atteint en période d'étiage en surface et dans la couche intermédiaire (0,8) et des augmentations saisonnières apparaissent en juin, octobre et décembre 2013 ainsi qu'en mars et mai 2014. A Tarnos, la valeur maximale intervient en surface en juillet 2013 (0,73) et le ratio reste assez stable au cours de la période d'étude. Les valeurs de ce ratio sont homogènes sur les 3 profondeurs échantillonnées des deux stations côtières (p value test de Friedman apparié = $0,261$ à Biarritz et $0,913$ à Tarnos).

Le ratio chlorophylle c/pigments c totaux est significativement supérieur sur l'Adour (p value test de Friedman apparié $< 0,0001$). Sur l'Adour, il est négativement corrélé aux débits (Tableau 13) et aux précipitations (Tableau 14). Ainsi, deux pics sont observés durant l'été 2013 (1) et en décembre 2013 (1). Sur les stations côtières, les valeurs obtenues au fond sont significativement inférieures à celles mesurées en surface et dans la couche intermédiaire (p value test de Friedman apparié $< 0,0001$ à Biarritz et $0,001$ à Tarnos). A Biarritz, nous observons une baisse de ce ratio en juin et septembre 2013 et au printemps 2014 (mars à mai). A Tarnos, tandis qu'il reste stable et élevé en surface et dans la couche de mélange, le ratio diminue exclusivement au fond en juin, septembre, novembre et décembre 2013 ainsi qu'en mars et avril 2014. Enfin, nous n'observons pas de différences significatives dans les valeurs des ratios mesurés aux 2 stations côtières quelque soit la profondeur analysée (p value test de Friedman apparié = $0,317$ en surface et dans la couche de mélange et $0,705$ au fond).

Tableau 13 : Corrélations significatives de Pearson au seuil de 5 % entre les ratios pigmentaires et les débits de l'Adour.

Station	Profondeur	Ratios	Coefficient de Pearson	p value	r ²
Adour	Surface	a	-0,619	0,008	0,383
		c	-0,546	0,023	0,298
Biarritz	Surface	b	-0,524	0,004	0,275

Tableau 14 : Corrélations significatives de Pearson au seuil de 5 % entre les ratios pigmentaires et les précipitations à Biarritz.

Station	Profondeur	Ratios	Coefficient de Pearson	p value	r ²
Adour	Surface	a	-0,701	0,002	0,492
		c	-0,514	0,035	0,264
Tarnos	Surface	b	-0,912	<0,0001	0,832
	Intermédiaire	b	-0,662	0,026	0,439
		c	-0,914	<0,0001	0,835

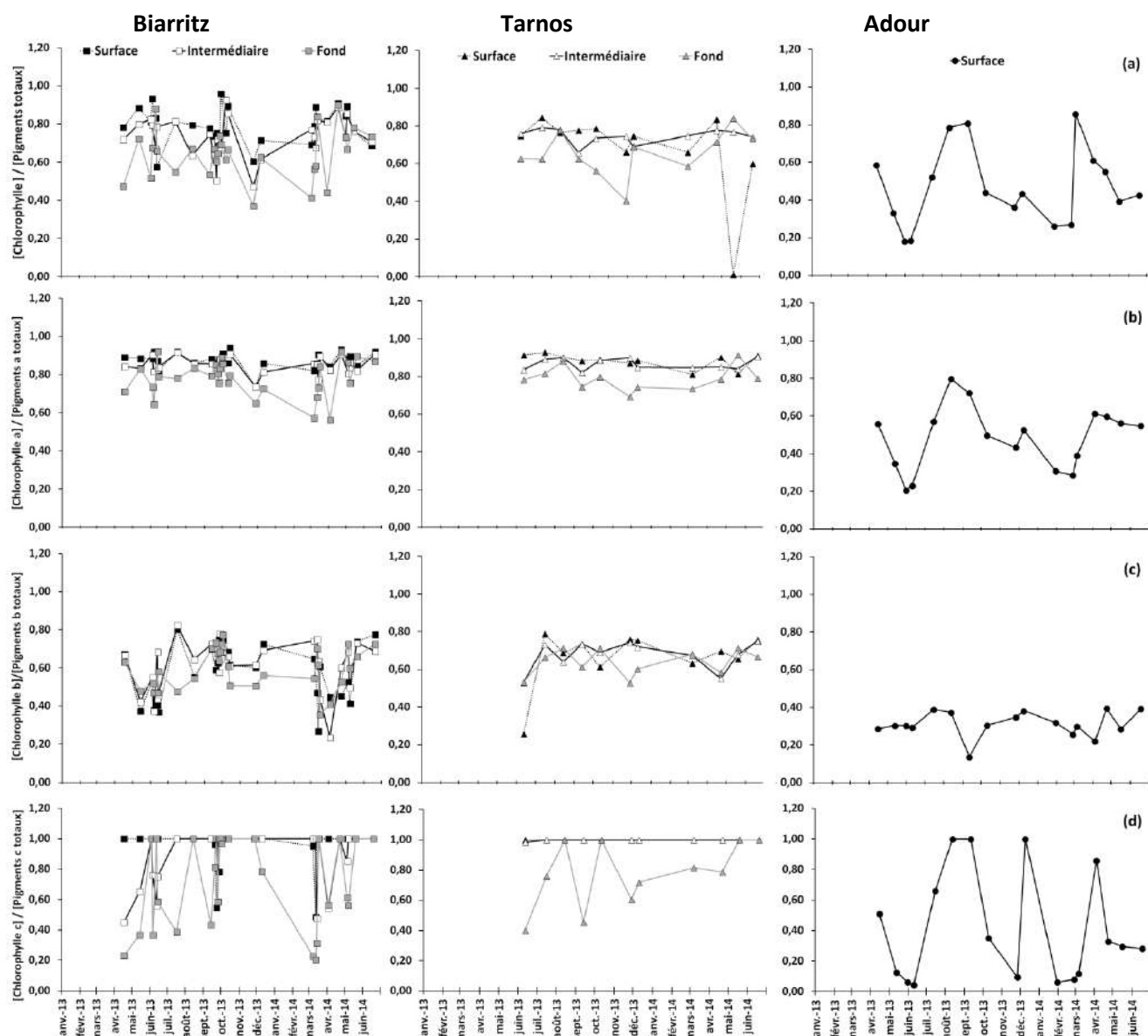


Figure 35 : Evolution temporelle des ratios pigmentaires aux 3 stations d'échantillonnage. (a) Rapport [Chlorophylle totale]/[Pigments totaux] par fluorimétrie ; (b) Rapport [Chlorophylle a]/[Pigments a totaux] par spectrophotométrie ; (c) Rapport [Chlorophylle b]/[Pigments b totaux] par spectrophotométrie ; (d) Rapport [Chlorophylle c]/[Pigments c totaux] par spectrophotométrie.

Compte tenu des fortes corrélations observées entre les résultats obtenus par fluorimétrie (Chlorophylle et phéopigments) et par spectrophotométrie (Chlorophylle a et totale, phéopigments a et totaux), nous retiendrons dans les futures analyses les valeurs mesurées par spectrophotométrie qui nous permettent de qualifier et quantifier les pigments analysés (a, b, ou c). Les pigments majoritaires sont la chlorophylle a et les phéopigments a et l'augmentation de leur concentration correspond souvent à des pulses de l'Adour. Les concentrations de nombreux types de pigments des 3 stations échantillonnées sont significativement corrélées aux débits de l'Adour ou aux précipitations à Biarritz. La station continentale de l'Adour est différente des stations côtières. Au niveau des stations côtières, peu de différences au niveau des concentrations pigmentaires ont été notées. Toutefois, nous avons parfois mis en évidence des gradients verticaux de concentrations pigmentaires au sein d'une même station.

8.5. Caractérisation des processus biologiques

8.5.1. Production primaire photo-autotrophe

Sur la période d'étude, la production primaire la plus élevée est observée au printemps 2014 (89,7 μg de COP/l/jour à Biarritz et 49,7 μg de COP/l/jour à Tarnos) (Figure 36). A Biarritz, un second pic de moindre intensité (70,7 μg /l/jour) apparaît en mars 2014. Par ailleurs, nous notons des augmentations saisonnières de production primaire en juin, octobre et décembre 2013 et des valeurs minimales en août et novembre 2013. La production primaire de la fraction totale est significativement supérieure à la fraction inférieure à 10 μm (p value test de Friedman apparié < 0,0001).

A Tarnos, la dynamique observée est quasiment identique à celle mise en évidence à Biarritz ce qui explique le fait qu'aucune différence significative n'ait été relevée entre les résultats obtenus sur les deux stations côtières quelque soit la fraction étudiée (p value test de Friedman apparié = 0,763 pour la production de la fraction totale et 0,366 pour la production de la fraction inférieure à 10 μm). Comme à Biarritz, la production primaire de la fraction totale est significativement supérieure à celle de la fraction inférieure à 10 μm (p value du test de Friedman apparié = 0,001).

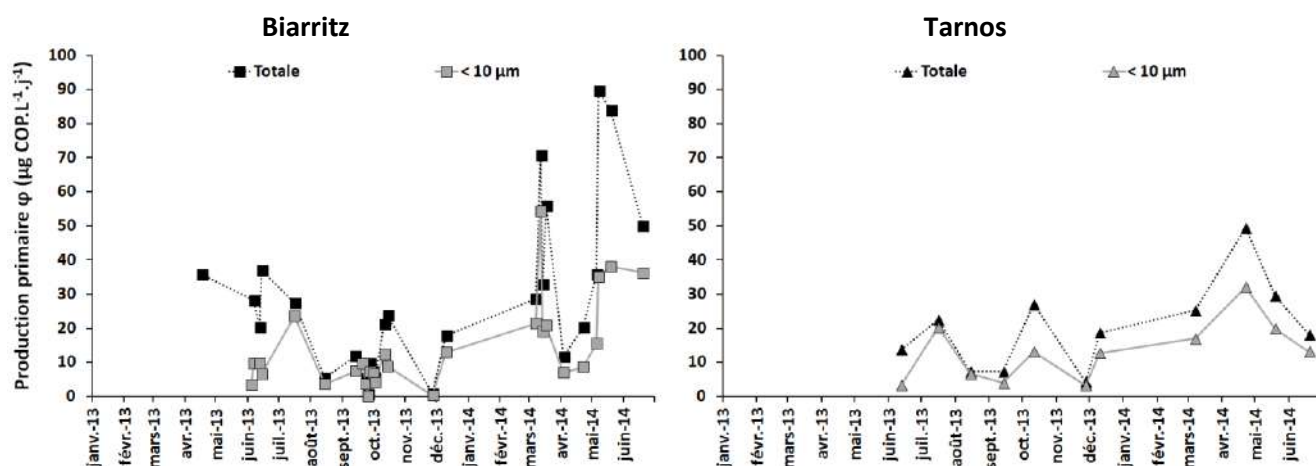


Figure 36 : Evolution de la production primaire dans la couche intermédiaire des deux stations côtières.

8.5.2. Limitation de la production primaire

La concentration en sels nutritifs peut être un facteur limitant de la production primaire (Figure 37). A Biarritz, les phosphates sont les principaux sels nutritifs limitant la production primaire (Figure 37b) avec de fortes limitations en juin, juillet et octobre 2013 ainsi qu'en mars 2014. Les limitations observées par ajout de phosphates ou par ajout des 3 sels nutritifs (Figure 37d) sont identiques (p value test de Friedman apparié = p value = 0,695 pour la fraction totale et la fraction < 10 µm). De même, la limitation notée par ajout des 3 sels nutritifs à Biarritz et à Tarnos (Figure 37e) sont identiques (p value test de Friedman apparié = 0,763 pour les 2 fractions étudiées). Les silicates peuvent ponctuellement limiter la production comme nous l'observons en octobre et décembre 2013 (Figure 37c). Enfin, l'azote est le facteur le moins limitant (Figure 37a) bien qu'il puisse l'être ponctuellement en juin 2013 et 2014 ainsi qu'en août 2013. Enfin, quelque soit le sel nutritif ajouté et la station considérée, nous ne notons aucune différence significative entre les limitations observées pour la fraction totale et la fraction inférieure à 10 µ. (Tableau 15).

Tableau 15 : Comparaison des limitations des fractions totales et < à 10 µm : p value des tests de Friedman apparié au seuil de 5 %.

	Station	Sels nutritifs	Fraction < 10 µm				
			Biarritz				Tarnos
			Limitation N	Limitation P	Limitation Si	Limitation NPSi	Limitation NPSi
Fraction totale	Biarritz	Limitation N	0,317				
		Limitation P		1			
		Limitation Si			0,841		
		Limitation NPSi				0,841	
	Tarnos	Limitation NPSi					0,763

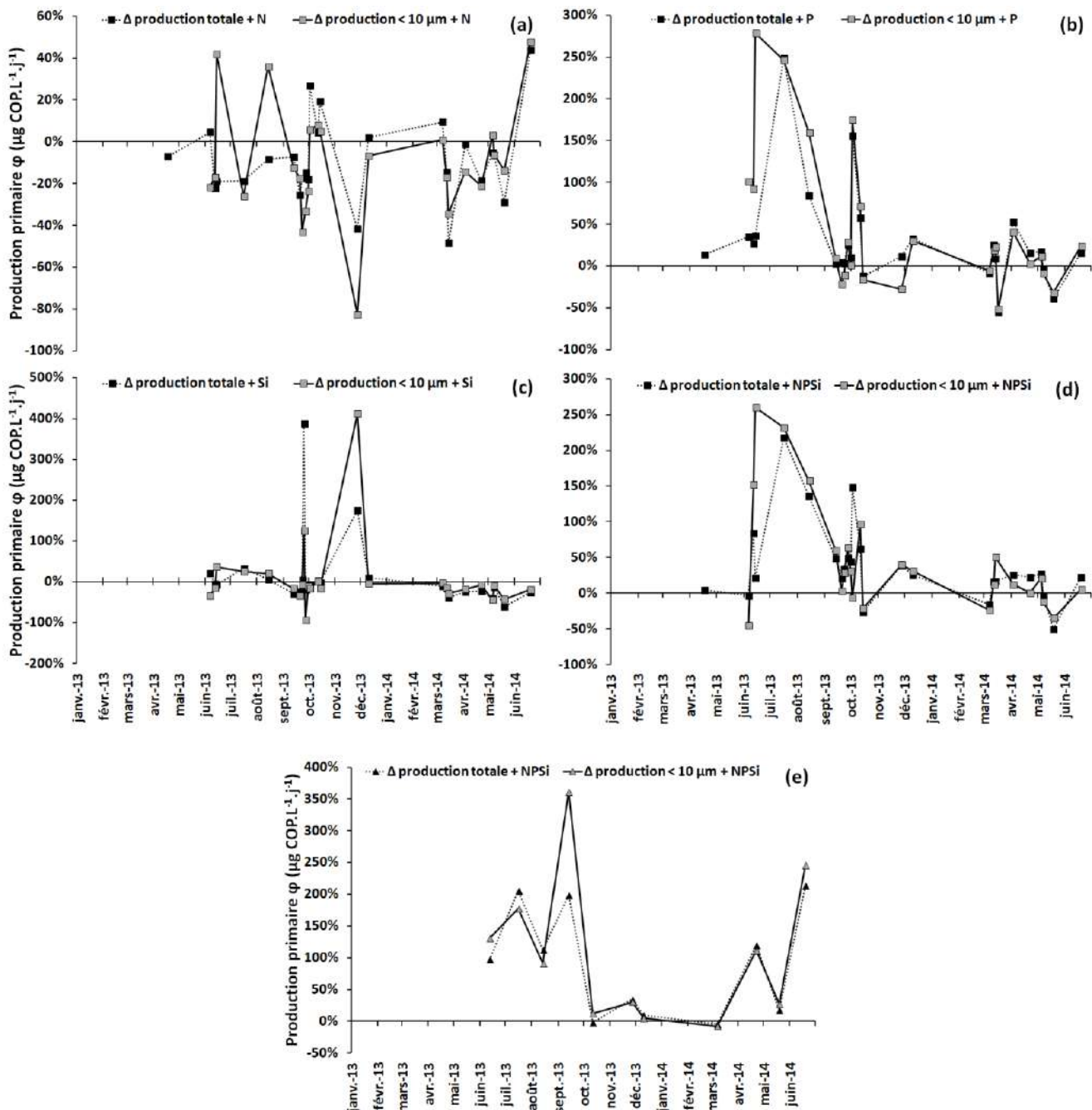


Figure 37 : Evolution de la limitation de la production primaire par les sels nutritifs dans la couche intermédiaire des deux stations côtières. (a) limitation en azote à Biarritz ; (b) limitation en phosphate à Biarritz ; (c) limitation en silice à Biarritz ; (d) limitation en azote + phosphate + silice à Biarritz ; (e) limitation en azote + phosphate + silice à Tarnos.

8.5.3. Exsudation de polysaccharides

Les plus fortes valeurs de particules exopolymériques transparentes (TEP) sont enregistrées à Tarnos en mars et avril 2014 avec des valeurs respectives de 270 et 339 $\mu\text{g eq. Xanthan/l}$ (Figure 38a). Toutefois, le test de Friedman apparié ne détecte aucune différence significative entre les valeurs des 2 stations (p value = 0,763). A Biarritz, le pic de TEP est observé le 06 juin 2013 (140 $\mu\text{g eq. Xanthan/l}$) et des augmentations saisonnières sont observées en octobre-novembre 2013 et mars-avril 2014.

En ce qui concerne les substances extracellulaires polysaccharidiques solubles (sEPS), les concentrations les plus élevées apparaissent aux deux stations en juillet 2013 (70 mg eq. Glucose/l) quand la thermocline est bien formée (Figure 38b). Nous ne relevons aucune différences significatives entre les valeurs mesurées à Biarritz et à Tarnos (p value test de Friedman apparié = 0,763). A Biarritz, la concentration de sEPS

augmente depuis juin 2013 pour atteindre un pic en juillet puis des augmentations saisonnières sont observées en septembre 201, mars 2014 et mai-juin 2014.

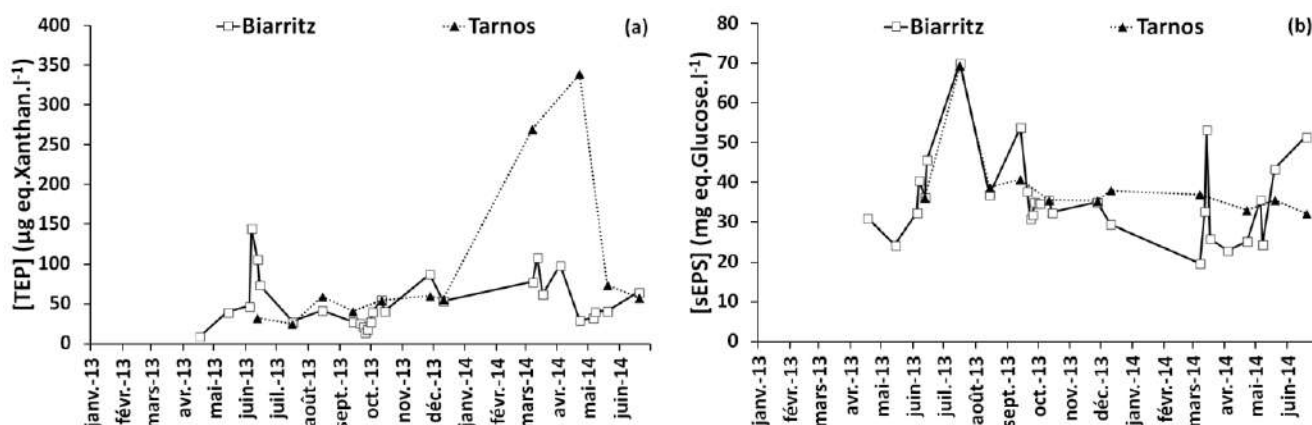


Figure 38 : Evolution des concentrations en polysaccharides dans la couche intermédiaire des deux stations côtières. (a) TEP = Particules exopolymériques transparentes ; (b) sEPS : Substances extracellulaires polysaccharidiques solubles.

8.6. Caractérisation de la diversité planctonique

8.6.1. Virioplancton

Sur les 2 stations côtières, les virus les plus abondants sont respectivement les virus de type 1, 2 et 3 (Figure 39). Les concentrations de virus de type 2, 3 et totaux sont significativement supérieures à Tarnos (Tableau 16) tandis que ce n'est pas le cas pour les virus de type 1 (p value test de Friedman apparié = 0,132).

A Biarritz, les abondances des types de virus sont significativement distinctes (Tableau 16). De plus, les virus totaux et de type 1 et 2 (Figure 39 a, b, d) mesurées en 2014 sont significativement supérieures à celles de 2013 (p value test Kruskal Wallis <0,0001 dans les 3 cas) et les pics d'abondance apparaissent le 19 mai 2014 avec des valeurs respectives de 80, 70 et 8 millions de virus/ml. En 2013, les valeurs maximales de ces virus sont mesurées en juillet tandis que les abondances minimales sont rencontrées en décembre. Pour les virus de type 3 (Figure 39c), les valeurs les plus fortes sont enregistrées pendant l'été et l'automne 2013 et le printemps 2014 où elles atteignent un pic le 12 mars 2014 (936 340 virus/ml). Comme pour les autres catégories de virus, les valeurs minimales sont mesurées pendant la période hivernale (décembre 2013 et mars 2014).

A Tarnos, les abondances des types de virus diffèrent significativement (Tableau 16). Les abondances de virus type 1 augmentent pendant la période estivale jusqu'à atteindre un pic en août 2013 (26 millions/ml) puis diminuent jusqu'à atteindre un minimum en mars 2014 (10 millions/ml). La même dynamique est observée pour les virus de type 2 mais la valeur maximale est mesurée en juin 2014 (7 millions/ml). En ce qui concerne les virus de type 3, l'évolution est différente puisque les abondances augmentent de juin à octobre où le pic est mesuré (2 millions/ml) puis, malgré la légère augmentation en décembre, les valeurs minimales sont mesurées pendant la période hivernale (novembre 2013 et mars 2014). Les abondances augmentent de nouveau pendant le printemps 2014.

Tableau 16 : Comparaison des abondances des différents types de virus : p value du test de Friedman apparié.

Station	Virus	Biarritz				Tarnos			
		Type 1	Type 2	Type 3	Totaux	Type 1	Type 2	Type 3	Totaux
Biarritz	Type 1								
	Type 2	<0,0001							
	Type 3	<0,0001	<0,0001						
	Totaux	<0,0001	<0,0001	<0,0001					
Tarnos	Type 1	0,132							
	Type 2		0,035			0,001			
	Type 3			0,001		0,001	0,001		
	Totaux				0,035	0,001	0,001	0,001	

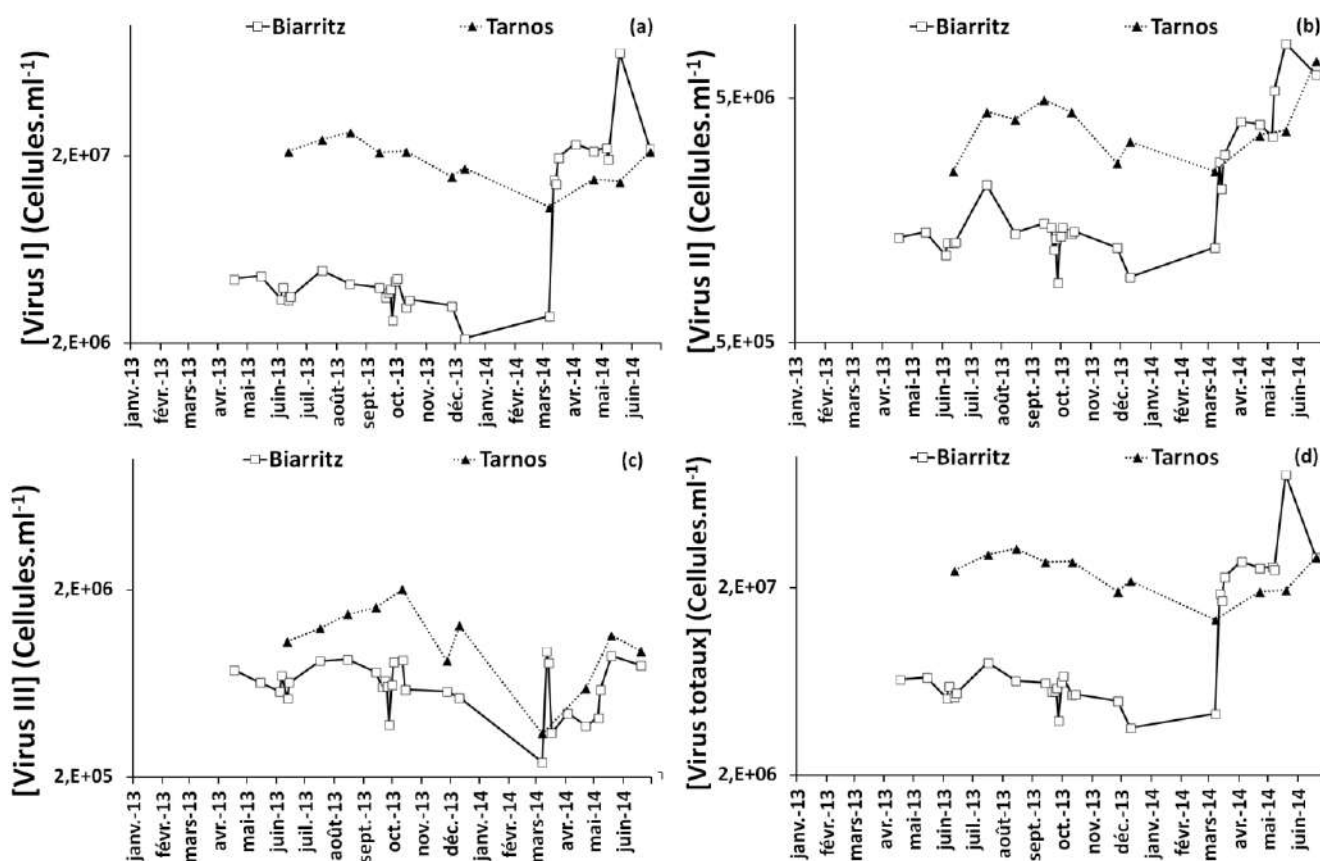


Figure 39 : Evolution des abondances de virus par cytométrie de flux aux 2 stations côtières. (a) Virus type I ; (b) Virus type II ; (c) Virus type III ; (d) Virus totaux.

8.6.2. Bactérioplancton hétérotrophe

Entre les 2 stations côtières, seules les abondances de bactéries HNA 2 sont significativement différentes (Tableau 17). En effet, elles sont absentes à Tarnos alors qu'elles sont ponctuellement présentes à Biarritz en 2013 (septembre et décembre) et continuellement présentes sur cette station à partir du 17 mars 2014 (Figure 40c). A Biarritz, en 2014, les bactéries HNA2 contribuent respectivement à 93 et 67 % des deux pics d'abondance de bactéries hétérotrophes totales du 17 mars 2014 (4,7 millions de bactéries /ml) et du 19 mai 2014 (3,1 million de bactéries /ml) (Figure 40d). Sur l'année 2013, le pic d'abondance de bactéries hétérotrophes est constaté en juillet 2013 (2,2 millions de bactéries/ml) où les bactéries HNA1 représentent 63 % des bactéries présentes. Toutefois, les abondances de bactéries LNA et HNA1 ne sont pas significativement différentes (Tableau 17). Enfin, nous notons des augmentations saisonnières de moindre intensité le 04 juin 2013 (46 % LNA+54 % HNA1), le 11 octobre 2013 (55 % LNA + 45 % HNA1) et le 10 décembre 2013 (28 % LNA+38%HNA1+34%HNA2). Les abondances les plus faibles sont mesurées le 14 mars 2014 (373 000 bactéries/ml).

A Tarnos, les abondances de bactéries HNA1 sont significativement supérieures aux abondances de bactéries LNA (Tableau 17). Les pics d'abondance sont observés le 14 août 2013 (1,56 millions de bactéries /ml ; 47 % LNA et 53 % HNA1), le 11 octobre 2013 (1,51 millions de bactéries /ml ; 54 % LNA et 46 % HNA1) et le 19 mai 2014 (1,49 millions de bactéries/ml ; 29 % LNA et 71 % HNA1) (Figure 40). Les plus faibles abondances sont mesurées en juin 2013 (733 559 bactéries /ml ; 73 % HNA1) et en novembre 2013 (787 286 bactéries/ml ; 58 % HNA1).

Tableau 17 : Comparaison des abondances des différents types de bactéries hétérotrophes : p value du test de Friedman apparié.

Station	Bactéries	Biarritz				Tarnos			
		LNA	HNA1	HNA2	Totales	LNA	HNA1	HNA2	Totales
Biarritz	LNA								
	HNA1	0,194							
	HNA2	0,005	<0,0001						
	Totales	<0,0001	<0,0001	<0,0001					
Tarnos	LNA	0,763							
	HNA1		0,132			0,035			
	HNA2			0,046		0,001	0,001		
	Totales				0,763	0,001	0,001	0,001	

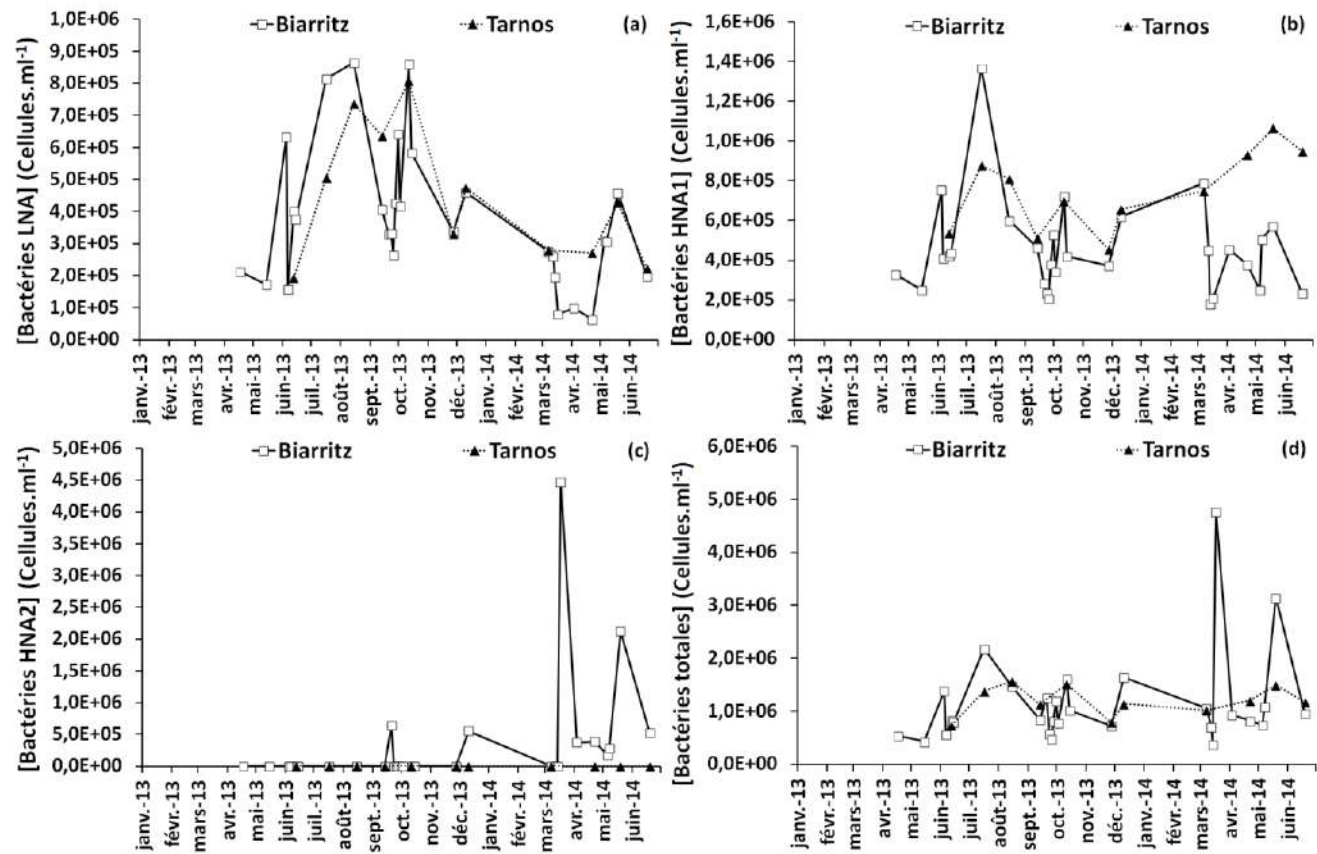


Figure 40 Evolution des abondances des bactéries hétérotrophes par cytométrie de flux aux 2 stations côtières. (a) Bactéries LNA (Low Nucleic Acid) ; (b) HNA 1 (High Nucleic Acid Type I) ; (c) HNA 2 (High Nucleic Acid Type II) ; (d) Bactéries hétérotrophes totales.

8.6.3. Cyanobactéries du genre *Synechococcus*

La figure 41 présente les abondances des cyanobactéries du genre *Synechococcus* mesurées par cytométrie de flux aux 2 stations côtières. Les abondances de cyanobactéries des deux stations côtières ne sont pas significativement différentes (p value test Friedman apparié =0,763).

A Biarritz, le pic d'abondance apparait le 14 octobre 2013 (20 026 cyanobactéries du genre *Synechococcus*/ml). Nous observons des augmentations saisonnières en juin et décembre 2013 ainsi qu'en mars 2014 tandis que les valeurs les plus faibles sont mesurées pendant l'été 2013 (juillet-août) et le

printemps 2014 (avril-juin 2014). A Tarnos, les valeurs maximales apparaissent aussi en octobre à Tarnos (40 718 cyanobactéries du genre *Synechococcus*/ml) ainsi qu'une augmentation d'abondance en décembre 2013. Comme à Biarritz, les valeurs les plus faibles sont enregistrées durant l'été 2013 (juillet) et le printemps 2014 (mai-juin).

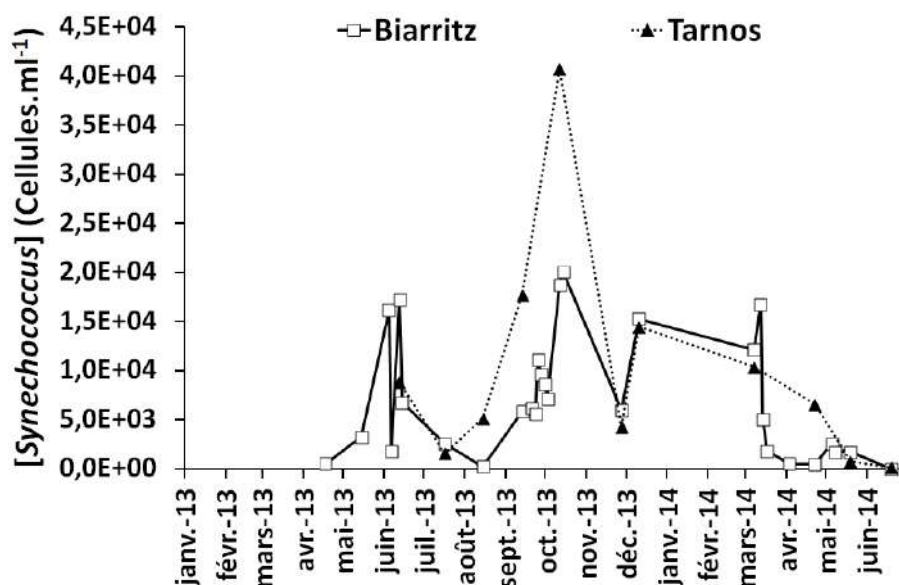


Figure 41 : Evolution des abondances de cyanobactéries du genre *Synechococcus* aux 2 stations côtières.

8.6.4. Phytoplancton

Les abondances de picophytoplancton (Figure 42a), nanophytoplancton (Figure 42b) et de cryptophycées (Figure 42c) sont obtenues par cytométrie de flux tandis que les abondances de nanophytoplancton (Figure 42d) et de microphytoplancton (Figure 42e) résultent du dénombrement par microscopie optique.

Le picophytoplancton présente les abondances les plus fortes (Figure 42a) et celles-ci ne sont pas significativement différentes entre les deux stations côtières (p value test Friedman apparié = 0,366). A Biarritz, le pic apparaît le 07 mai 2014 (28 788 cellules/ml) et des augmentations saisonnières sont remarquables en juin, septembre, octobre et décembre 2013 ainsi qu'en mars 2014. A Tarnos, le pic apparaît le 22 avril 2014 (23 277 cellules/ml) et les valeurs augmentent en octobre et décembre 2013.

Après le picophytoplancton, le nanophytoplancton présente les abondances les plus fortes (Figure 42b). Les valeurs mesurées à Tarnos sont significativement supérieures à celles mesurées à Biarritz (p value test de Friedman apparié = 0,035). A Biarritz, le pic de nanophytoplancton est simultané à celui de picophytoplancton et apparaît le 07 mai 2014 (8 8817 cellules/ml). De fortes augmentations sont notées en mars 2014 et juillet 2013 tandis que de faibles augmentations saisonnières sont observées en juin, octobre et décembre 2013. A Tarnos, les valeurs maximales sont atteintes en juillet 2013 (5 5569 cellules/ml) et les abondances augmentent en septembre et décembre 2013 et au printemps 2014.

Les abondances de cryptophycées ne sont pas significativement différentes entre les 2 stations (p value test de Friedman apparié = 0,366) (Figure 42c). A Biarritz, le pic apparaît le 17 mars 2014 (52 cellules/ml) et un pic secondaire est observé simultanément aux pics de pico et nanophytoplancton le 07 mai 2014 (38 cellules/ml). Au-delà de ces deux pics, les abondances augmentent en juillet et décembre 2013 avec de légères augmentations saisonnières en juin et septembre-octobre 2013. A Tarnos, les abondances de cryptophycées augmentent de septembre à novembre et atteignent un pic en décembre 2013 (351 cellules/ml). En 2014, aucune cryptophycée n'a été dénombrée à Tarnos.

Au niveau des abondances de nanophytoplancton mesurées par microscopie optique (Figure 42d), nous ne décelons aucune différence significative entre les 2 stations (p value test de Friedman apparié = 0,763). A Biarritz, le pic apparaît 2 jours après les pics de pico et nanophytoplancton révélés par la cytométrie de flux soit le 7 mai 2014 (2,7 millions de cellules/l). Il s'agit essentiellement du genre *Chaetoceros* sp. Nous notons la présence d'un pic secondaire le 14 mars 2014 (394 480 cellules/l). Il s'agit essentiellement de l'espèce *Thalassiosira gravida*. Au de là de ces deux pics, les abondances augmentent ponctuellement le 04 juin 2013, le 13 septembre 2013 et le 14 octobre 2013 ainsi que le 14 mars 2014 et le 22 avril 2014 tandis que les plus faibles valeurs sont enregistrées au printemps 2013 (avril-mai) et pendant l'hiver 2013 (novembre-décembre 2013 et début mars 2014). A Tarnos, deux pics apparaissent le 13 septembre 2013 (30 800 cellules/l) et le 22 avril 2014 (21 280 cellules/l). Les plus faibles abondances sont mesurées à la sortie de l'hiver le 07 mars 2014.

Les abondances de microphytoplancton mesurées par microscopie optique (Figure 42e) sont identiques sur les 2 stations (p value test de Friedman apparié = 0,366). A Biarritz, nous distinguons 5 pics d'abondance de microphytoplancton le 06 juin 2013 (243 840 cellules/l), le 12 juin 2013 (242 240 cellules/l), le 14 octobre 2013 (543 040 cellules/l), le 17 mars 2014 (218 200 cellules/l) et le 19 juin 2014 (794 240 cellules/l). Sur chaque pic d'abondance, les diatomées sont majoritaires et les espèces dominantes sont respectivement *Leptocylindrus danicus* en juin 2013, *Pseudo-Nitzschia* groupes A1 et B2 en octobre 2013, *Thalassiosira gravida* en mars 2014 et de petits *Ceratoneis closterium* (25 µm de longueur) en juin 2014. Les plus faibles abondances sont mesurées durant l'été 2013. A Tarnos, deux pics apparaissent le 12 juin 2013 (145 040 cellules/l) et le 11 octobre 2013 (66 160 cellules/l) tandis que les plus faibles valeurs sont enregistrées durant l'été (juillet-septembre) et l'hiver 2013 (novembre-décembre et mars). Sur les pics d'abondance décrits, les espèces dominantes sont les mêmes que décrites à Biarritz aux mêmes périodes.

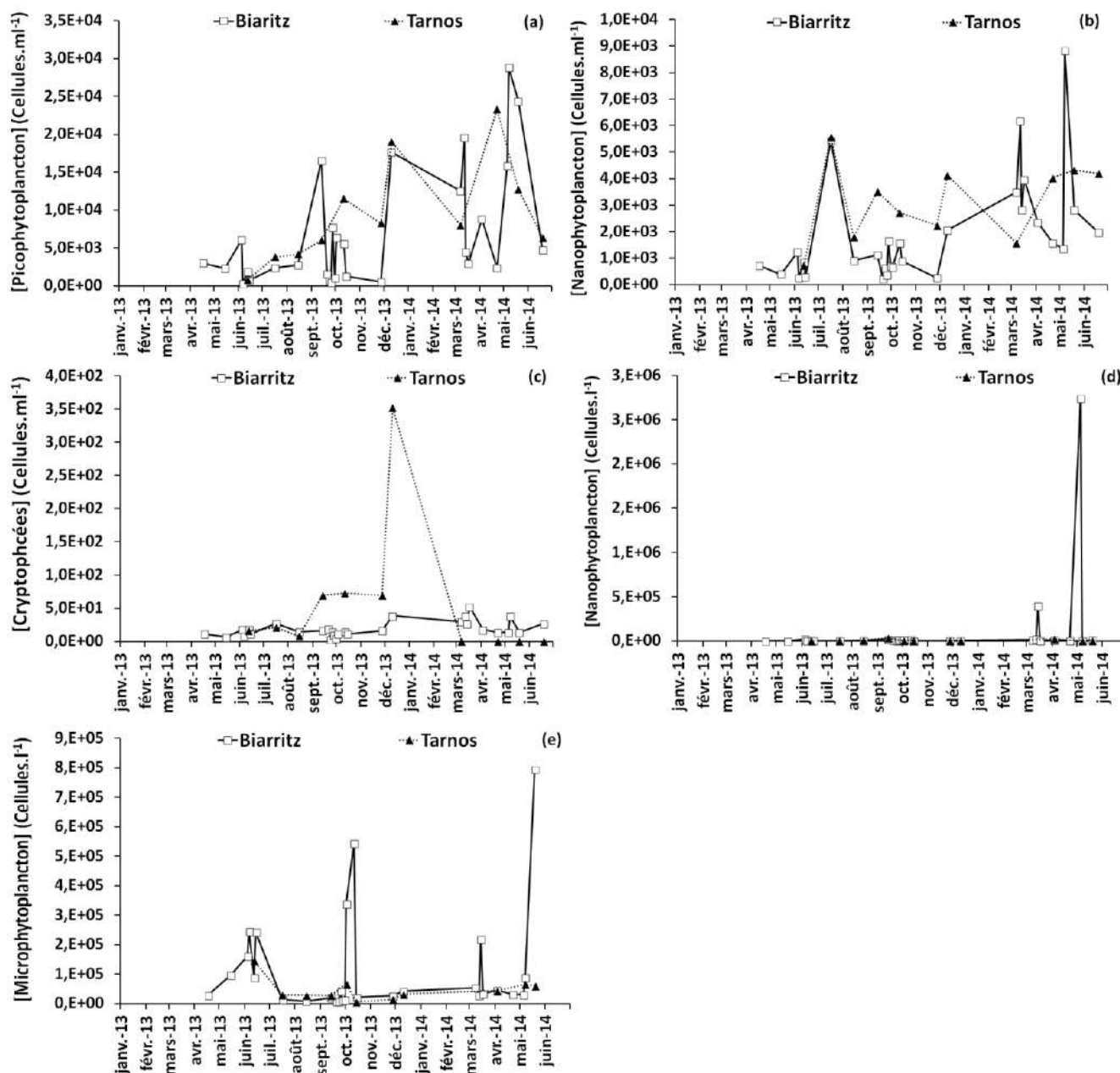


Figure 42 : Evolution des abondances des communautés phytoplanctoniques aux 2 stations côtières par cytométrie de flux (a, b, c) et microscopie optique (d et e). (a) Picophytoplancton (0,2 - 2 µm) ; (b) Nanophytoplancton (2 - 20 µm) ; (c) Cryptophycées ; (d) Nanophytoplancton ; (e) Microphytoplancton (> 20 µm).

8.6.5. Zooplancton

Les abondances de nanozooplancton (Figure 43a) et de microzooplancton (Figure 43b) sont obtenues par dénombrement au microscope optique tandis que les abondances de mésozooplancton (Figure 43c) résultent du dénombrement à la loupe binoculaire.

Le nanozooplancton est représenté exclusivement par des ciliés. Les abondances de nanozooplancton (Figure 43a) ne sont pas significativement différentes sur les 2 stations côtières (p value test Friedman apparié = 0,366). A Biarritz, les plus fortes abondances sont mesurées à l'automne 2013 avec un pic le 11 octobre 2013 (4 480 individus/l). Toutefois, nous constatons des augmentations saisonnières d'abondance en juin 2013, mars et mai 2014. Les abondances minimales apparaissent pendant l'été et l'hiver 2013. A Tarnos, le pic d'abondance apparaît en avril 2014 (2 000 individus/l) et des augmentations d'abondance sont notées en juillet et décembre 2013. Les valeurs les plus faibles sont enregistrées pendant l'automne et la fin d'hiver 2013 (mars)

Le microzooplancton (Figure 43b) se compose principalement de ciliés et de tintinnides. Leurs abondances ne sont pas significativement différentes entre les 2 stations côtières (p value test de Friedman apparié = 0,763). A Biarritz, le pic d'abondance apparaît le 04 juin 2013 (11 920 individus/l) et des augmentations sont notées en juillet, octobre et décembre 2013 ainsi qu'en mars et mai 2014. Les valeurs minimales sont mesurées en novembre 2013. A Tarnos, la valeur maximale est atteinte le 07 mars 2014 (12 520 individus/l) et des augmentations d'abondance sont notées en octobre 2013. Comme à Biarritz, les valeurs minimales sont mesurées en novembre 2013.

Le mésozooplancton (Figure 43c) se compose principalement de copépodes et de cladocères. Les abondances de Biarritz sont significativement supérieures à celles observées à Tarnos (p value test de Friedman apparié = 0,035). A Biarritz, comme à Tarnos, le pic apparaît le 12 juin 2013 (54 631 et 80 674 individus/m³ d'eau respectivement à Biarritz et Tarnos) et est essentiellement dû aux larves nauplii de copépodes. Sur les deux stations, deux pics de moindre intensité apparaissent le 07 mars 2014 (copépode *Acartia clausi* et larves nauplii de copépodes) et le 22 avril 2014 (larves nauplii de copépodes) et une faible augmentation automnale est notée en octobre 2013 (les copépodes *Oithona similis* et *Oncaea sp.*, l'appendiculaire *Oikopleura sp.* et le chaetognathe *Sagitta*). Les abondances minimales sont mesurées en août, novembre et décembre 2013 ainsi qu'en mai-juin 2014.

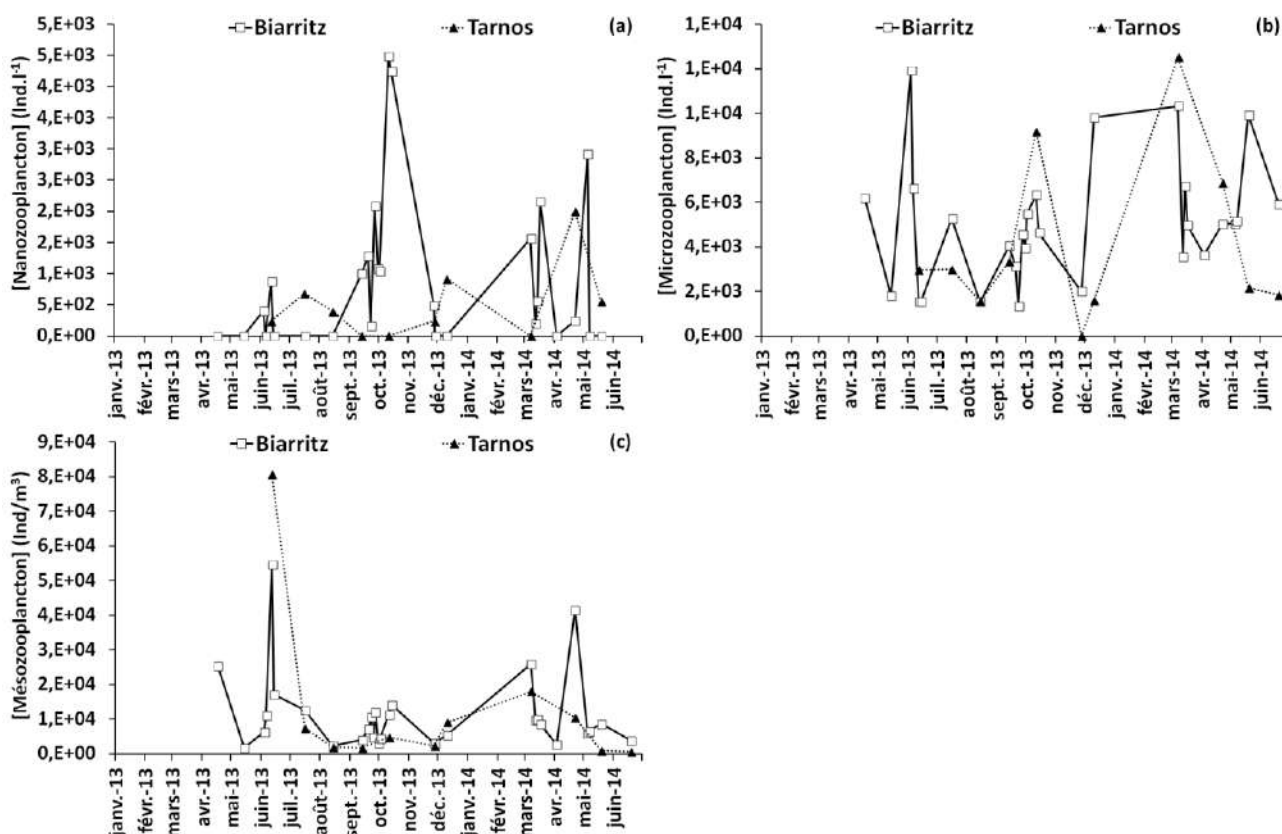


Figure 43 : Evolution des communautés zooplanctoniques aux 2 stations côtières. (a) Nanozooplancton (2 – 20 µm) ; (b) Microzooplancton (20 µm-200 µm) ; (c) Mésozooplancton (200 µm – 2 cm).

8.7. Comparaison des stations côtières

Nous avons échantillonné les deux stations côtières car, selon les témoignages des pêcheurs recueillis lors des précédentes études, nous nous attendions à trouver une station fortement impactée par les mucilages au sud de l'embouchure de l'Adour et une station faiblement impactée au nord. Le choix d'échantillonner ces deux stations paraissait donc judicieux pour comparer simultanément deux situations côtières proches différentes.

Dans l'impossibilité d'échantillonner les 2 stations initialement prévues dans une même journée, nous avons été contraints de rapprocher la station nord, initialement prévue à Labenne, à Tarnos. Les résultats obtenus montrent très peu de différences entre les stations de Biarritz et Tarnos que ce soit du point de vue biogéochimique, des processus biologiques ou de la diversité planctonique. Seuls quelques paramètres diffèrent significativement (Tableau). Pour ces raisons et compte tenu du nombre de campagnes plus élevés à Biarritz, nous ne traiterons la problématique que sur la station de Biarritz.

9. Fonctionnement de l'écosystème pélagique

9.1. Détermination de saisons homogènes sur la période d'étude

Dans le but de définir des saisons homogènes dans notre période d'étude, nous avons réalisé une classification ascendante hiérarchique contrainte dans le temps (Figure 44) à partir des données hydro-climatiques, de structuration des masses d'eau et de biogéochimie aux 3 profondeurs à Biarritz.

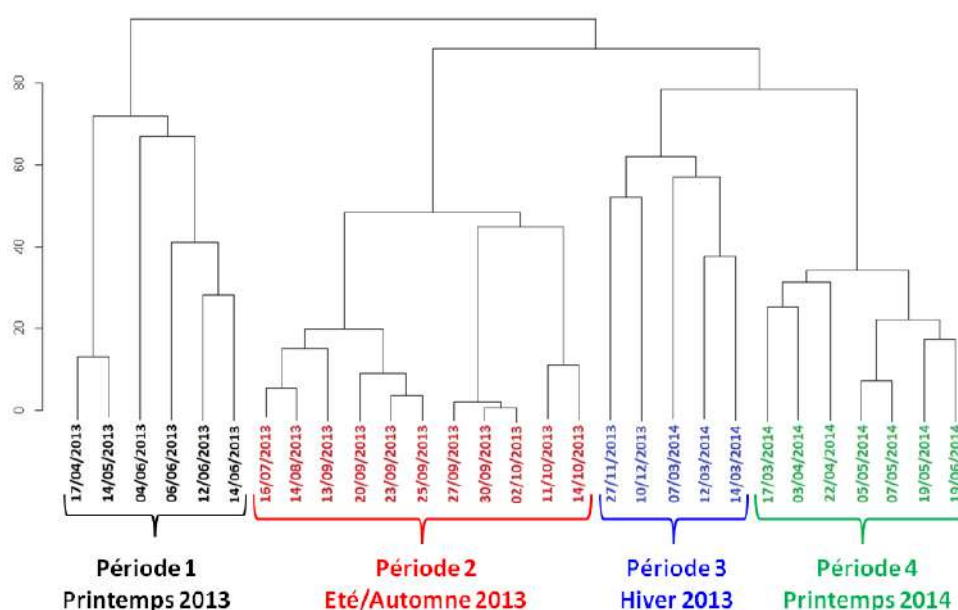


Figure 44 : Classification ascendante hiérarchique contrainte temporellement.

L'analyse détecte 4 périodes homogènes au cours de la période d'étude que nous appellerons :

- Printemps 2013 : 17 avril 2013-14 juin 2013,
- Été/Automne 2013 : 16 juillet 2013-14 octobre 2013
- Hiver 2013 : 27 novembre 2013-14 mars 2014
- Printemps 2014 : 17 mars 2014-19 juin 2014.

9.2. Caractérisation saisonnière des facteurs abiotiques

Les échantillonnages du printemps 2013 sont caractérisés par un fort ensoleillement, de forts débits de l'Adour, une forte houle et l'absence de stratification verticale des masses d'eau (Tableau 18). Les concentrations en sels nutritifs sont élevées et similaires à celles rencontrées lors de l'hiver 2013. La biomasse phytoplanctonique (chlorophylle et phéopigment) est élevée et les teneurs en COP, NOP et MES sont maximales.

Les échantillonnages de l'été 2013 sont caractérisés par des débits de l'Adour et une houle faibles ainsi que par la présence d'une thermocline marquée. Les concentrations en sels nutritifs sont peu élevées et leurs ratios augmentent. Les concentrations en chlorophylle et phéopigments ainsi que les teneurs en COP, NOP et MES sont faibles.

Les échantillonnages de l'hiver 2013 sont caractérisés par un faible rayonnement, une forte houle, des débits de l'Adour élevés et la présence d'une pycnocline. Les concentrations en sels nutritifs sont maximales et leurs ratios diminuent. Les teneurs en biomasse phytoplanctonique sont minimales tandis que celles de MES, NOP et COP sont élevées.

Les échantillonnages du printemps 2014 sont marqués par un fort rayonnement, des débits de l'Adour moyens, une faible houle et la présence d'une pycnocline marquée. Les concentrations en sels nutritifs sont élevées et leurs ratios augmentent. La biomasse phytoplanctonique est maximale tandis que les teneurs en MES, COP et NOP sont moyennes à élevées.

Tableau 18 : Caractérisation saisonnière des facteurs abiotiques.

Paramètres	Profondeur d'échantillonnage	Printemps 2013		Eté/automne		Hiver 2013		Printemps 2014	
		Moyenne	6	Moyenne	6	Moyenne	6	Moyenne	6
Température maximum de l'air (°C)		20,5	3,5	23,7	3,6	13,8	4,3	19,3	2,3
Précipitations (mm)		5,0	8,3	1,3	2,2	1,8	3,7	1,3	1,5
Irradiance solaire (Joules/cm²)		2 032,6	311,4	1 430,4	509,8	1 052,0	527,9	2 029,5	704,7
Vitesse du vent (m/s)		6,9	0,9	5,3	0,7	5,9	2,7	6,4	0,9
Direction du vent (°)		295,0	19,3	237,3	60,6	176,8	71,9	278,0	50,6
Débits de l'Adour (m³/s)		970,1	380,6	140,9	73,8	736,4	481,1	479,8	148,1
Hauteur de houle (m)		1,5	0,5	0,8	0,2	1,8	1,0	1,0	0,2
Thermocline (°C)		0,03	0,06	2,72	2,05	-0,23	0,82	1,30	1,13
Halocline (‰)		-0,24	0,42	-0,93	0,93	-2,83	1,78	-4,31	1,55
Pycnocline (Kg/m³)		-0,28	0,33	-1,46	1,15	-2,19	1,52	-3,67	1,31
Index de stabilisation		-0,01	0,02	-0,07	0,06	-0,10	0,07	-0,22	0,07
Ammonium (µM)	Surface	1,21	1,20	1,67	1,65	1,92	0,45	1,71	1,87
	Intermédiaire	0,41	0,25	1,80	1,34	1,31	1,24	1,00	1,16
Nitrites (µM)	Surface	0,18	0,12	0,07	0,05	0,34	0,10	0,12	0,07
	Intermédiaire	0,09	0,10	0,04	0,03	0,28	0,16	0,09	0,09
Nitrates (µM)	Surface	11,51	14,59	2,76	2,02	13,00	7,42	8,76	4,57
	Intermédiaire	2,83	5,50	1,00	0,36	6,16	2,69	4,36	3,51
Phosphates (µM)	Surface	0,28	0,24	0,10	0,16	0,46	0,52	0,07	0,09
	Intermédiaire	0,07	0,05	0,03	0,03	0,17	0,15	0,03	0,03
Silicates (µM)	Surface	9,10	8,60	2,74	1,26	9,29	5,23	6,53	3,93
	Intermédiaire	1,74	0,97	1,03	0,53	5,00	3,44	2,99	2,32
Ratio N/P	Surface	61,42	48,92	206,38	187,67	83,34	75,89	413,02	430,80
	Intermédiaire	45,63	45,58	213,73	180,43	370,55	717,56	255,26	129,05
Ratio Si/N	Surface	0,99	0,51	0,78	0,54	0,60	0,19	0,63	0,21
	Intermédiaire	1,92	1,38	0,47	0,50	0,63	0,22	0,61	0,40
Ratio Si/P	Surface	53,19	49,07	122,22	102,54	53,83	50,10	234,81	192,63
	Intermédiaire	78,15	132,38	59,80	39,06	191,27	355,80	158,29	125,39
MES (mg/l)	Surface	6,44	5,96	3,58	1,47	6,09	3,94	3,08	1,54
	Intermédiaire	3,06	1,96	3,13	1,92	2,70	1,92	3,09	1,58
	Fond	4,89	5,73	2,53	0,57	3,84	3,00	2,24	1,00
NOP (µg/l)	Surface	83,50	27,41	29,37	15,84	30,30	15,00	48,97	15,73
	Intermédiaire	56,58	15,31	19,91	16,98	21,79	10,07	34,89	11,31
	Fond	62,32	17,38	20,23	15,52	10,51	4,23	26,18	19,10
COP (µg/l)	Surface	463,10	189,57	197,01	88,57	266,47	106,05	340,43	132,03
	Intermédiaire	166,82	30,23	153,01	89,66	173,53	68,26	279,09	80,67
	Fond	225,56	41,55	158,39	77,35	169,21	119,53	221,06	160,83
Ratio C/N	Surface	6,08	1,21	7,12	0,90	8,93	2,38	7,79	0,37
	Intermédiaire	6,39	1,08	7,65	1,33	8,09	0,98	8,48	1,39
	Fond	8,29	1,91	7,71	0,94	11,24	3,14	8,63	0,62
Ratio COP/NOP	Surface	6,47	1,49	8,25	1,38	12,02	5,58	8,06	0,87
	Intermédiaire	3,66	1,27	10,22	3,08	10,46	4,40	10,12	4,91
	Fond	5,03	2,07	10,31	2,07	18,19	6,32	10,36	2,37
Ratio COP/Chlo a	Surface	176,94	123,42	283,21	131,99	248,60	241,47	147,20	64,06
	Intermédiaire	138,36	95,58	351,77	248,88	241,76	277,39	161,92	104,01
	Fond	336,29	225,75	370,38	195,78	480,83	394,37	177,09	104,67
Chlorophylle a (µg/l)	Surface	3,51	2,21	0,90	0,63	2,35	2,00	2,61	1,44
	Intermédiaire	1,73	1,25	0,66	0,59	1,32	0,69	2,29	1,14
	Fond	0,65	0,26	0,46	0,13	0,49	0,24	1,59	1,12
Chlorophylle b (µg/l)	Surface	0,24	0,14	0,14	0,09	0,27	0,20	0,20	0,06
	Intermédiaire	0,16	0,15	0,11	0,08	0,26	0,16	0,18	0,07
	Fond	0,07	0,02	0,10	0,06	0,09	0,03	0,14	0,06
Chlorophylle c1+c2 (µg/l)	Surface	0,56	0,35	0,12	0,09	0,30	0,29	0,46	0,31
	Intermédiaire	0,29	0,20	0,09	0,10	0,17	0,10	0,41	0,20
	Fond	0,09	0,04	0,05	0,02	0,06	0,04	0,27	0,21
Phéopigment a (µg/l)	Surface	0,45	0,20	0,11	0,07	0,35	0,20	0,31	0,11
	Intermédiaire	0,29	0,13	0,09	0,05	0,28	0,15	0,37	0,19
	Fond	0,22	0,09	0,11	0,04	0,23	0,09	0,28	0,16
Phéopigment b (µg/l)	Surface	0,31	0,20	0,06	0,04	0,25	0,19	0,18	0,12
	Intermédiaire	0,14	0,12	0,04	0,02	0,11	0,06	0,18	0,12
	Fond	0,06	0,02	0,05	0,02	0,06	0,02	0,12	0,10
Phéopigment c (µg/l)	Surface	0,00	0,00	0,00	0,01	0,07	0,16	0,00	0,00
	Intermédiaire	0,09	0,05	0,00	0,00	0,05	0,11	0,07	0,18
	Fond	0,13	0,08	0,02	0,04	0,12	0,11	0,04	0,06
Ratio a	Surface	0,88	0,03	0,88	0,03	0,83	0,06	0,89	0,03
	Intermédiaire	0,84	0,03	0,86	0,04	0,81	0,05	0,86	0,04
	Fond	0,77	0,10	0,81	0,04	0,67	0,06	0,82	0,12
Ratio b	Surface	0,45	0,12	0,67	0,08	0,54	0,18	0,56	0,15
	Intermédiaire	0,53	0,13	0,69	0,07	0,69	0,06	0,55	0,18
	Fond	0,52	0,07	0,64	0,10	0,59	0,08	0,57	0,15
Ratio c1+c2	Surface	1,00	0,00	0,94	0,14	0,89	0,23	1,00	0,00
	Intermédiaire	0,70	0,19	1,00	0,00	0,90	0,23	0,91	0,17
	Fond	0,59	0,34	0,83	0,25	0,51	0,36	0,82	0,22

9.3. Caractérisation saisonnière des processus biologiques

La production primaire la plus forte est rencontrée au printemps 2014 et la plus faible à l'été 2013 alors que les productions primaires du printemps 2013 et de l'hiver 2014 sont semblables (Tableau 19). Les limitations de production primaire les plus marquées apparaissent durant le printemps et l'été 2013 et elles concernent particulièrement les phosphates. La concentration en TEP est minimale durant l'été 2013 tandis que les concentrations d'EPS sont sensiblement similaires sur les 4 saisons.

Tableau 19 : Caractérisation saisonnière des processus biologiques.

Paramètres	Profondeur d'échantillonnage	Fraction	Printemps 2013		Été/automne 2013		Hiver 2013		Printemps 2014	
			Moyenne	σ	Moyenne	σ	Moyenne	σ	Moyenne	σ
Production primaire (µg COP/l/jour)	Intermédiaire	Totale	30,36	7,65	11,66	8,72	30,23	25,84	49,64	29,79
		<10 µm	7,27	2,88	7,91	6,18	21,61	20,00	23,08	13,40
Limitation NPSi (%)	Intermédiaire	Totale	27%	40%	74%	72%	17%	20%	7%	30%
		<10 µm	123%	155%	64%	79%	22%	29%	-1%	20%
Limitation N (%)	Intermédiaire	Totale	-11%	12%	-6%	17%	-19%	26%	-3%	25%
		<10 µm	1%	35%	-10%	24%	-28%	33%	-1%	25%
Limitation P (%)	Intermédiaire	Totale	28%	10%	58%	84%	14%	16%	1%	37%
		<10 µm	157%	105%	64%	96%	8%	24%	-2%	32%
Limitation Si (%)	Intermédiaire	Totale	3%	15%	31%	119%	24%	86%	-31%	17%
		<10 µm	-4%	37%	-2%	52%	72%	190%	-23%	16%
TEP (µg eq. Xanthan/l)	Intermédiaire		70,12	49,13	31,00	12,14	82,16	22,94	52,79	24,55
EPS (mg eq. Glucose/l)			35,11	7,52	39,50	11,89	34,12	12,32	32,79	11,15

9.4. Caractérisation saisonnière des communautés planctoniques

Les échantillonnages du printemps 2013 sont marqués par de faibles concentrations en virus, en bactéries hétérotrophes, en pico et nanophytoplancton et de ciliés (Tableau 20). Les abondances de cyanobactéries sont moyennes tandis que celles du microphytoplancton et du microzooplancton sont maximales.

Les échantillonnages de l'été 2013 sont caractérisés par de faibles abondances de virus, de pico et nanophytoplancton ainsi que de micro et mésozooplancton. Les abondances de bactéries hétérotrophes, de cyanobactéries et de nano et microphytoplancton sont moyennes tandis que celles de microzooplancton sont maximales.

Les échantillonnages de l'hiver 2013 présentent les concentrations maximales de cyanobactéries et de microzooplancton tandis que les valeurs de microphytoplancton sont minimales.

Les échantillonnages du printemps 2014 sont caractérisés par les abondances maximales en virus, bactéries hétérotrophes, pico nano et microphytoplancton tandis que les concentrations en cyanobactéries sont minimales. Les abondances de zooplancton sont moyennes.

Tableau 20 : Caractérisation saisonnières des communautés planctoniques.

Mode opératoire	Paramètres	Printemps 2013		Eté/automne 2013		Hiver 2013		Printemps 2014	
		Moyenne	σ	Moyenne	σ	Moyenne	σ	Moyenne	σ
Cytométrie	Totaux	5 832 816	643 199	5 943 060	1 005 583	9 708 347	7 475 500	33 739 200	20 542 336
	Type 1	3 901 094	509 626	3 826 457	639 826	7 438 545	6 504 356	28 288 177	18 834 509
	Type 2	1 294 787	91 426	1 430 465	314 447	1 650 458	761 147	4 902 709	1 896 681
	Type 3	636 935	80 043	686 138	146 426	619 345	270 215	548 314	214 679
Cytométrie	Totales	758 223	345 790	1 114 479	503 073	902 262	480 747	1 776 885	1 562 531
	LNA	325 354	183 815	540 482	224 582	305 460	99 721	216 266	147 896
	HNA1	435 201	171 946	504 793	326 058	482 869	233 455	372 613	144 838
	HNA2	0	0	58 243	193 171	111 324	248 928	1 192 725	1 592 706
Cytométrie Microscopie optique	Cyanobactéries <i>Synechococcus</i>	7 600	7 332	8 704	6 084	11 053	5 322	1 264	918
	Cyanophycées totales	78 133	191 387	0	0	40	89	6 857	18 142
Cytométrie	Picophytoplancton total	2 387	2 069	4 205	4 775	10 930	8 252	12 583	10 675
Cytométrie	Nanophytoplancton total	625	380	1 285	1 445	2 965	2 165	3 261	2 600
	Cryptophycées	12	5	13	7	30	9	25	15
Microscopie optique	Nanophytoplancton total	5 730	7 783	8 429	5 077	8 752	9 560	451 731	1 018 269
	Chlorophycées	0	0	44	139	32	72	0	0
	Cryptophycées	307	751	0	0	1 584	3 542	0	0
	Diatomées	2 247	2 620	3 552	4 426	3 928	4 265	443 183	1 019 672
	Dinoflagellés	1 483	1 600	5 392	2 191	3 208	2 838	7 114	12 259
	Euglènes	0	0	16	34	0	0	0	0
	Kyste de dinoflagellé	1 693	3 993	68	158	0	0	291	627
	Prymnésiophycées	0	0	200	632	0	0	1 143	3 024
Microscopie optique	Microphytoplancton total	143 417	87 816	91 004	179 140	34 000	13 662	177 126	280 400
	Chlorophycées	0	0	0	0	9 480	13 089	1 074	1 872
	Diatomées	131 460	93 331	94 864	184 355	15 136	9 488	148 183	283 745
	Dinoflagellés	8 490	6 322	4 556	2 845	6 448	3 283	24 251	13 330
	Euglènes	200	490	80	141	672	469	1 514	2 983
	Kyste de dinoflagellés	2 813	3 812	604	676	1 992	2 405	851	675
	Silicoflagellés	453	863	0	0	272	414	1 251	2 455
Microscopie optique	Ciliés	213	364	1 536	1 623	560	602	760	1 239
Microscopie optique	Microzooplancton total	4 867	4 779	2 458	1 710	5 992	3 509	4 840	2 147
	Ciliés	2 263	2 246	1 976	1 406	3 264	3 023	3 200	2 261
	Hydrozoaires	40	98	0	0	0	0	0	0
	Ichtyoplancton	0	0	12	19	0	0	57	120
	Larves	67	106	4	13	80	75	0	0
	Tintinnides	2 497	3 031	712	1 506	2 648	1 828	1 583	1 112
Loupe binoculaire	Mésozooplancton total	19 367	19 168	7 864	4 362	10 830	8 948	11 127	13 607
	Copépodes	16 942	19 961	5 633	3 393	7 780	9 224	8 783	12 496
	Cladocères	138	280	258	769	0	0	195	284
	Autres crustacés	234	276	29	24	1 776	2 051	296	373
	Larves décapodes	11	13	2	5	0	0	3	7
	Cnidaires	83	93	159	314	5	9	75	106
	Appendiculaires	755	541	1 350	1 475	767	1 229	1 592	1 779
	Chaetognathes	34	41	162	224	29	40	3	7
	Larves polychètes	24	20	40	46	329	327	44	61
	Autres mésozooplanctons	1 099	1 800	226	367	145	183	130	156
	Ichtyoplancton	47	37	4	6	0	0	5	8

9.2. Facteurs abiotiques contrôlant la production primaire

9.2.1. Facteurs océano-climatiques contrôlant la production primaire

Afin de déterminer les facteurs contrôlant la production primaire à Biarritz, nous avons réalisé une analyse en composantes principales avec les variables océano-climatiques (Figure 45).

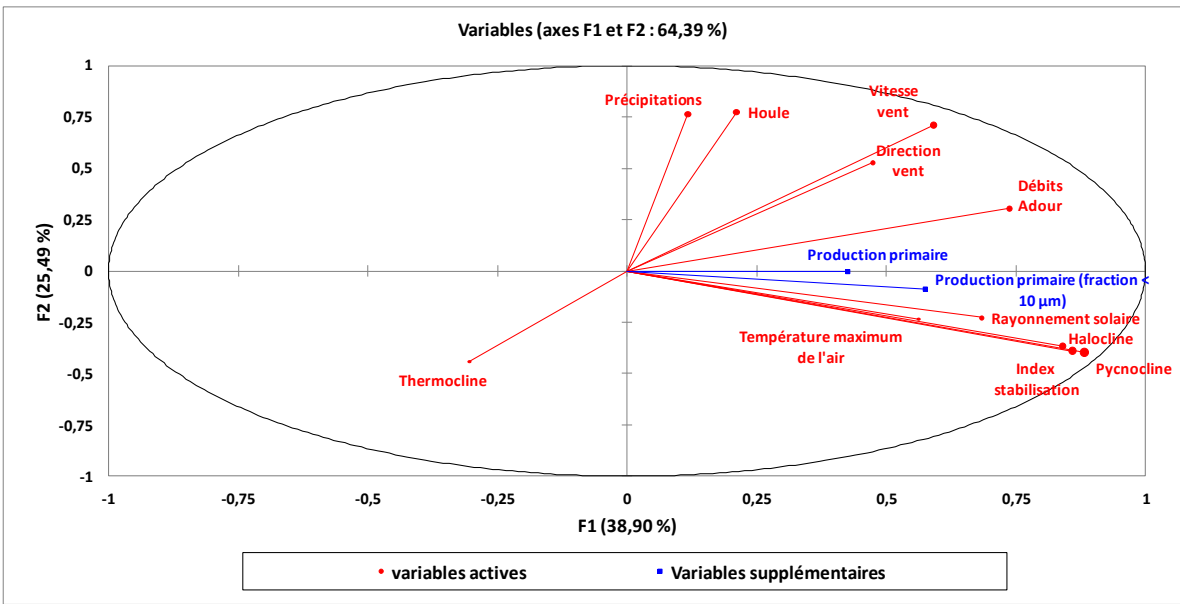


Figure 45 : Facteurs océano-climatiques contrôlant la production primaire à Biarritz.

64 % de la variabilité de la production primaire est expliquée par les facteurs océano-climatiques. Les principaux facteurs océano-climatiques contrôlant la production primaire sur la zone d'étude sont respectivement le rayonnement solaire, les débits de l'Adour et la présence d'une pycnocline (Tableau 21).

Tableau 21 : Résultats du test de corrélation de Pearson.

Paramètres	Production primaire			Production primaire (Fraction < 10 µm)		
	Coefficient de Pearson	p value	R ²	Coefficient de Pearson	p value	R ²
Production primaire (Fraction < 10 µm)	0,882	< 0,0001	0,778			
Débits Adour	0,299	0,130	0,089	0,388	0,046	0,150
Précipitations	-0,062	0,758	0,004	0,105	0,602	0,011
Température max air	0,213	0,286	0,045	0,369	0,058	0,136
Rayonnement solaire	0,360	0,065	0,130	0,478	0,012	0,229
Vitesse vent	0,185	0,356	0,034	0,282	0,154	0,080
Direction vent	0,295	0,136	0,087	0,251	0,206	0,063
Houle	0,020	0,923	0,000	-0,146	0,469	0,021
Thermocline	-0,298	0,157	0,089	-0,159	0,448	0,025
Halocline	0,330	0,116	0,109	0,494	0,012	0,244
Pycnocline	0,339	0,105	0,115	0,518	0,008	0,268
Index stabilisation	0,348	0,096	0,121	0,510	0,009	0,260

9.2.2. Facteurs biogéochimiques contrôlant la production primaire

Nous avons aussi réalisé une analyse en composante principale dans le but de déterminer les facteurs biogéochimiques qui contrôlent la production primaire sur la zone d'étude (Figure 46). Les facteurs biogéochimiques de la couche intermédiaire donnent les meilleurs résultats.

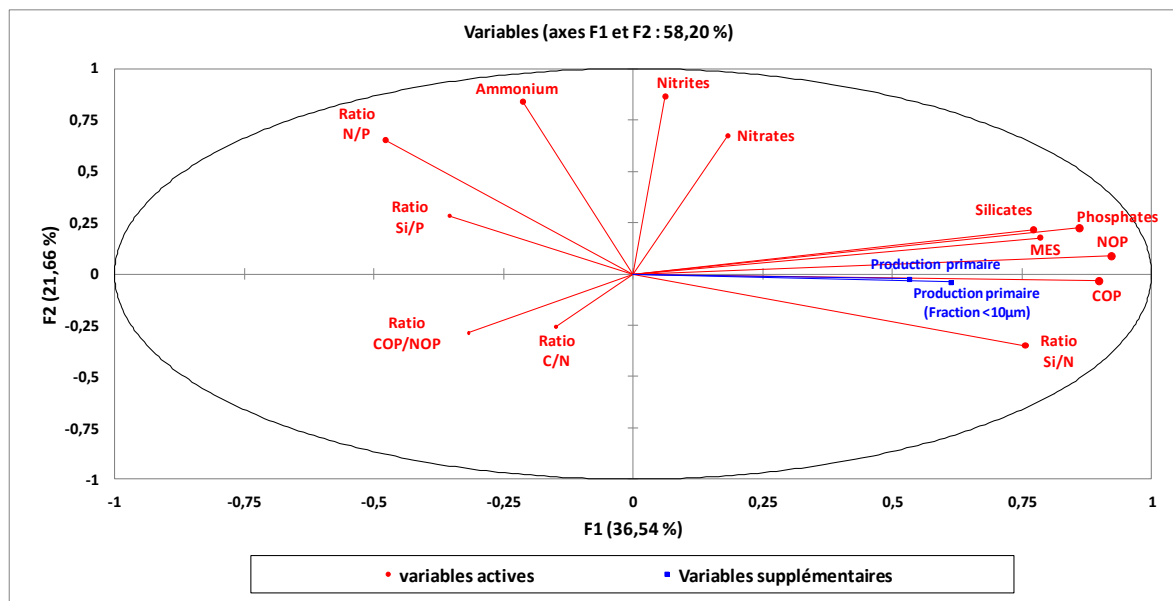


Figure 46 : Facteurs biogéochimiques de la couche intermédiaire contrôlant la production primaire à Biarritz.

Les facteurs biogéochimiques expliquent 58 % de la variabilité de la production primaire. Les principaux facteurs biogéochimiques contrôlant la production primaire sur le littoral basco-landais sont la concentration en phosphates, en silices et le ratio acide silicique/phosphates (Si/P) (Tableau 22). L'augmentation de production primaire est corrélée à l'augmentation de carbone et d'azote organique particulaires et des matières en suspension.

Tableau 22 : Résultats du test de corrélation de Pearson

Paramètre	Profondeur	Production primaire			Production primaire (Fraction < 10 µm)		
		Coefficient de Pearson	p value	R ²	Coefficient de Pearson	p value	R ²
Silicates	Intermédiaire	0,163	0,427	0,026	0,206	0,312	0,043
Phosphates	Intermédiaire	0,480	0,011	0,230	0,499	0,008	0,249
Nitrites	Intermédiaire	0,008	0,968	0,000	0,061	0,764	0,004
Nitrates	Intermédiaire	-0,016	0,938	0,000	0,088	0,662	0,008
Ammonium	Intermédiaire	-0,194	0,333	0,038	-0,273	0,168	0,075
MES	Intermédiaire	0,485	0,010	0,236	0,354	0,070	0,126
NOP	Intermédiaire	0,529	0,005	0,279	0,622	0,001	0,387
COP	Intermédiaire	0,458	0,016	0,210	0,602	0,001	0,362
Ratio N/P	Intermédiaire	-0,285	0,150	0,081	-0,247	0,215	0,061
Ratio Si/N	Intermédiaire	0,291	0,149	0,085	0,444	0,023	0,197
Ratio Si/P	Intermédiaire	-0,218	0,285	0,048	-0,277	0,170	0,077
Ratio C/N	Intermédiaire	-0,490	0,010	0,240	-0,276	0,163	0,076
Ratio COP/NOP	Intermédiaire	-0,320	0,103	0,103	-0,239	0,231	0,057
Silicates	Surface	0,029	0,885	0,001	-0,198	0,323	0,039
Phosphates	Surface	0,214	0,284	0,046	0,293	0,138	0,086
Nitrites	Surface	0,135	0,501	0,018	0,020	0,920	0,000
Nitrates	Surface	0,099	0,624	0,010	-0,176	0,381	0,031
Ammonium	Surface	0,271	0,172	0,073	0,101	0,617	0,010
MES	Surface	0,167	0,404	0,028	0,131	0,514	0,017
NOP	Surface	0,395	0,041	0,156	0,378	0,052	0,143
COP	Surface	0,326	0,097	0,107	0,347	0,076	0,121
Ratio N/P	Surface	0,043	0,833	0,002	-0,146	0,468	0,021
Ratio Si/N	Surface	-0,087	0,665	0,008	-0,072	0,720	0,005
Ratio Si/P	Surface	-0,067	0,739	0,005	-0,242	0,223	0,059
Ratio C/N	Surface	-0,120	0,550	0,015	-0,039	0,845	0,002
Ratio COP/NOP	Surface	-0,309	0,117	0,096	-0,219	0,272	0,048
MES	Fond	0,023	0,908	0,001	0,153	0,445	0,024
NOP	Fond	0,105	0,603	0,011	0,384	0,048	0,147
COP	Fond	-0,015	0,941	0,000	0,252	0,205	0,063
Ratio C/N	Fond	0,034	0,865	0,001	0,025	0,901	0,001
Ratio COP/NOP	Fond	-0,175	0,382	0,031	-0,130	0,519	0,017

9.2.3. Production primaire et biomasse phytoplanctonique

Afin d'établir un lien entre la production primaire et la biomasse phytoplanctonique, nous avons procédé à une analyse en composante principale (Figure 47). Les meilleurs résultats sont obtenus avec les valeurs mesurées dans la couche intermédiaire.

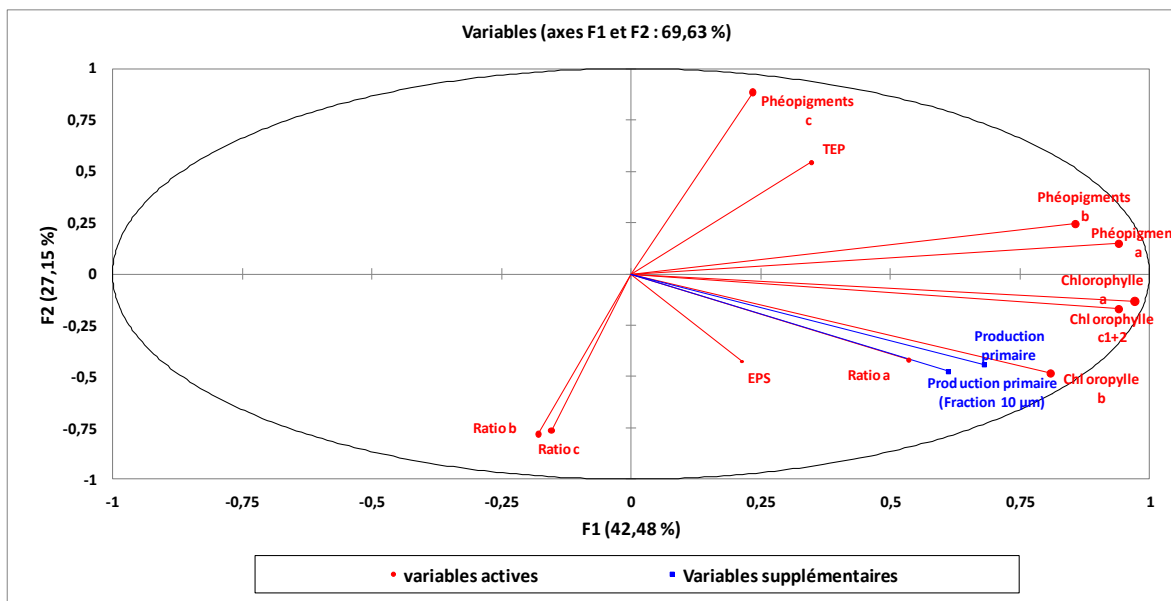


Figure 47 : Corrélation entre biomasse phytoplanctonique et production primaire dans la couche intermédiaire à Biarritz.

La biomasse chlorophyllienne explique 69 % de la production primaire. Les valeurs de chlorophylle et de phéopigments a et b sont positivement corrélées à la production primaire (Tableau 23). La production primaire de la fraction inférieure à 10 µm est positivement corrélée à la concentration en EPS.

Tableau 23 : Résultats du test de corrélation de Pearson.

Paramètres	Profondeur	Production primaire			Production primaire (Fraction < 10 µm)		
		Coefficient de Pearson	p value	R ²	Coefficient de Pearson	p value	R ²
TEP	Intermédiaire	0,112	0,587	0,012	0,208	0,308	0,043
EPS	Intermédiaire	0,339	0,083	0,115	0,497	0,008	0,247
Chlorophylle a	Intermédiaire	0,707	< 0,0001	0,500	0,532	0,004	0,283
Chlorophylle b	Intermédiaire	0,681	< 0,0001	0,463	0,485	0,010	0,235
Chlorophylle c1+c2	Intermédiaire	0,688	< 0,0001	0,473	0,581	0,001	0,338
Phéopigment a	Intermédiaire	0,547	0,003	0,300	0,444	0,020	0,197
Phéopigment b	Intermédiaire	0,425	0,027	0,181	0,141	0,483	0,020
Phéopigment c1+c2	Intermédiaire	-0,195	0,330	0,038	-0,172	0,390	0,030
Ratio a	Intermédiaire	0,562	0,002	0,316	0,468	0,014	0,219
Ratio b	Intermédiaire	0,259	0,192	0,067	0,400	0,039	0,160
Ratio c1+c2	Intermédiaire	0,144	0,473	0,021	0,067	0,740	0,004
Chlorophylle a	Surface	0,360	0,065	0,129	0,206	0,302	0,043
Chlorophylle b	Surface	0,209	0,295	0,044	0,106	0,600	0,011
Chlorophylle c1+c2	Surface	0,352	0,072	0,124	0,237	0,233	0,056
Phéopigment a	Surface	0,310	0,115	0,096	0,192	0,338	0,037
Phéopigment b	Surface	0,222	0,265	0,049	0,065	0,749	0,004
Phéopigment c1+c2	Surface	0,080	0,715	0,006	0,122	0,581	0,015
Ratio a	Surface	0,369	0,058	0,136	0,328	0,095	0,108
Ratio b	Surface	0,025	0,900	0,001	0,091	0,650	0,008
Ratio c1+c2	Surface	-0,202	0,312	0,041	-0,248	0,212	0,062
Chlorophylle a	Fond	0,218	0,284	0,048	0,523	0,131	0,017
Chlorophylle b	Fond	0,060	0,770	0,004	0,837	0,042	0,002
Chlorophylle c1+c2	Fond	0,183	0,372	0,033	0,567	0,118	0,014
Phéopigment a	Fond	0,383	0,054	0,146	0,185	0,268	0,072
Phéopigment b	Fond	0,125	0,542	0,016	0,995	0,001	0,000
Phéopigment c1+c2	Fond	0,365	0,067	0,133	0,029	0,429	0,184
Ratio a	Fond	0,036	0,861	0,001	0,871	0,034	0,001
Ratio b	Fond	0,010	0,963	0,000	0,629	0,099	0,010
Ratio c1+c2	Fond	-0,377	0,057	0,142	0,018	-0,460	0,212

9.2.4. Production primaire et communautés autotrophes

Afin de déterminer les communautés autotrophes intervenant dans la production primaire de la zone d'étude, nous avons réalisé une analyse en composante principale (Figure 48).

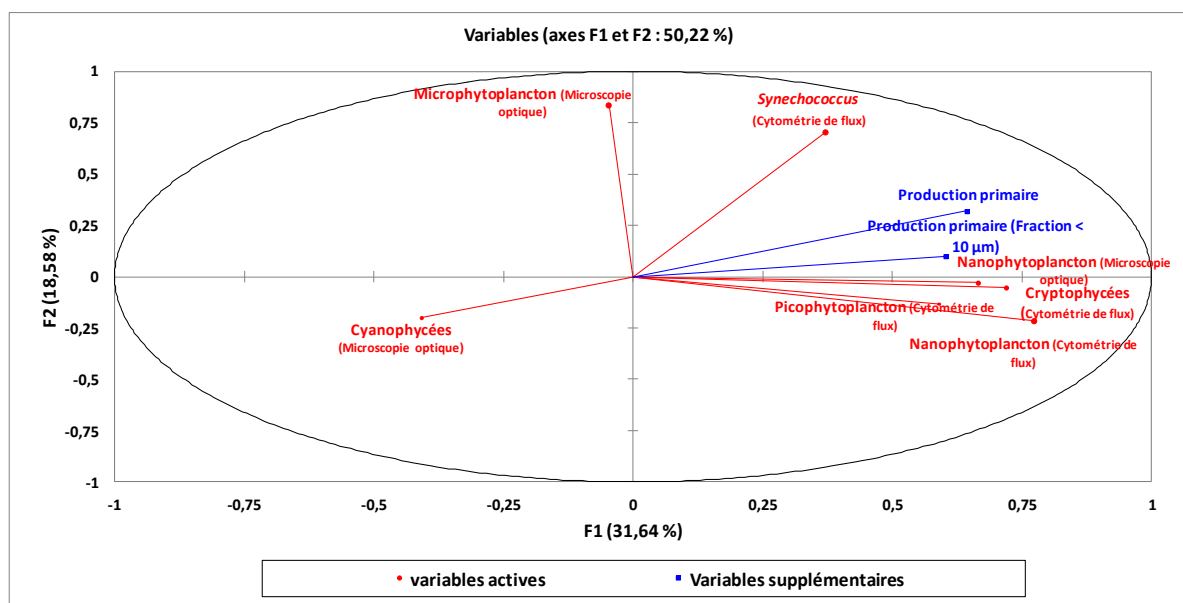


Figure 48 : Corrélation entre la production primaire et les communautés autotrophes à Biarritz.

La nature des communautés autotrophes présentes explique 50 % de la variabilité de la production primaire. Le microphytoplancton, le nanophytoplancton et les cryptophycées sont les principales communautés autotrophes impliquées dans la production primaire de la zone d'étude (Tableau 24).

Tableau 24 : Résultats du test de corrélation de Pearson.

Paramètres	Mode opératoire	Production primaire			Production primaire (Fraction < 10 µm)		
		Coefficient de Pearson	p value	R ²	Coefficient de Pearson	p value	R ²
Cryptophycées	Cytométrie de flux	0,436	0,023	0,190	0,465	0,015	0,216
Synechococcus	Cytométrie de flux	0,301	0,127	0,091	0,074	0,714	0,005
Nanophytoplancton	Cytométrie de flux	0,702	< 0,0001	0,492	0,711	< 0,0001	0,505
Picophytoplancton	Cytométrie de flux	0,295	0,135	0,087	0,162	0,421	0,026
Cyanophycées	Microscopie optique	-0,106	0,608	0,011	-0,160	0,435	0,026
Nanophytoplancton	Microscopie optique	0,353	0,077	0,125	0,087	0,674	0,008
Microphytoplancton	Microscopie optique	0,416	0,035	0,173	0,239	0,239	0,057

Afin de déterminer la famille microphytoplanctonique contribuant à la production primaire sur la zone d'étude, nous avons réalisé une analyse en composante principale (Figure 48).

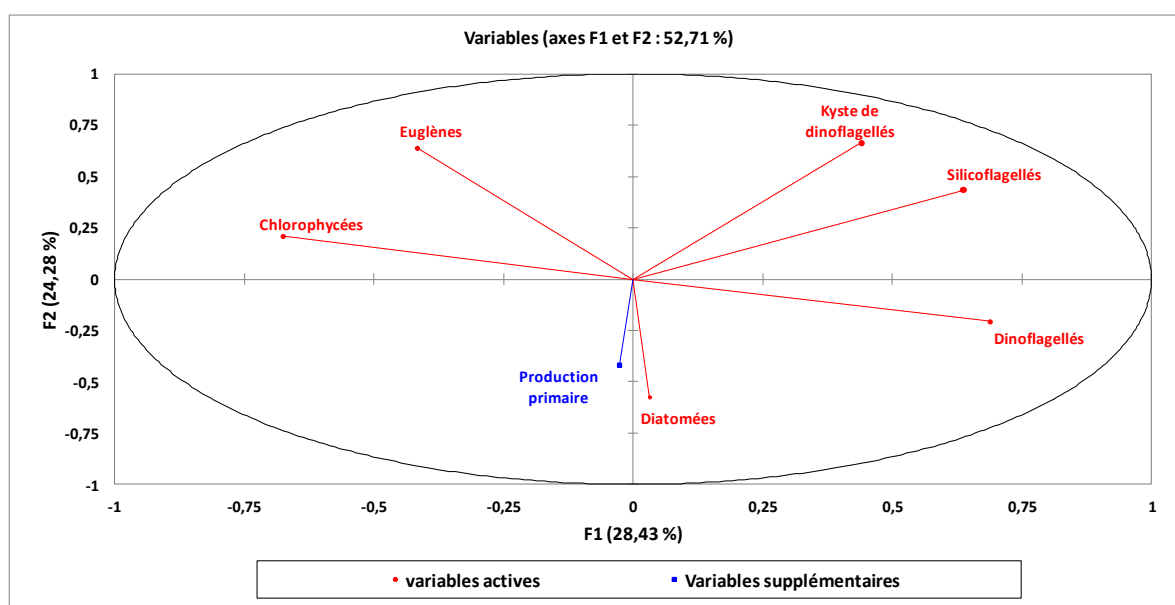


Figure 49 : Famille microphytoplanctonique impliquée dans la production primaire à Biarritz.

L'abondance microphytoplanctonique explique 52 % de la variabilité de la production primaire et la famille des diatomées y est positivement corrélée (Tableau 25).

Tableau 25 : Résultats du test de corrélation de Pearson.

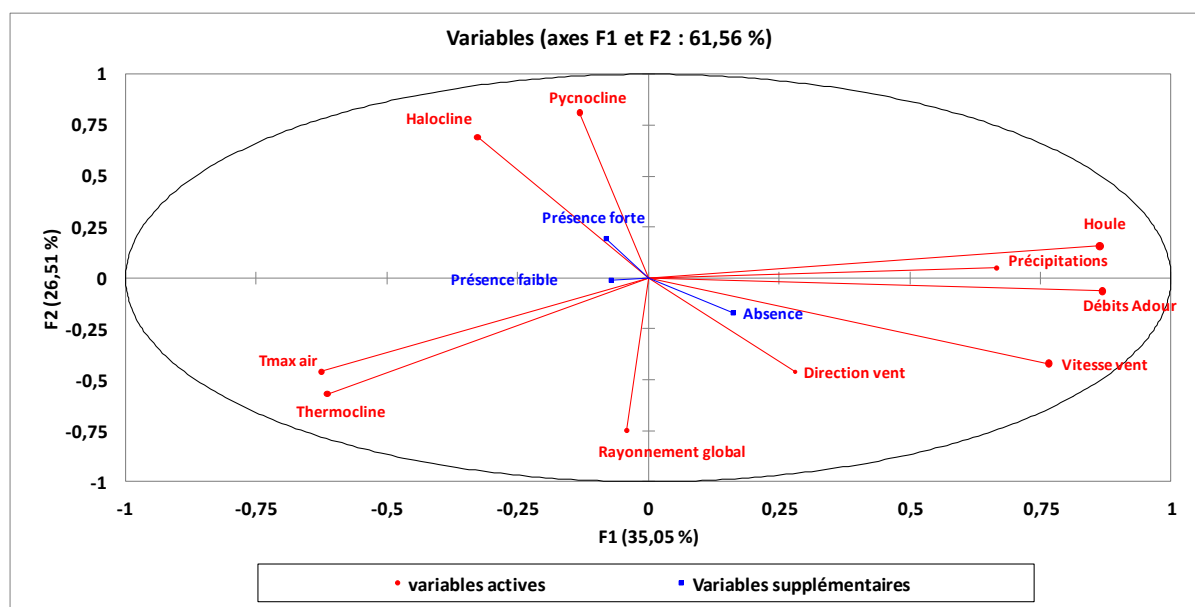
Paramètres	Production primaire			Production primaire (Fraction < 10 µm)		
	Coefficient de Pearson	p value	R ²	Coefficient de Pearson	p value	R ²
Chlorophycées	0,129	0,530	0,017	0,101	0,622	0,010
Diatomées	0,413	0,036	0,170	0,254	0,210	0,065
Dinoflagellés	0,263	0,194	0,069	0,082	0,690	0,007
Euglènes	-0,182	0,374	0,033	-0,286	0,156	0,082
Kyste de dinoflagellés	-0,191	0,351	0,036	-0,304	0,131	0,092
Silicoflagellés	-0,227	0,264	0,052	-0,283	0,161	0,080

10. Problématique des mucilages sur le littoral basco-landais

10.1. Facteurs abiotiques contrôlant l'apparition de mucilages

10.1.1. Facteurs hydro-climatiques contrôlant l'apparition de mucilages

Afin de déterminer les facteurs hydro-climatiques qui contrôlent l'apparition de mucilages, nous avons réalisé une analyse en composante principale mixte (Figure 50).



Les facteurs hydro-climatiques expliquent 61 % de la variabilité de présence des mucilages. Bien qu'aucun paramètre ne soit significativement corrélé à la présence de mucilages, nous observons que les périodes d'absence sont caractérisées par de forts débits, une forte houle et de fortes précipitations tandis que les périodes de présence sont caractérisées par une structuration verticale des masses d'eaux, une augmentation de la température maximum de l'air et du rayonnement solaire.

10.1.2. Facteurs géochimiques contrôlant l'apparition de mucilages

10.1.2.1. Sels nutritifs

Afin de déterminer les sels nutritifs et leurs ratios impliqués dans la présence de mucilages, nous avons réalisé une analyse en composante principale mixte sur les concentrations dans la couche de surface (Figure 51) et dans la couche intermédiaire (Figure 52).

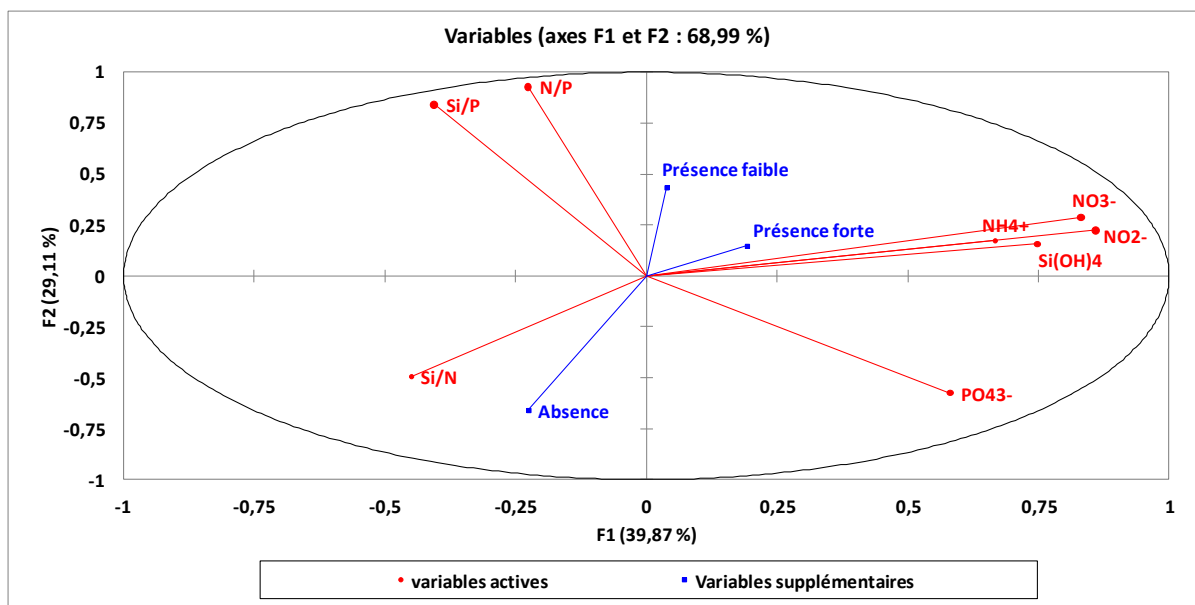


Figure 51 : Corrélations entre présence de mucilages et les concentrations et ratios de sels nutritifs dans la couche de surface à Biarritz.

Les concentrations et les ratios de sels nutritifs dans la couche de surface expliquent 69 % de la variabilité de présence des mucilages. La concentration de phosphates et le ratio Si/N sont positivement corrélés à l'absence de mucilages tandis que les concentrations en silicates et nitrates ainsi que les ratios N/P et Si/P sont négativement corrélés à l'absence de mucilage (Tableau 26).

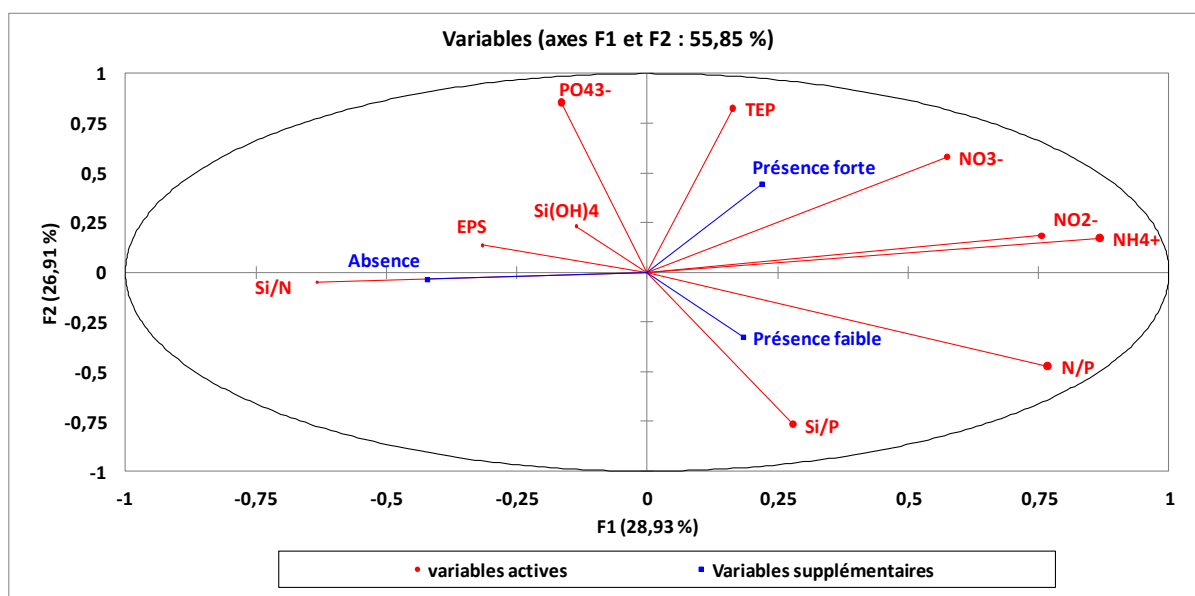


Figure 52 : Corrélations entre présence de mucilages et les concentrations et ratios de sels nutritifs et les polysaccharides (TEP et EPS) dans la couche intermédiaire à Biarritz.

Dans la couche intermédiaire, les concentrations et ratios de sels nutritifs expliquent 56 % de la variabilité de présence des mucilages. Le ratio Si/N est positivement corrélé à l'absence de mucilages tandis que la concentration en ammonium est négativement corrélée à l'absence de mucilages (Tableau 26). Les particules exopolymériques transparentes (TEP) sont positivement corrélées à la présence forte de mucilages ce qui confirme qu'elles constituent la matrice muqueuse de ces derniers.

Tableau 26 : Résultats du test de corrélation de Pearson.

Paramètre	Couche de surface			Couche intermédiaire		
	Absence	Présence faible	Présence forte	Absence	Présence faible	Présence forte
TEP				-0,092	-0,316	0,498
EPS				0,287	-0,260	0,021
Si(OH)4	-0,378	0,213	0,131	0,211	0,019	-0,249
PO43-	0,368	-0,283	-0,031	0,047	-0,288	0,314
NO2-	-0,265	0,073	0,191	-0,149	-0,036	0,205
NO3-	-0,372	0,166	0,186	-0,219	-0,022	0,261
NH4+	-0,308	0,076	0,232	-0,409	0,097	0,316
N/P	-0,466	0,339	0,065	-0,238	0,301	-0,125
Si/N	0,448	-0,231	-0,184	0,483	-0,172	-0,298
Si/P	-0,463	0,370	0,021	0,009	0,260	-0,339

Afin de déterminer un éventuel déséquilibre dans les concentrations de sels nutritifs, nous avons projeté chaque point d'échantillonnage de l'Adour et de Biarritz dans la couche de surface et intermédiaire. Le ratio Si/N est projeté en abscisse et le ratio N/P en ordonnées. Les équilibres stœchiométriques de Redfield sont tracés sur le graphique avec les valeurs suivantes ratio N/P = 16, Si/N = 1 et Si/P = 16. La zone du graphique dans laquelle est projeté chaque point d'échantillonnage détermine un ordre de déficit potentiel en sel nutritif.

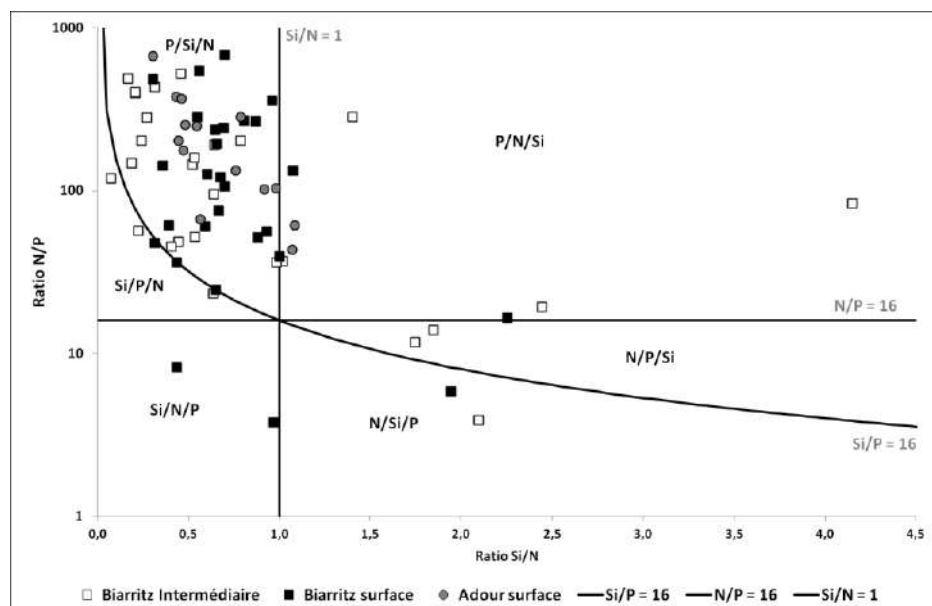


Figure 53 : Projection des ratios de sels nutritifs des échantillonnages de l'Adour et de Biarritz en surface et dans la couche intermédiaire.

La grande majorité des points se trouvent projetés dans la zone où les sels nutritifs potentiellement limitants pour la production primaire sont respectivement les phosphates (P), les silicates (Si) et l'azote (N). 88 % des échantillons de l'Adour sont situés dans cette zone du graphique ce qui laisse présager des apports nutritifs déséquilibrés avec des excès d'azote et de silice par rapport aux apports en phosphates. Pour la zone côtière, la situation est identique puisque 83 % des échantillons de surface et 79 % des échantillons de la couche intermédiaire de Biarritz sont localisés dans cette zone graphique.

10.1.2.2. Matière organique particulaire

Afin de déterminer rôle de la matière organique dans l'apparition des mucilages, nous avons réalisé une analyse en composante principale mixte sur les concentrations dans la couche de surface (Figure 54), dans la couche intermédiaire (Figure 55) et dans la couche de fond (Figure 56). Les meilleurs résultats sont obtenus sur la couche intermédiaire.

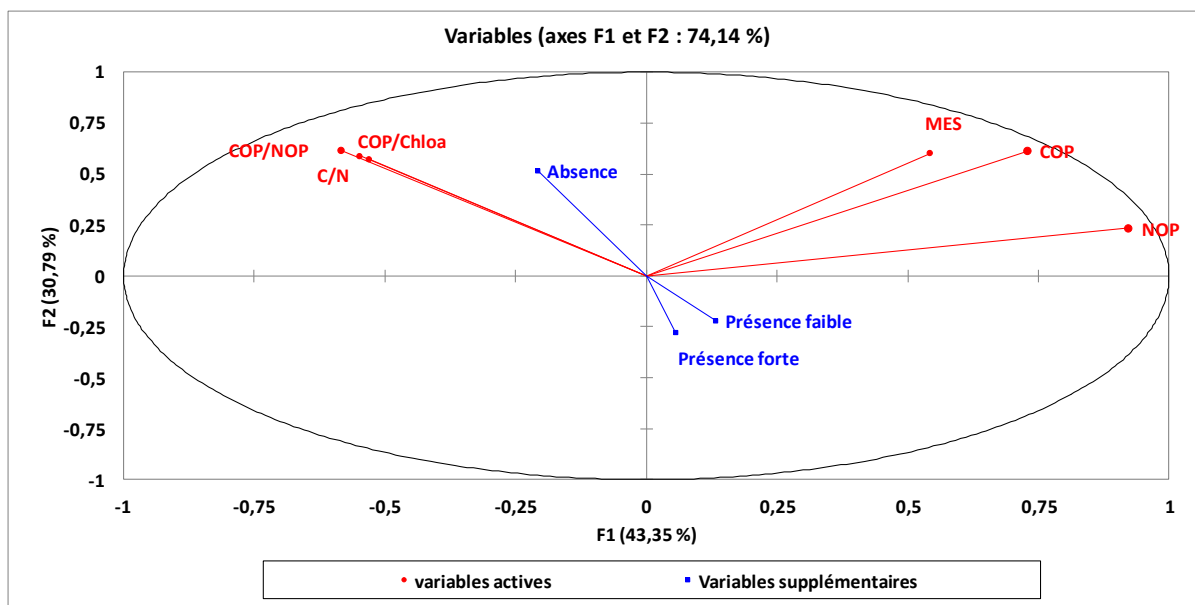


Figure 54 : Corrélation entre la présence de mucilages et les concentrations en MOP dans la couche de surface à Biarritz.

Les concentrations et ratios de matière organique particulaire en surface expliquent 74 % de la variabilité de présence des mucilages. Le ratio COP/chlo a est positivement corrélé à l’absence de mucilages (Tableau 27).

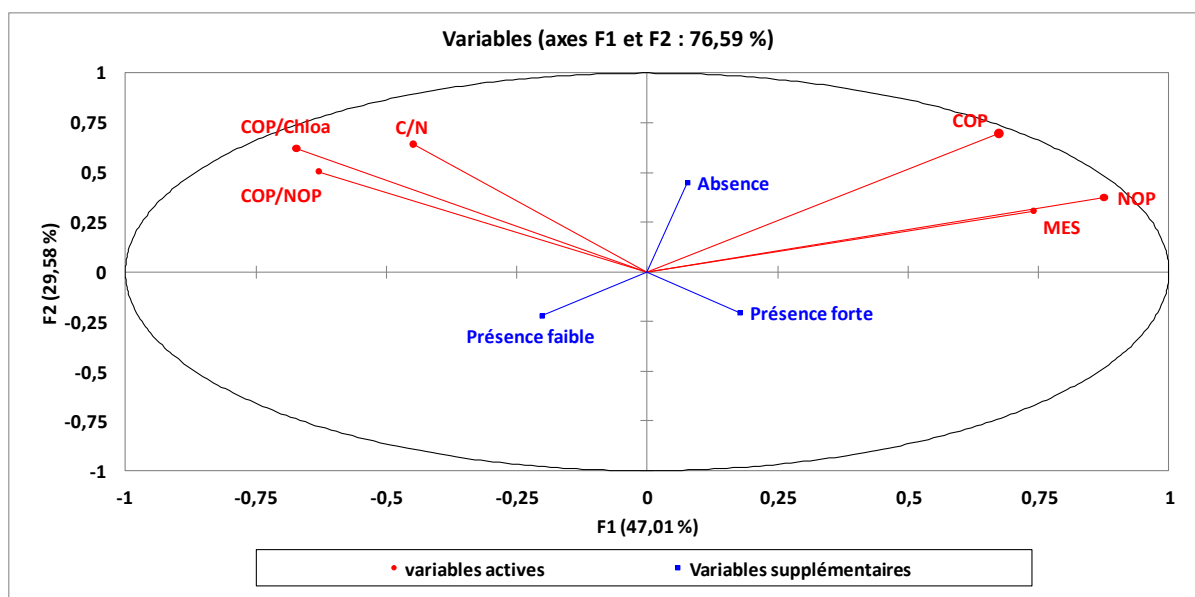


Figure 55 : Corrélation entre la présence de mucilages et les concentrations en MOP dans la couche intermédiaire à Biarritz.

Les concentrations et ratios de matière organique particulaire dans la couche intermédiaire expliquent 77 % de la variabilité de présence des mucilages. Le ratio COP/chlo a est positivement corrélé à l’absence de mucilages (Tableau 27).

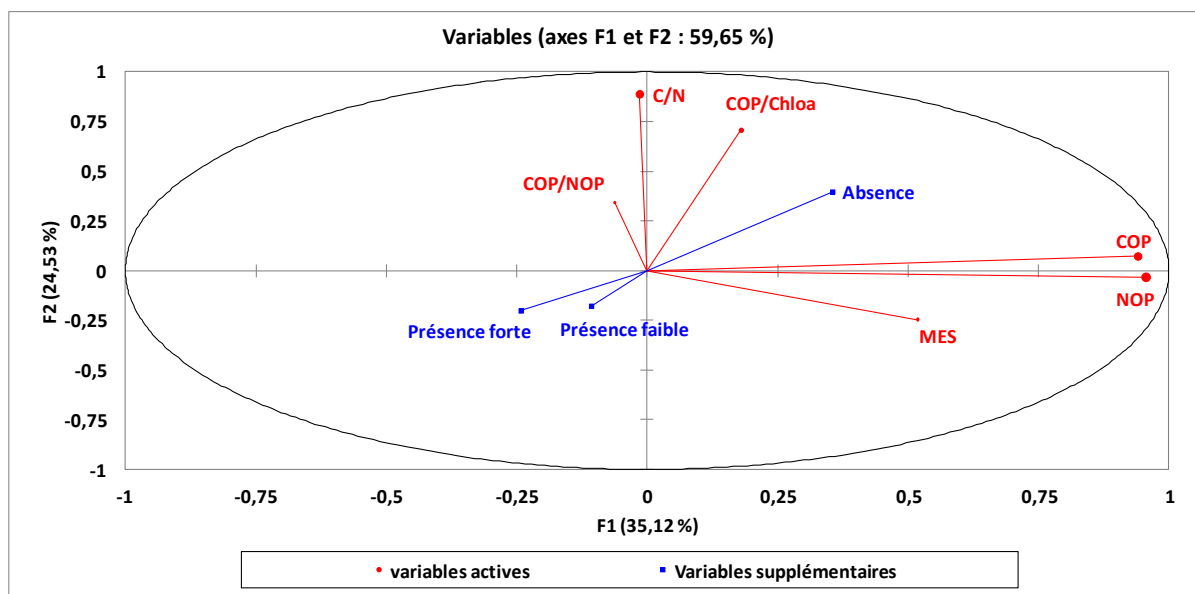


Figure 56 : Corrélation entre la présence de mucilages et les concentrations en MOP dans la couche de fond à Biarritz.

Les concentrations et ratios de matière organique particulaire dans la couche de fond expliquent 60 % de la variabilité de présence des mucilages. Le ratio COP/chlo a est positivement corrélé à l'absence de mucilages (Tableau 27).

Tableau 27 : Résultats du test de corrélation de Pearson.

Paramètres	Couche de surface			Couche intermédiaire			Couche de fond		
	Absence	Présence faible	Présence forte	Absence	Présence faible	Présence forte	Absence	Présence faible	Présence forte
MES	0,035	0,064	-0,120	0,113	-0,287	0,247	0,289	-0,164	-0,099
NOP	0,046	0,005	-0,056	0,314	-0,240	-0,027	0,272	-0,060	-0,215
COP	0,200	-0,086	-0,104	0,360	-0,250	-0,065	0,231	-0,015	-0,229
C/N	0,344	-0,190	-0,124	0,192	-0,034	-0,162	0,237	-0,125	-0,094
COP/NOP	0,320	-0,167	-0,129	0,019	0,103	-0,153	-0,073	0,156	-0,123
COP/Chloa	0,694	-0,303	-0,355	0,426	-0,106	-0,321	0,655	-0,344	-0,261

10.1.3. Facteurs biochimiques contrôlant l'apparition de mucilages

Afin de déterminer rôle de la biomasse phytoplanctonique dans l'apparition des mucilages, nous avons réalisé une analyse en composante principale mixte sur les concentrations dans la couche de surface (Figure 57), dans la couche intermédiaire (Figure 58) et dans la couche de fond (Figure 59). Les meilleurs résultats sont obtenus sur la couche intermédiaire.

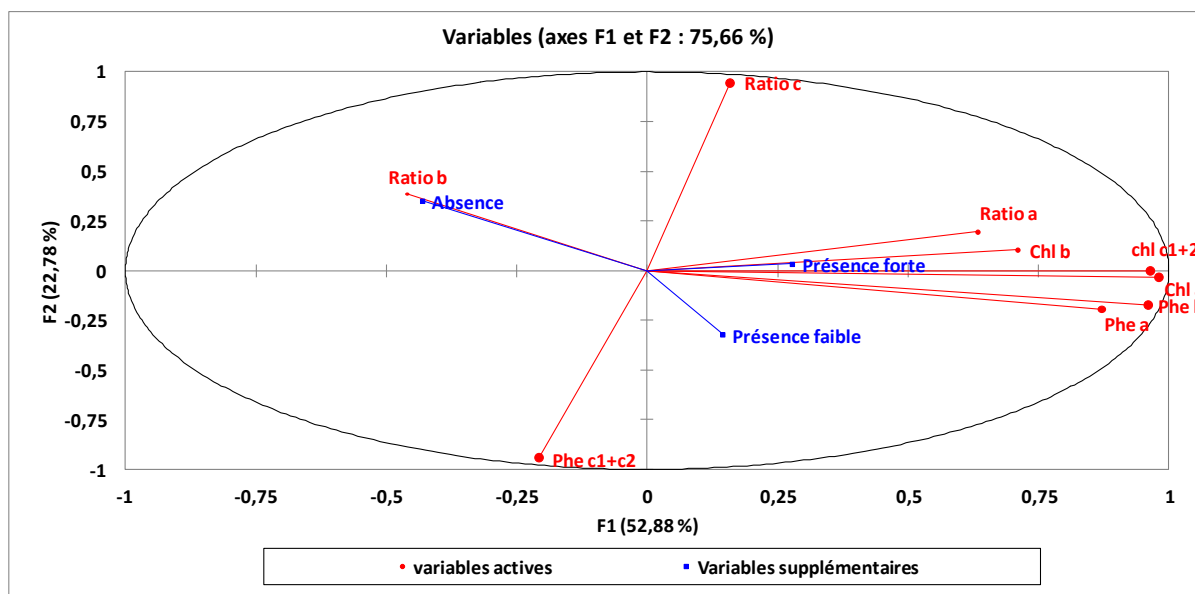


Figure 57 : Corrélation entre la présence de mucilages et la biomasse phytoplanctonique dans la couche de surface à Biarritz.

La biomasse phytoplanctonique de surface explique 76 % de la variabilité de présence des mucilages. Les concentrations de chlorophylle a, phéopigments a et b sont négativement corrélées à l'absence de mucilage tandis que le ratio chlorophylle b / phéopigment b est positivement corrélé à l'absence de mucilages (Tableau 28).

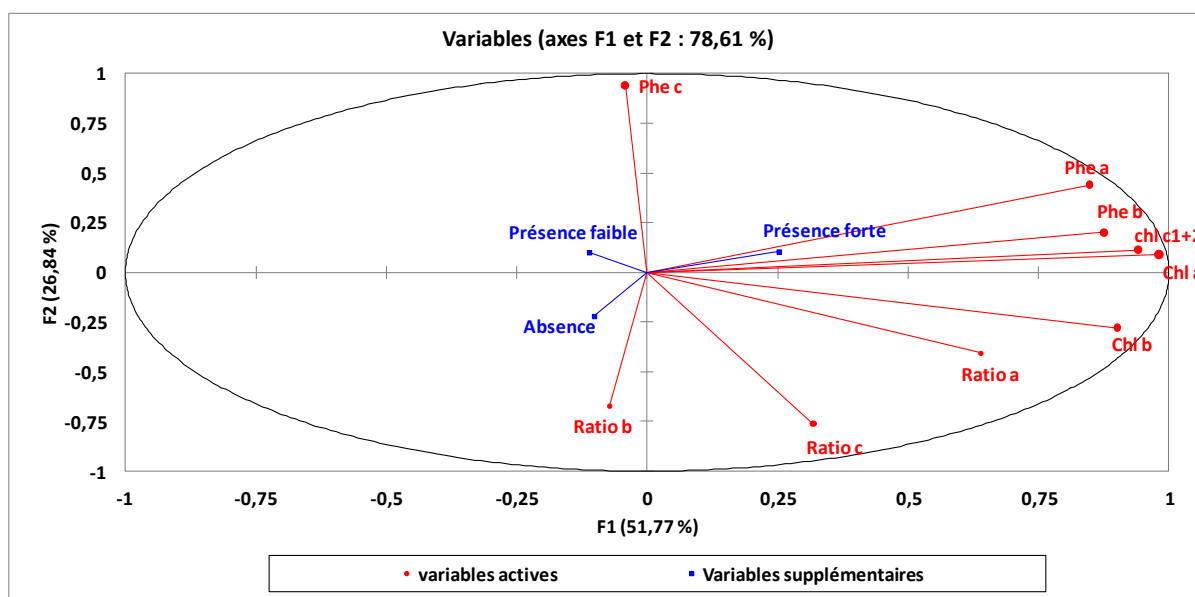


Figure 58 : Corrélation entre la présence de mucilages et la biomasse phytoplanctonique dans la couche intermédiaire à Biarritz.

La biomasse phytoplanctonique de la couche intermédiaire explique 78,6 % de la variabilité de présence des mucilages. Le ratio chlorophylle b / phéopigment b est négativement corrélé à la présence forte de mucilages (Tableau 28).

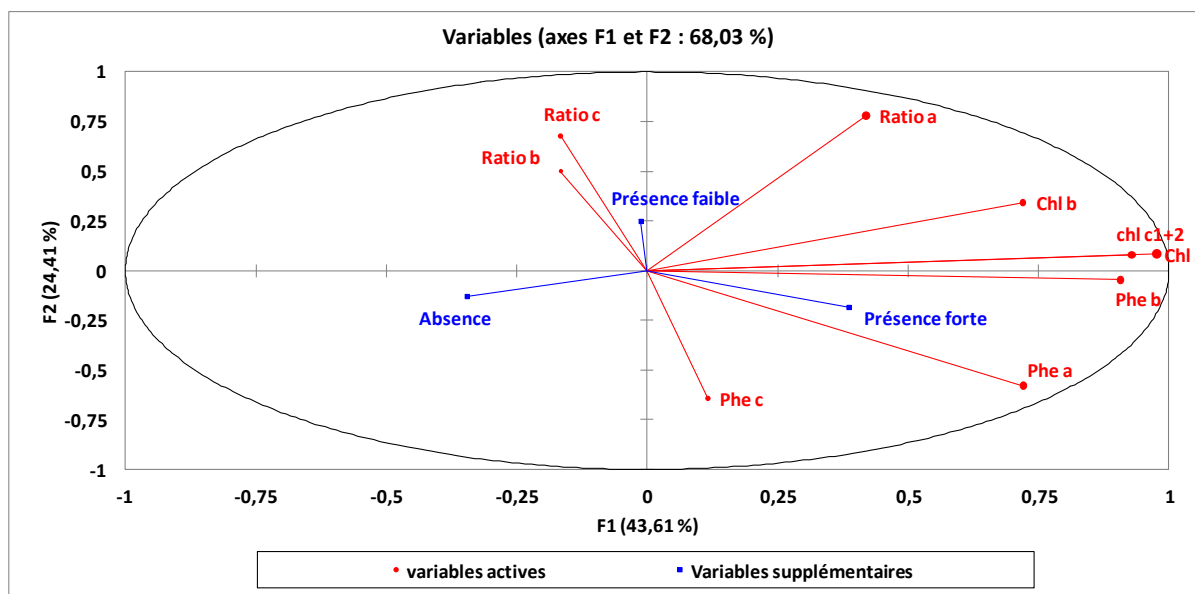


Figure 59 : Corrélation entre la présence de mucilages et la biomasse phytoplanctonique dans la couche de fond à Biarritz.

La biomasse phytoplanctonique de la couche de fond explique 68 % de la variabilité de présence des mucilages. Le ratio chlorophylle b / phéopigment b est positivement corrélé à la présence faible de mucilages tandis que les concentrations de phéopigments a et b sont positivement corrélées à la présence forte de mucilages (Tableau 28).

Tableau 28 : Résultats du test de corrélation de Pearson.

Paramètres	Couche de surface			Couche intermédiaire			Couche de fond		
	Absence	Présence faible	Présence forte	Absence	Présence faible	Présence forte	Absence	Présence faible	Présence forte
Chl a	-0,385	0,070	0,323	-0,052	-0,165	0,267	-0,359	0,015	0,365
Chl b	-0,350	0,185	0,138	-0,067	0,059	-0,004	-0,358	0,287	0,016
chl c1+2	-0,317	0,042	0,286	0,015	-0,177	0,211	-0,337	0,006	0,354
Phe a	-0,498	0,219	0,252	-0,230	-0,022	0,275	-0,237	-0,291	0,626
Phe b	-0,495	0,217	0,252	-0,294	-0,018	0,338	-0,252	-0,134	0,440
Phe c1+c2	-0,214	0,270	-0,117	-0,165	0,184	-0,060	0,070	0,109	-0,213
Ratio a	-0,123	0,032	0,091	0,143	-0,258	0,179	-0,161	0,236	-0,128
Ratio b	0,463	-0,266	-0,155	0,271	0,069	-0,379	-0,090	0,379	-0,388
Ratio c	0,219	-0,257	0,096	-0,011	-0,102	0,143	-0,051	-0,043	0,109

10.2. Processus biologiques impliqués dans la formation des mucilages marins

10.2.1. Fraction totale

Afin de déterminer les processus biologiques de la fraction totale impliqués dans la formation de mucilages (Figure 60) ou de leur matrice polysaccharidique (Figure 61), nous avons réalisé des analyses en composante principale.

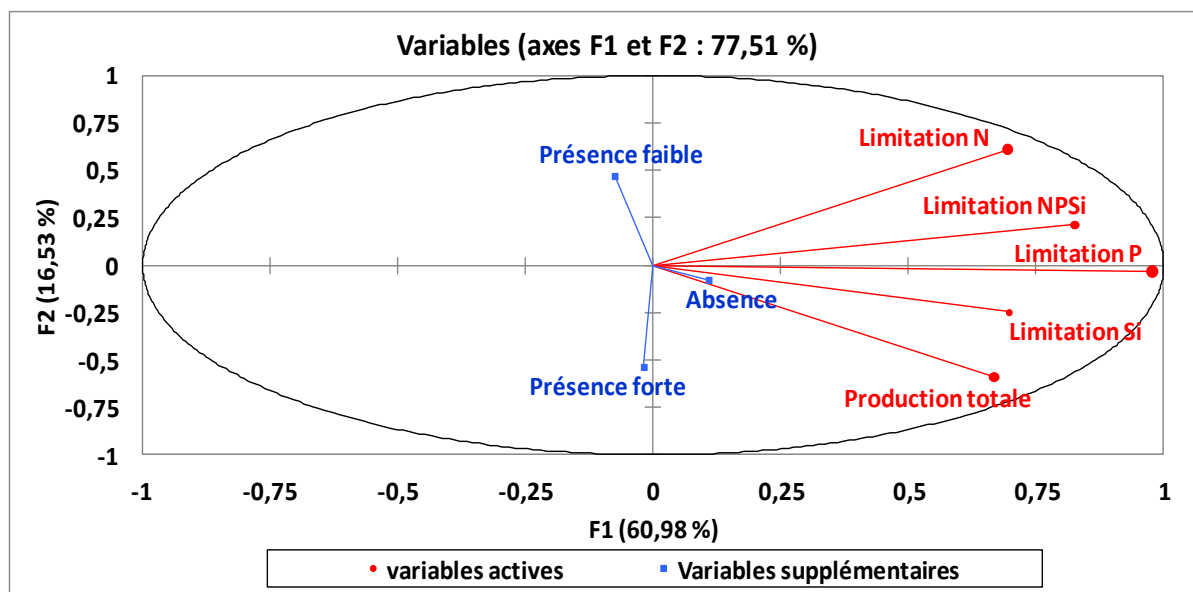


Figure 60 : Corrélation entre les processus biologiques de la fraction totale et la présence de mucilages à Biarritz.

Les processus biologiques de la fraction totale expliquent 77 % de la variabilité de présence des mucilages. Bien qu'aucune corrélation ne soit significative (Tableau 29), nous observons que la production primaire, la limitation en Phosphates et la limitation des 3 sels nutritifs (NPSi) sont positivement corrélés avec la présence de mucilages.

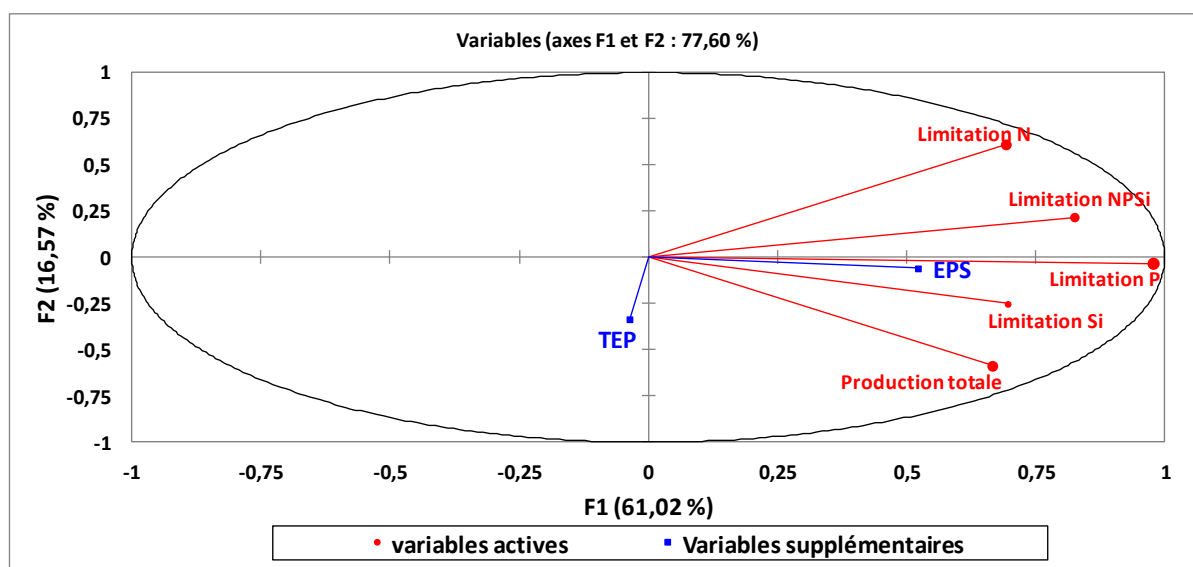


Figure 61 : Corrélation entre les processus biologiques de la fraction totale et les concentrations de polysaccharides à Biarritz.

Les processus biologiques de la fraction totale expliquent 77,6 % de la variabilité de concentrations en polysaccharides. Pour les TEP, bien qu'aucune corrélation significative ne soit établie, nous observons une corrélation positive entre avec la production primaire, la limitation en phosphates et la limitation en silicates. Pour les EPS, nous observons une corrélation significative avec la limitation en phosphates et en silicates (Tableau 29).

Tableau 29 : Résultats du test de corrélation de Pearson pour la fraction totale.

Processus biologiques	Mucilages			TEP			EPS		
	Coefficient de Pearson	p value	R ²	Coefficient de Pearson	p value	R ²	Coefficient de Pearson	p value	R ²
Production totale	0,198	0,322	0,039	0,112	0,587	0,012	0,339	0,083	0,115
Limitation N	-0,257	0,205	0,066	-0,235	0,257	0,055	0,365	0,067	0,133
Limitation P	0,078	0,700	0,006	0,027	0,896	0,001	0,394	0,042	0,156
Limitation Si	-0,250	0,228	0,063	0,066	0,758	0,004	0,403	0,046	0,163
Limitation NPSi	0,033	0,873	0,001	-0,056	0,790	0,003	0,318	0,113	0,101

10.2.2. Fraction inférieure à 10 µm

Afin de déterminer les processus biologiques de la fraction totale impliqués dans la formation de mucilages (Figure 62) ou de leur matrice polysaccharidique (Figure 63), nous avons réalisé des analyses en composante principale.

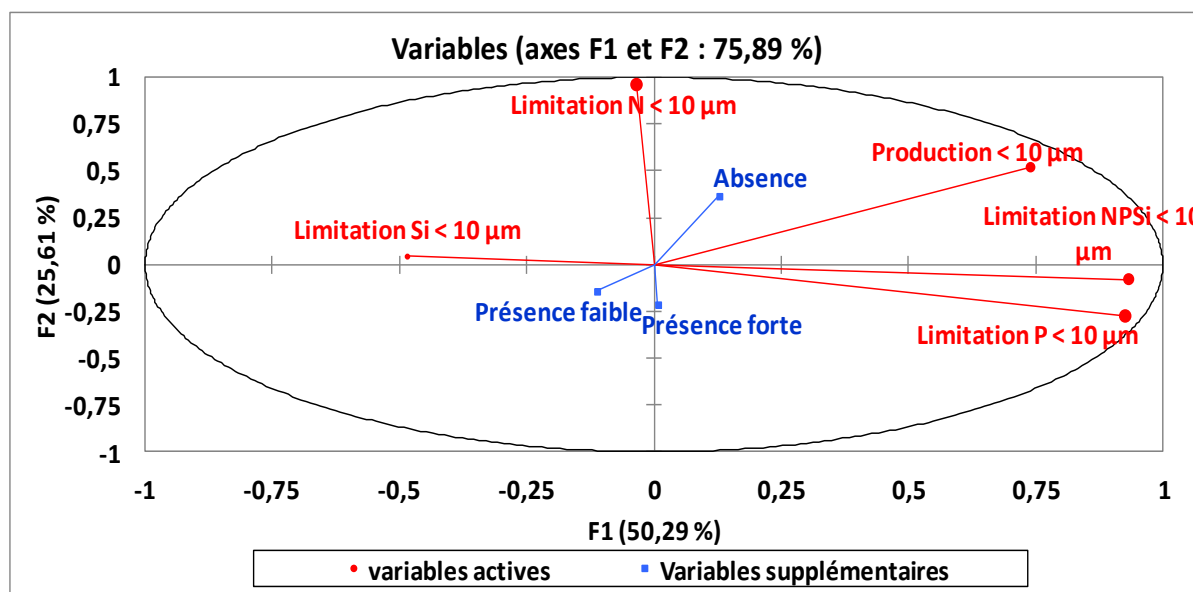


Figure 62 : Corrélation entre les processus biologiques de la fraction inférieure à 10 µm et la présence de mucilages à Biarritz.

Les processus biologiques de la fraction inférieure à 10 µm expliquent 76 % de la variabilité de présence des mucilages. La limitation en azote est significativement négativement corrélée à la présence de mucilages (Tableau 30). Bien qu'elles ne soient pas significatives, nous observons des corrélations positives entre la limitation en phosphates et la limitation en silicates et la présence de mucilages.

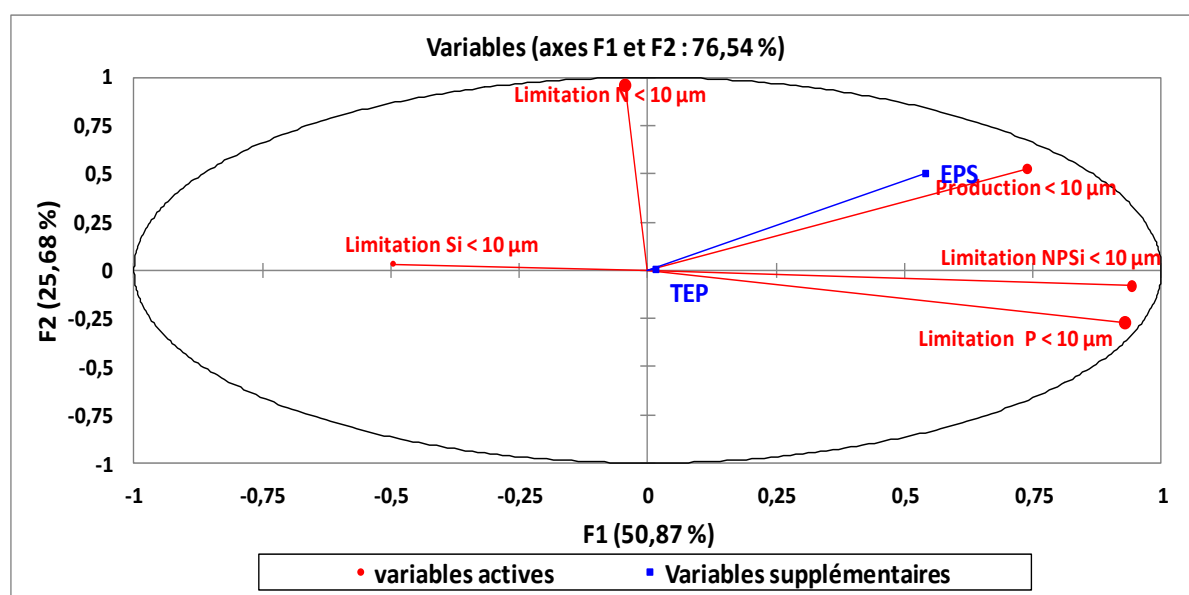


Figure 63 : Corrélation entre les processus biologiques de la fraction inférieure à 10 µm et les concentrations en polysaccharides à Biarritz.

Les processus biologiques de la fraction inférieure à 10 µm expliquent 76 % de la variabilité des concentrations en polysaccharides. Pour les TEP, il existe des corrélations positives non significatives entre la production, la limitation en phosphates et silicates et la présence de mucilages (Tableau 30). Pour les EPS, elles

sont significativement corrélées à la production de la fraction inférieure à 10 µm et la limitation en azote et des 3 sels nutritifs (NPSi) (Tableau 30).

Tableau 30 : Résultat du test de corrélation de Pearson pour la fraction inférieure à 10 µm.

Processus biologiques	Mucilages			TEP			EPS		
	Coefficient de Pearson	p value	R²	Coefficient de Pearson	p value	R²	Coefficient de Pearson	p value	R²
Production	-0,161	0,422	0,026	0,131	0,523	0,017	0,511	0,006	0,261
Limitation N	-0,414	0,035	0,172	-0,090	0,668	0,008	0,507	0,008	0,257
Limitation P	0,150	0,456	0,022	-0,071	0,732	0,005	0,245	0,217	0,060
Limitation Si	0,201	0,326	0,040	-0,235	0,257	0,055	-0,271	0,180	0,073
Limitation NPSi	-0,024	0,906	0,001	-0,092	0,664	0,008	0,554	0,003	0,307

10.3. Diversité biologique associée aux mucilages marins

10.3.1. Communautés planctoniques associées aux mucilages

Afin de déterminer les communautés planctoniques associées à la présence de mucilages, nous avons réalisé une analyse en composante principale (Figure 64).

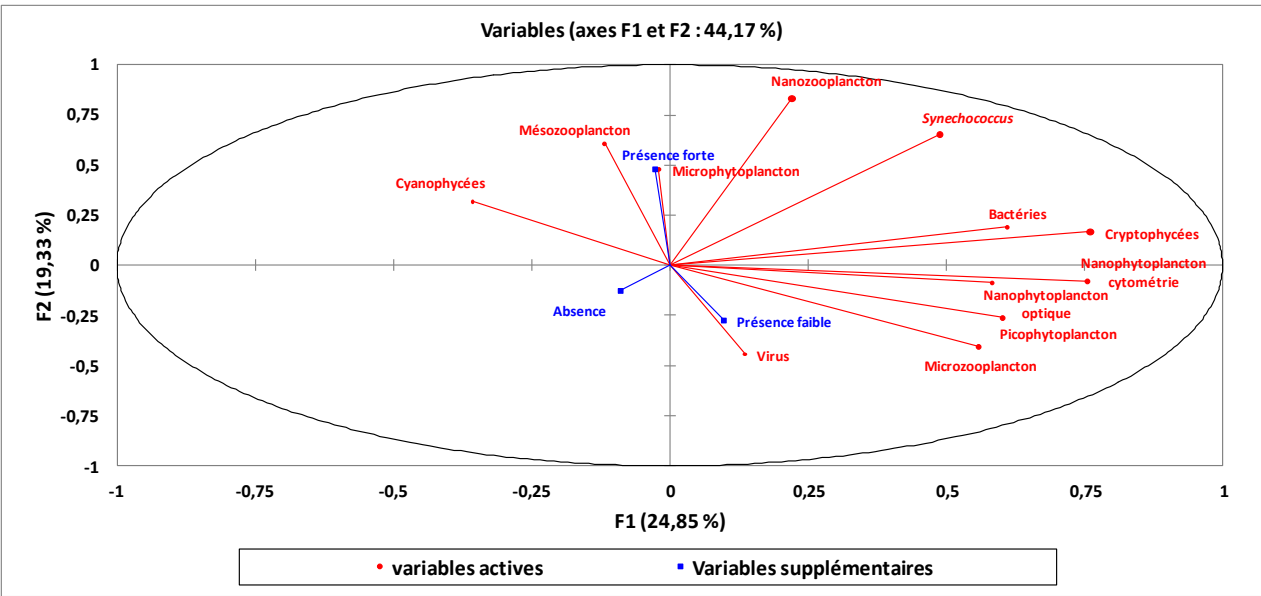


Figure 64 : Communautés planctoniques associées à la présence de mucilage à Biarritz.

Les communautés planctoniques expliquent 44 % de la variabilité de présence des mucilages. Il existe des corrélations significatives entre les groupes fonctionnels présents et la présence de mucilages (Tableau 31). Les abondances de cyanobactéries du genre *Synechococcus* sont négativement corrélées à l’absence de mucilage et celles du microphytoplancton à la présence faible de mucilages. En revanche, les abondances de picophytoplancton sont positivement corrélées à la présence faible de mucilages et celles du microphytoplancton à la présence forte de mucilages. Les corrélations des cyanobactéries du genre *Synechococcus* et du microphytoplancton sont confirmées par les résultats du test de Kruskal Wallis dont les p values respectives sont de 0,016 et 0,006.

Tableau 31 : Matrice de corrélation de Pearson.

Communautés planctoniques	Absence	Présence faible	Présence forte
Bactéries	0,061	-0,283	0,295
Virus	-0,137	0,210	-0,121
Cryptophycées	0,133	-0,212	0,128
Synechococcus	-0,486	0,193	0,275
Nanophytoplancton cytométrie	0,188	-0,061	-0,124
Picophytoplancton	-0,209	0,408	-0,296
Cyanophycées	0,048	-0,161	0,154
Nanophytoplancton optique	-0,297	0,238	0,015
Microphytoplancton	0,048	-0,507	0,596
Nanozooplancton	-0,162	-0,067	0,258
Microzooplancton	0,112	0,186	-0,357
Mésozooplancton	0,014	-0,047	0,044

Afin de déterminer les communautés planctoniques impliquées dans la sécrétion d'EPS et de TEP, nous avons réalisé une analyse en composantes principales (Figure 65).

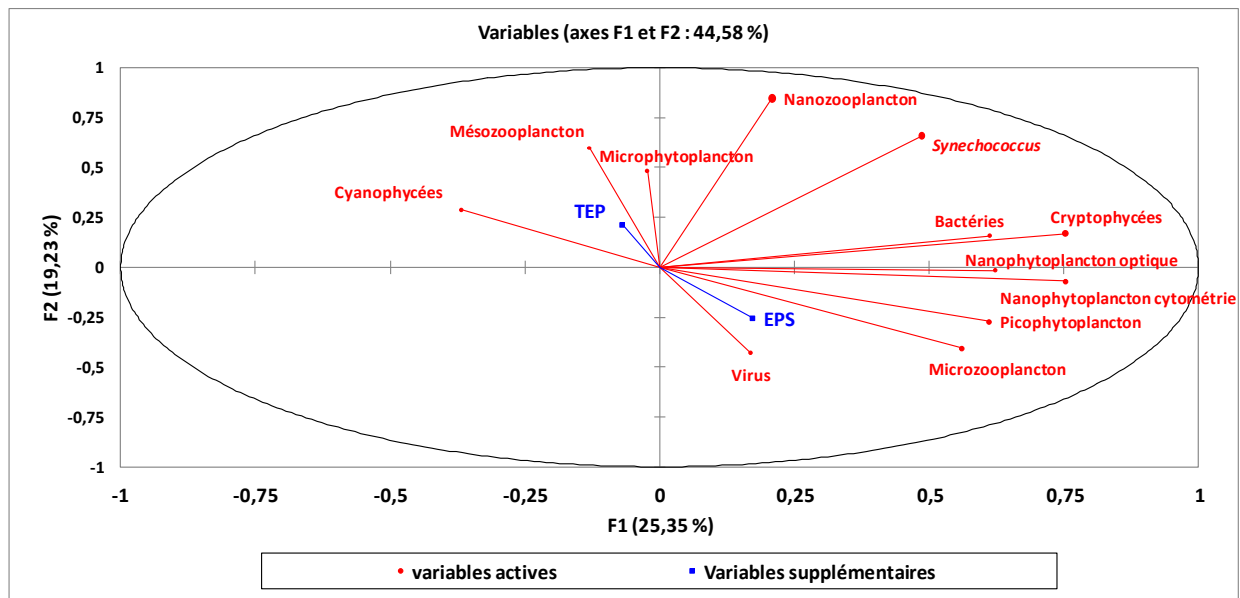


Figure 65 : Corrélation entre communautés planctoniques et concentrations en polysaccharides à Biarritz.

Les communautés planctoniques expliquent 44,6 % de la variabilité des concentrations en polysaccharides. Il existe des corrélations significatives (Tableau 32). En effet, l'abondance de microphytoplancton est positivement corrélée à la concentration en TEP tandis que l'abondance de virus est positivement corrélée à l'abondance en EPS.

Tableau 32 : Résultats du test de corrélation de Pearson.

Communautés planctoniques	TEP			EPS		
	Coefficient de Pearson	p value	R ²	Coefficient de Pearson	p value	R ²
Bactéries	0,080	0,686	0,006	0,085	0,663	0,007
Virus	0,032	0,870	0,001	0,457	0,013	0,209
Cryptophycées	0,068	0,731	0,005	0,212	0,270	0,045
Synechococcus	0,067	0,736	0,004	-0,258	0,177	0,066
Nanophytoplancton cytométrie	-0,044	0,823	0,002	0,278	0,145	0,077
Picophytoplancton	-0,205	0,295	0,042	0,030	0,877	0,001
Cyanophycées	-0,140	0,487	0,020	-0,130	0,511	0,017
Nanophytoplancton optique	-0,038	0,852	0,001	-0,064	0,747	0,004
Microphytoplancton	0,401	0,038	0,161	0,116	0,557	0,013
Nanozooplancton	0,153	0,447	0,023	-0,196	0,317	0,039
Microzooplancton	-0,322	0,102	0,104	0,209	0,285	0,044
Mésozooplancton	-0,069	0,725	0,005	-0,123	0,525	0,015

10.3.2. Caractérisation des communautés microphytoplanctoniques

10.3.2.1. Au niveau des familles

Afin de déterminer les familles microphytoplanctoniques associées à la présence de mucilages, nous avons réalisé une analyse en composante principale mixte (Figure 66).

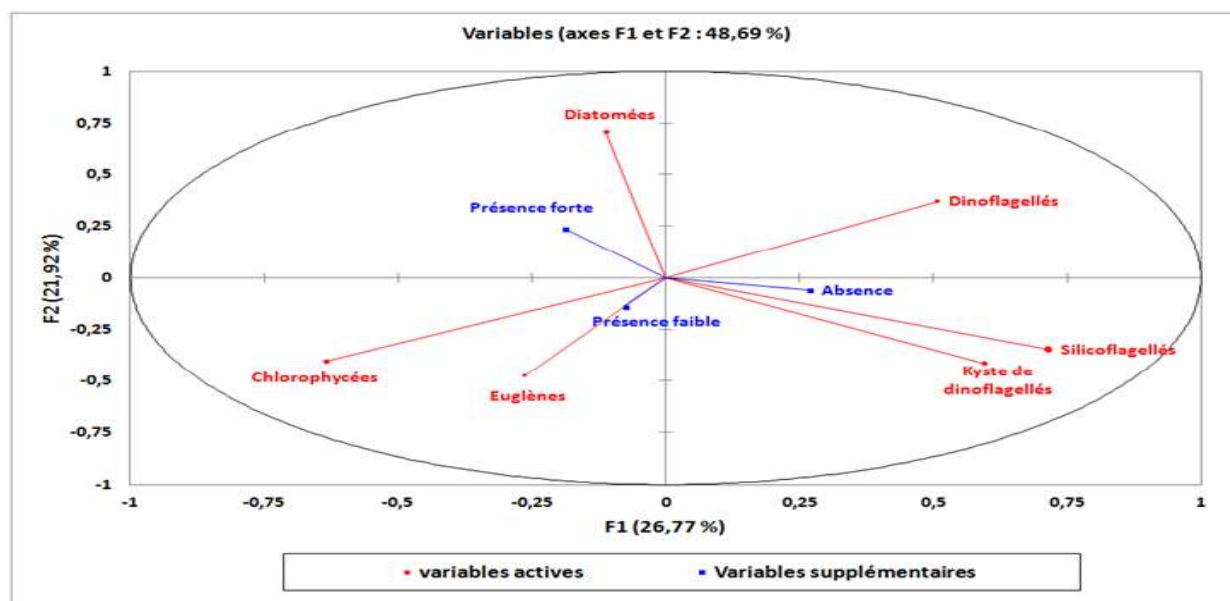


Figure 66 : Familles microphytoplanctoniques associées à la présence de mucilage à Biarritz.

Les familles microphytoplanctoniques expliquent 48,7 % de la variabilité de présence des mucilages. Les diatomées sont négativement corrélées à la présence faible de mucilages tandis qu'elles sont positivement corrélées à la présence forte (Tableau 33). Ces résultats sont confortés par test de Kruskal Wallis (p value = 0,008).

Tableau 33 : Matrice de corrélation de Pearson.

Famille microphytoplancton	Absence	Présence faible	Présence forte
Chlorophycées	-0,021	-0,128	0,185
Diatomées	0,008	-0,460	0,578
Dinoflagellés	0,297	-0,184	-0,084
Euglènes	0,051	-0,061	0,024
Kyste de dinoflagellés	0,339	-0,352	0,085
Silicoflagellés	0,112	0,040	-0,172

Afin d'évaluer le rôle des familles microphytoplanctoniques présentes sur les concentrations en polysaccharides, nous avons réalisé une analyse en composante principale (Figure 67).

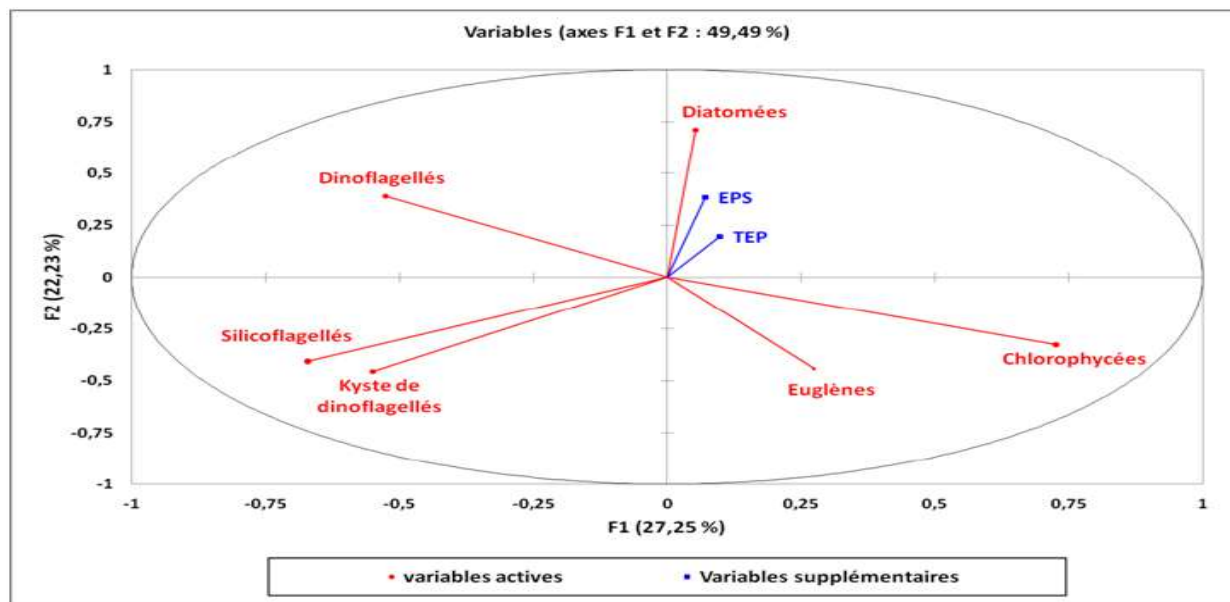


Figure 67 : Corrélations entre les familles microphytoplanctoniques et les concentrations en polysaccharides à Biarritz.

Les familles microphytoplanctoniques présentes à Biarritz expliquent 49,5 % de la variabilité des concentrations en polysaccharides. Seules les diatomées sont positivement corrélées à la concentration en TEP et en EPS (Tableau 34).

Tableau 34 : Résultats du test de corrélation de Pearson.

Familles microphytoplancton	TEP			EPS		
	Coefficient de Pearson	p value	R ²	Coefficient de Pearson	p value	R ²
Chlorophycées	-0,044	0,827	0,002	-0,194	0,323	0,038
Diatomées	0,403	0,037	0,162	0,198	0,314	0,039
Dinoflagellés	-0,160	0,425	0,026	-0,019	0,923	0,000
Euglènes	0,064	0,750	0,004	-0,152	0,439	0,023
Kyste de dinoflagellés	-0,062	0,759	0,004	-0,292	0,132	0,085
Silicoflagellés	-0,054	0,791	0,003	-0,255	0,190	0,065

10.3.2.2. Au niveau des espèces

99 taxons microphytoplanctoniques ont été dénombrés sur la période d'étude à Biarritz dont 92 ont déjà été identifiés dans des mucilages dans d'autres zones du monde, 64 sont potentiellement sécrétrices d'EPS, 63 sont connues pour former des blooms algaux et 29 ont des formes coloniales. Ils se composent d'1 espèce de chlorophycées, 1 espèce de cryptophycées, 46 espèces de diatomées, 47 espèces de dinoflagellés, 2 espèces d'euglènes et 2 espèces de silicoflagellés. Les 30 taxons les plus abondants et les plus fréquents sont présents dans la figure 68.

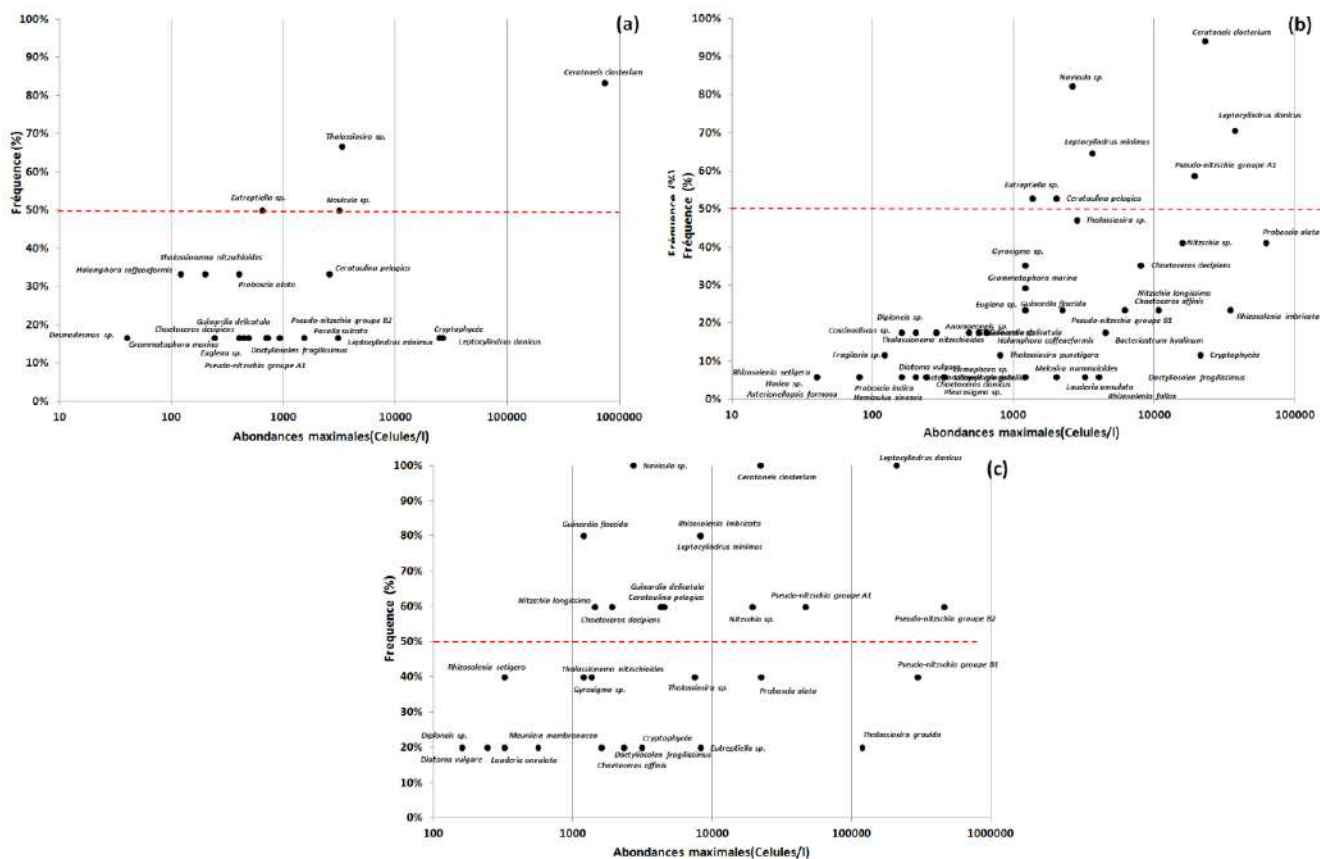


Figure 69 : Abondance maximale et fréquence d'apparition des espèces de diatomées en fonction de la présence de mucilages. (a) Absence de mucilages ; (b) Présence faible de mucilages ; (c) Présence forte de mucilages.

Au total, nous avons identifié 20 espèces de diatomées en absence de mucilages, 44 sur les périodes de présence faible et 27 espèces en période de présence forte. En moyenne, nous rencontrons $4,8 \pm 2,6$ diatomées en absence de mucilages, $9,9 \pm 5,0$ en présence faible et 13 ± 1 en présence forte. Sur les périodes de présence forte, les espèces les dominantes sont respectivement les *Pseudo Nitzschia* du groupe B1 et B2 (octobre 2013), *Leptocylindrus danicus* (juin 2013) et *Thalassiosira gravida* (mars 2014). Les espèces *Leptocylindrus danicus*, *Ceratoneis closterium* et *Navicula* sp. sont systématiquement rencontrées sur des épisodes forts de liga.

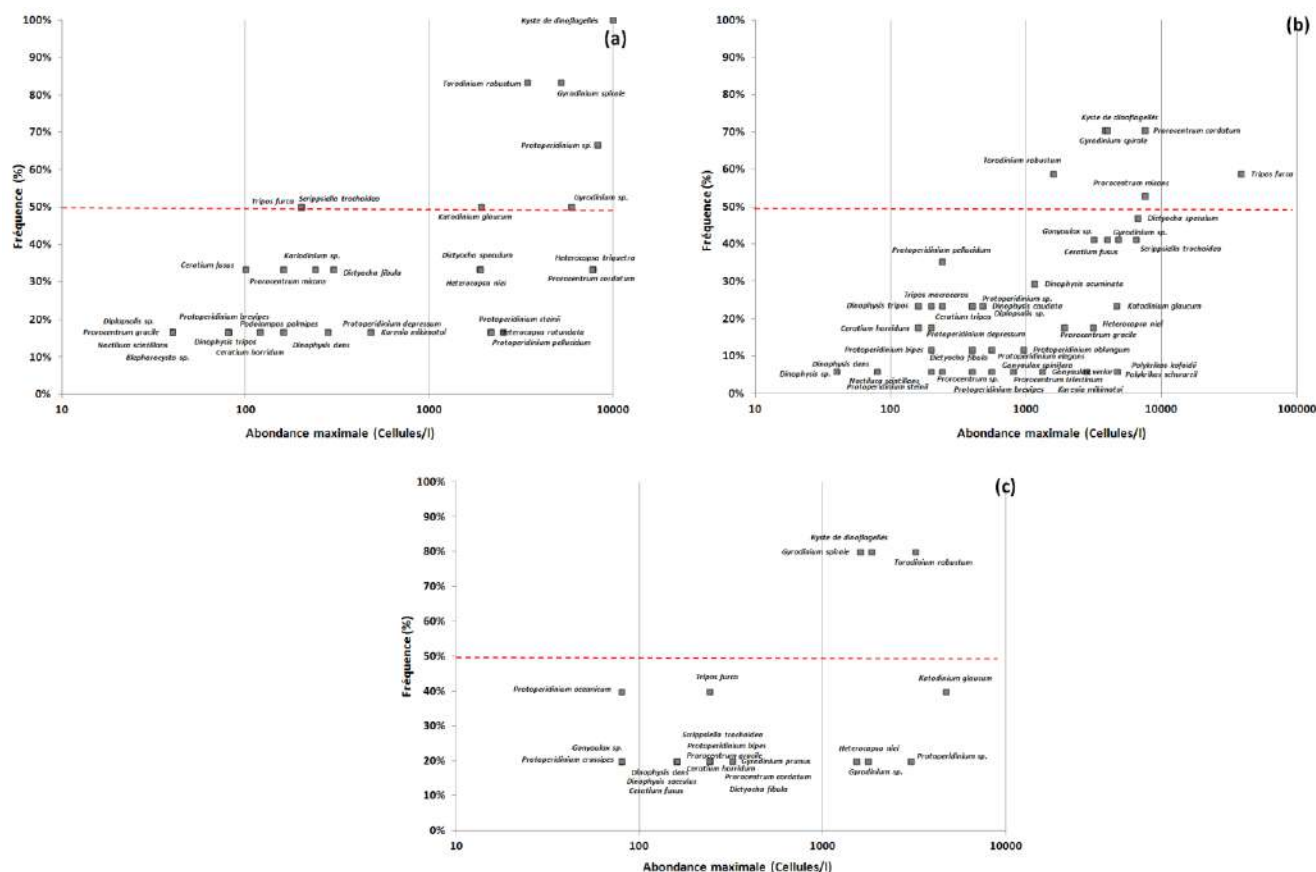


Figure 70 : Abondance maximale et fréquence d'apparition des espèces de dinoflagellés et de silicoflagellés en fonction de la présence de mucilages. (a) absence de mucilages ; (b) présence fiable de mucilages ; (c) présence forte de mucilages.

Au total, nous avons identifié 30 espèces de dinoflagellés et silicoflagellés en absence de mucilages, 40 sur les périodes de présence faible et 21 espèces en période de présence forte. En moyenne, nous rencontrons 9,7 +/- 1,9 diatomées en absence de mucilages, 9,9 +/- 5,7 en présence faible et 6,8 +/- 2 en présence forte. Sur les périodes de présence forte, les espèces les dominantes sont respectivement *Katodinium glaucum*, *Torodinium robustum* et *Protoperidinium sp.* Les espèces *Torodinium robustum*, *Gyrodinium spirale* et les kystes de dinoflagellés sont les plus fréquemment rencontrés en période de présence forte de liga.

10.3.3. Caractérisation des communautés mésozooplanctoniques

10.3.3.1. Au niveau des familles

Afin de déterminer les familles mésozooplanctoniques associées à la présence de mucilages, nous avons réalisé une analyse en composante principale mixte (Figure 71).

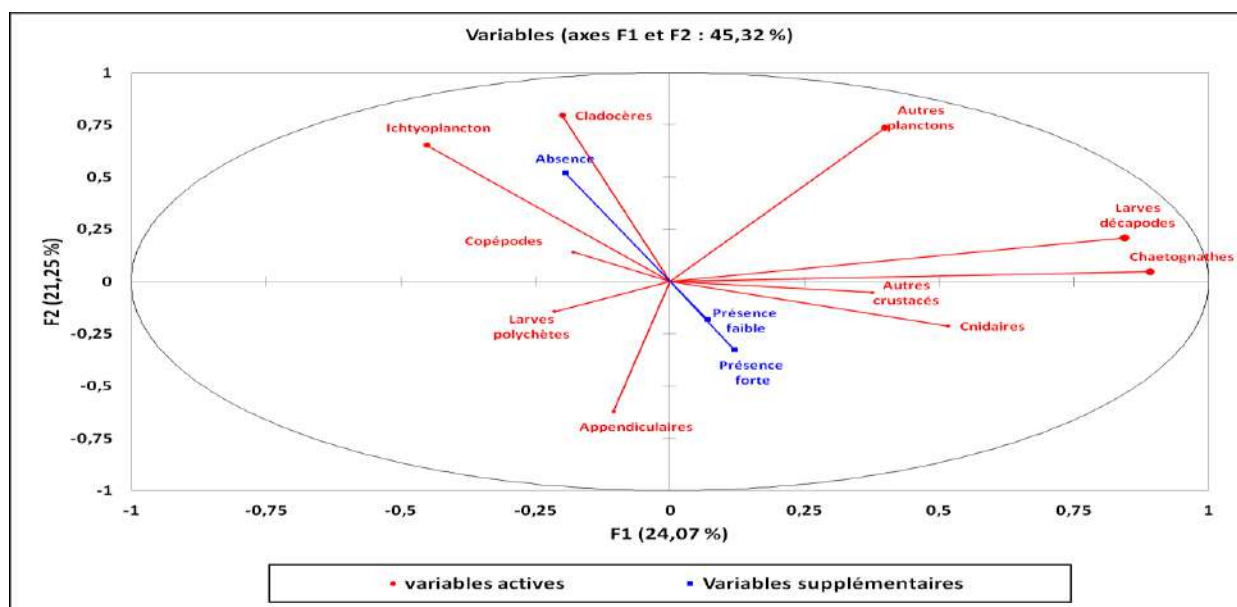


Figure 71 : Corrélations entre familles mésozooplanctoniques et présence de mucilages à Biarritz.

Les familles mésozooplanctoniques expliquent 45,3 % de la variabilité de présence des mucilages. Les abondances de cladocères et d'ichtyoplancton sont positivement corrélées à l'absence de mucilages, celles des cnidares et des appendiculaires à la présence forte (Tableau 35).

Tableau 35 : Matrice de corrélation de Pearson.

Famille mésozooplanctonique	Absence	Présence faible	Présence forte
Copépodes	0,090	-0,073	-0,004
Cladocères	0,467	-0,218	-0,221
Autres crustacés	-0,194	0,161	0,002
Larves décapodes	-0,100	0,176	-0,119
Cnidares	-0,094	-0,251	0,424
Appendiculaires	-0,377	-0,013	0,421
Chaetognathes	-0,109	-0,064	0,199
Larves polychètes	-0,147	0,054	0,088
Autres plancton	0,210	-0,102	-0,094
Ichtyoplancton	0,465	-0,311	-0,099

Afin d'évaluer le rôle des familles mésozooplanctoniques présentes sur les concentrations en polysaccharides, nous avons réalisé une analyse en composante principale (Figure 72).

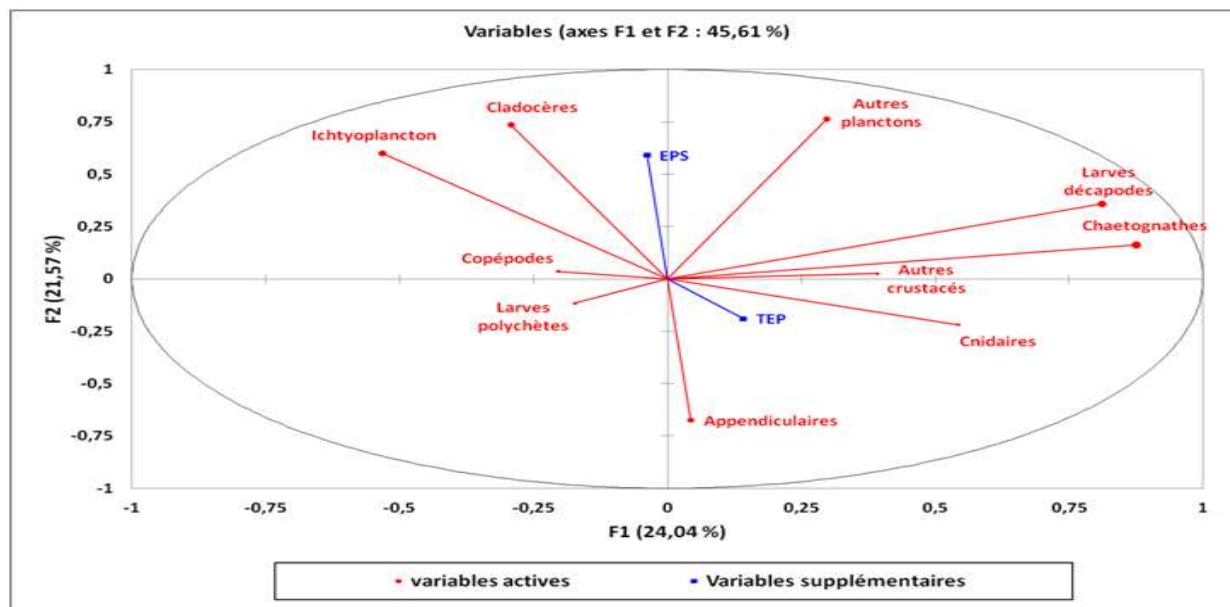


Figure 72 : Corrélations entre familles mésozooplanctoniques et concentrations en polysaccharides à Biarritz.

Les familles mésozooplanctoniques présentes à Biarritz expliquent 45,6 % de la variabilité des concentrations en polysaccharides. Les cladocères et l'ichtyoplancton sont positivement corrélés aux EPS (Tableau 36).

Tableau 36 : Résultats du test de corrélation de Pearson

Familles mésozooplancton	TEP			EPS		
	Coefficient de Pearson	p value	R ²	Coefficient de Pearson	p value	R ²
Copépodes	-0,087	0,658	0,008	-0,154	0,426	0,024
Cladocères	-0,300	0,121	0,090	0,424	0,022	0,180
Autres crustacés	0,125	0,526	0,016	0,208	0,280	0,043
Larves décapodes	-0,014	0,944	0,000	0,175	0,363	0,031
Cnidares	0,273	0,160	0,074	-0,166	0,388	0,028
Appendiculaires	0,088	0,657	0,008	-0,071	0,716	0,005
Chaetognathes	0,177	0,368	0,031	0,030	0,876	0,001
Larves polychètes	0,239	0,221	0,057	0,085	0,662	0,007
Autres plancton	-0,129	0,514	0,017	0,278	0,144	0,077
Ichtyoplancton	0,053	0,788	0,003	0,539	0,003	0,291

10.3.3.2. Au niveau des espèces

57 taxons mésozooplanctoniques ont été dénombrés sur la période d'étude à Biarritz. Ils se composent de 22 espèces de copépodes, 9 espèces de larves de décapodes, 7 espèces de cladocères, 3 espèces de larves de crustacés, 3 espèces de cnidares, 2 espèces d'appendiculaires, 2 espèces de larves de mollusques, 1 espèce de céphalochordés, 1 espèce de cténaire, 1 espèce de tuniciers, 1 espèce de chaetognathes, 1 espèce de bryzoaire, 1 espèce d'échinoderme, 1 espèce de larves polychètes et 2 formes d'ichtyoplancton (œufs et larves). Les 30 taxons les plus abondants et les plus fréquents sont présents dans la figure 68.

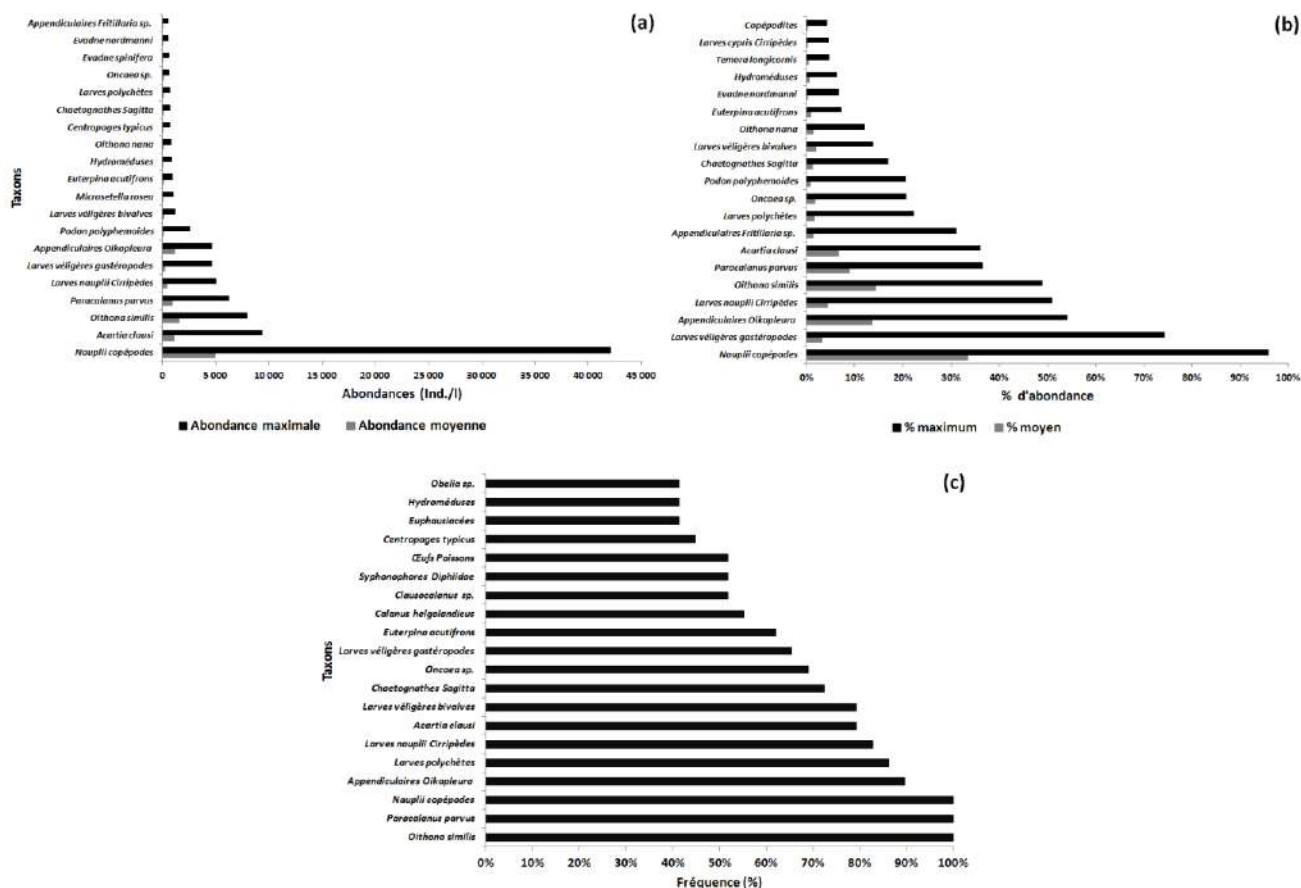


Figure 73 : Abondance moyenne (a), proportion (b) et fréquence d'apparition des 20 premières espèces mésozooplanctoniques à Biarritz.

Les nauplii de copépodes dominent la faune mésozooplanctonique. Les espèces de copépodes *Acartia clausi*, *Oithona similis*, *Paracalanus parvus*, les larves nauplii de cirripèdes et véligères de gastéropodes et les appendiculaires du genre *Oikopleura sp.* peuvent être très abondantes et pour certaines (nauplii de copépodes, larves véligères de gastéropodes et appendiculaires du genre *Oikopleura sp.*) représenter plus de 50 % de l'abondance totale. Les taxons systématiquement présents dans les échantillonnages sont les copépodes *Oithona similis*, *Paracalanus parvus* et les nauplii de copépodes tandis que les appendiculaires *Oikopleura sp.*, les larves de polychètes, les larves nauplii de cirripèdes et le copépode *Acartia clausi* sont rencontrés dans plus de 80 % des échantillons.

Afin de déterminer les espèces de mésozooplancton qui sont associées aux mucilages (Figure 74), nous avons projeté l'abondance maximale et la fréquence d'apparition de chaque taxon en fonction de la présence de mucilages.

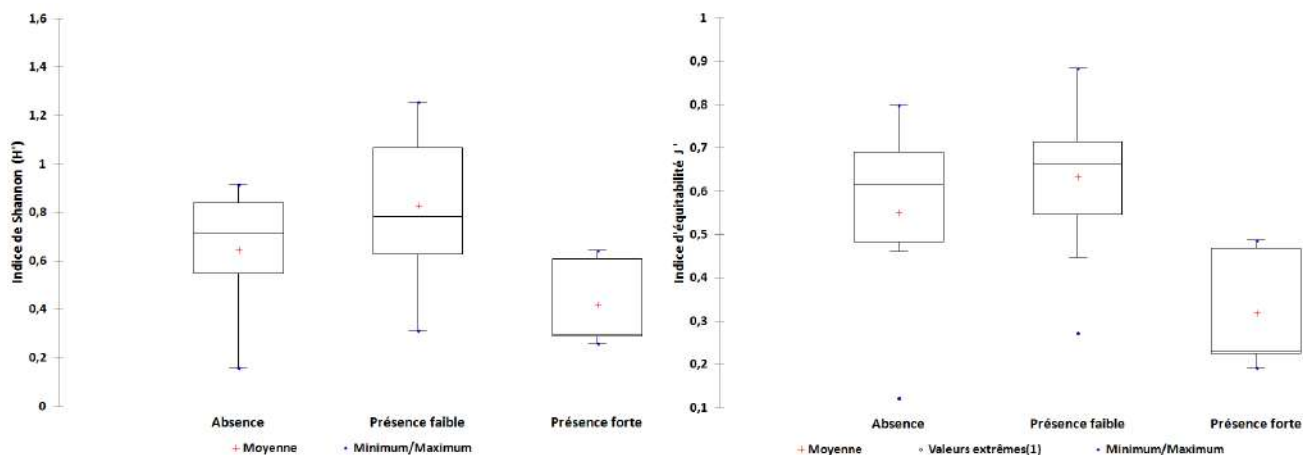


Figure 75 : Indice de diversité de Shannon (a) et d'équitabilité de Pielou (b) des communautés microphytoplanctoniques

Pour les communautés mésozooplanctoniques, la présence de mucilages n'engendre pas de variation significative des indices de diversité de Shannon et d'équitabilité de Pielou (Figure 76) ce qui démontre le faible impact de leur présence sur les communautés zooplanctoniques.

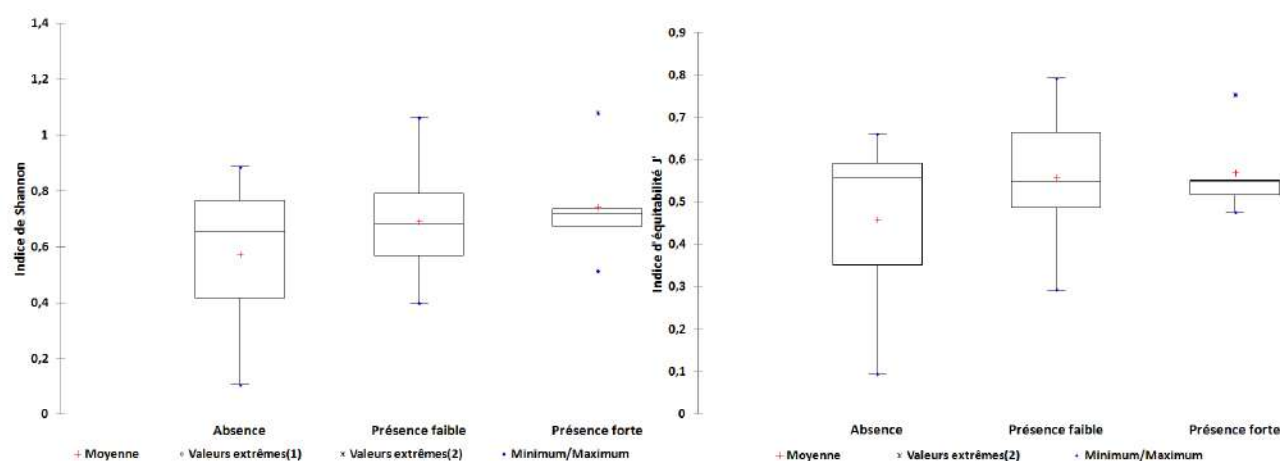


Figure 76 : Indice de diversité de Shannon (a) et d'équitabilité de Pielou (b) des communautés mésozoolanctoniques

11.2. Présence d'espèces phytoplanctoniques nuisibles

Parmi les taxons phytoplanctoniques identifiés, un certain nombre d'entre eux sont connus ailleurs dans le monde pour causer des désordres écologiques ou avoir un impact nuisible sur le milieu ou les activités marines. Nous avons recensé 66 taxons susceptibles de provoquer des déséquilibres écologiques. Les pics d'abondance de taxons potentiellement nuisibles correspondent aux pics de présence de mucilages (Figure 77). La liste des taxons identifiés et leur impact respectif est présentée en annexe 1.

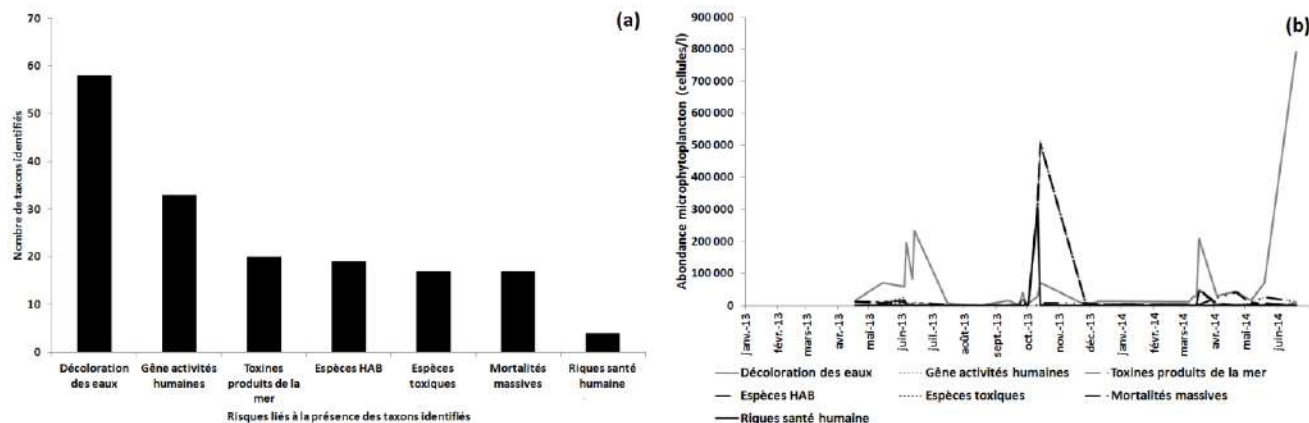


Figure 77 : Nombre de taxons phytoplanctoniques pouvant avoir un impact nuisible et évolution de leur abondance. (a) nombre de taxons identifiés par type de risques ; (b) évolution de l'abondance totale de ces taxons.

Parmi les taxons identifiés, 58 d'entre eux sont connus pour provoquer, dans certaines conditions, une décoloration des eaux. Ceci établit probablement le lien entre les mucilages et l'observation de marées rouges de mars 2012 sur la côte. Cette alternance de marées rouges/mucilages/prolifération de plancton gélatineux est d'ailleurs documentée en Adriatique (Boero and Bonsdorff, 2007). La deuxième nuisance identifiée correspond à la présence de 33 espèces pouvant engendrer une gêne des activités humaines. Parmi les activités impactées, nous pouvons citer la pêche professionnelle, l'aquaculture et le tourisme par l'altération de la qualité des eaux de baignade. De 17 à 20 taxons sont connus pour être des espèces responsables de « Harmful algal Bloom » (HAB) pouvant causer des troubles écologiques importants. La plupart de ces espèces sont toxiques et certaines sont responsables de mortalités massives de poissons ou crustacés (Figure 78). Enfin, il existe un risque sanitaire minime sur la santé humaine.

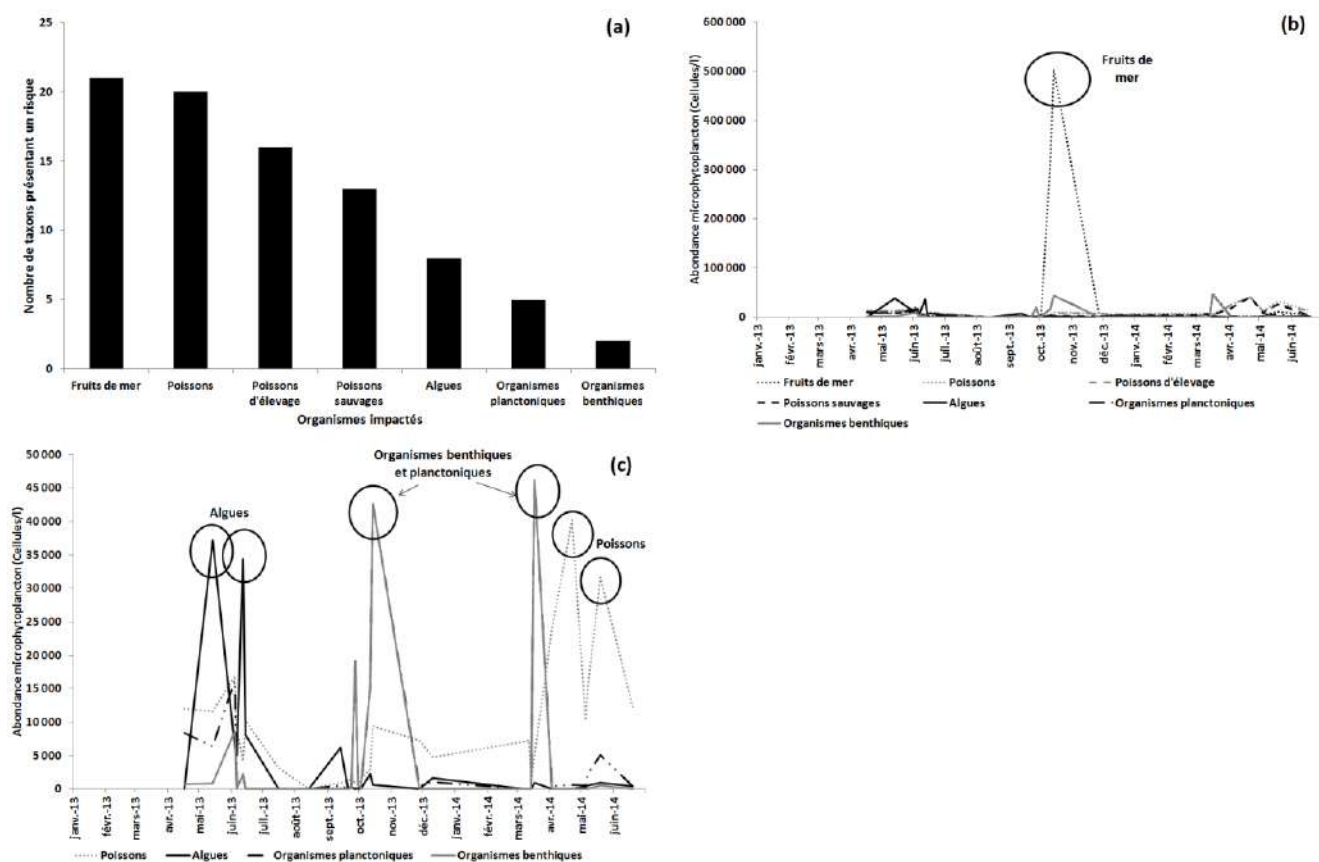


Figure 78 : Risques écologiques associés à la présence de taxons phytoplanctoniques nuisibles. (a) Nombre de taxons identifiés (b) Evolution de l'abondance d'espèces ayant un impact sur les espèces marines ; (c) Zoom sur l'évolution d'espèces ayant un impact sur les espèces autres que les coquillages et fruits de mer.

Les principales cibles des taxons nuisibles identifiés sont les fruits de mer et coquillages. Toutefois, certaines espèces peuvent être responsables du blanchiment d'algues encrustantes ou peuvent avoir un impact direct sur les organismes planctoniques ou benthiques ainsi que les populations de poissons.

11.3. Présence de bactéries et de virus

Les résultats de cytométrie en flux révèlent des pics d'abondance de virus le 19/05/2014 (80 millions de virus/ml) et de bactéries hétérotrophes le 17/03/2014 (4,7 millions de bactéries/ml). Ces analyses nous indiquent les abondances mais ne nous permettent pas d'identifier les espèces de virus et les germes bactériens présents. Or ces organismes ont une fonction écologique et tous ne sont pas pathogènes. Compte tenu des abondances importantes, il serait intéressant à l'avenir d'identifier les germes présents afin de déterminer leur caractère pathogène ou non et donc d'identifier les risques sanitaires associés à leur présence et leur niveau d'abondance.

12. Conclusions et perspectives

L'apparition de mucilages marins sur la côte basque est liée à la production phytoplanctonique. Cette production primaire est principalement contrôlée par la concentration en phosphates, les débits de l'Adour le rayonnement solaire et la formation d'une pycnocline.

Les phosphates contrôlant la production primaire de la zone, leur déficit se traduisant par une augmentation des ratios N/P et Si/P engendre une limitation de la production primaire et une production d'exopolysaccharides (EPS) sont les précurseurs des particules exopolymériques transparentes (TEP) qui constituent la matrice muqueuse des mucilages marins.

Les organismes phytoplanctoniques et particulièrement les diatomées réagissent à ce stress nutritif en sécrétant des EPS. Sur les périodes de présence forte de liga, 85 à 90 % de l'abondance microphytoplanctonique totale est représentée par des espèces coloniales, 95 à 99 % par des espèces déjà référencées dans les phénomènes de mucilages dans d'autres zones du monde, 89 à 98 % par des espèces dont on connaît la capacité de former des blooms algaux et 85 à 97 % par des espèces sécrétrices d'EPS. Les espèces dominantes sur les pics de présence de liga varient en fonction de la période échantillonnée. Au printemps 2013, l'espèce dominante est *Leptocylindrus danicus*, à l'automne 2013 il s'agit de *Pseudo-Nitzschia* du groupe B1 tandis qu'au printemps 2014 *Thalassiosira rotula* domine la flore planctonique. Cette domination engendre une baisse de diversité de la flore microphytoplanctonique. La présence de mucilages doit sûrement profiter à certains groupes mésozooplanctoniques comme les cnidaires et les appendiculaires, ces derniers étant connus pour enrichir les mucilages en libérant leurs logettes digestives muqueuses.

La présence de certaines espèces phytoplanctoniques engendrant des déséquilibres de l'écosystème pélagique, les fortes abondances de bactéries hétérotrophes et de virus imposent de préciser l'impact des mucilages sur les activités et la santé humaine par l'identification et le dénombrement de bactéries et virus pathogènes.

Deux principales perspectives résultent du projet.

- La première, plutôt théorique, consiste en la mise en place d'un réseau d'observation sur 6 années. Les principaux objectifs sont d'échantillonner les principaux paramètres identifiés dans ce programme 2 fois par mois dans différentes conditions hydro-climatiques, physico-chimiques et biogéochimiques afin de consolider les résultats obtenus et d'améliorer les connaissances sur les mécanismes de formation.

- La seconde, plutôt opérationnelle, consiste à prédire l'apparition du phénomène. Les méthodes employées sont le développement d'algorithmes visant à détecter le phénomène à grande échelle par imagerie satellite, sa modélisation mathématique et la validation de terrain. L'objectif ultime de cette perspective est de développer une application Smartphone et/ou internet visant à informer les pêcheurs locaux de la probabilité de présence et de la localisation du phénomène.

ANNEXES

Annexe 1 : Liste des taxons phytoplanctoniques identifiés pouvant avoir un impact nuisible.

Famille	Taxons	Fréquence (%)	Abondance max (Cellules/l)	Date abondance max	Présence de mucilage	Décoloration des eaux	Gène activités humaines	Toxines produits de la mer	Espèces HAB	Espèces toxiques	Mortalités massives	Risques santé humaine
Diatomées	<i>Chaetoceros</i> sp.	29	2 735 000	07/05/2014	Présence faible	X						
	<i>Ceratoneis closterium</i>	93	738 640	19/06/2014	Absence	X						
	Pseudo-nitzschia groupe B2	21	460 400	14/10/2013	Présence forte		X	X	X	X		
	Pseudo-nitzschia groupe B1	14	299 840	11/10/2013	Présence forte		X	X	X	X		X
	<i>Thalassiosira gravida</i>	4	227 280	17/03/2014	Présence forte	X						
	<i>Leptocylindrus danicus</i>	64	210 800	14/06/2013	Présence forte	X						
	Pseudo-nitzschia groupe A1	50	42 640	14/10/2013	Présence forte	X	X	X	X	X		
	<i>Rhizosolenia imbricata</i>	29	34 400	12/06/2013	Présence faible	X						
	<i>Asterionellopsis glacialis</i>	21	26 320	17/03/2014	Présence forte	X						
	<i>Chaetoceros affinis</i>	25	13 680	13/09/2013	Présence faible	X						
	<i>Thalassiosira</i> sp.	100	11 760	17/03/2014	Présence forte	X						
	<i>Leptocylindrus minimus</i>	56	8 240	14/06/2013	Présence forte	X	X					
	<i>Chaetoceros decipiens</i>	36	8 000	14/05/2013	Présence faible	X						
	<i>Cerataulina pelagica</i>	50	4 240	06/06/2013	Présence forte	X	X				X	
	<i>Navicula</i> sp.	79	2 680	07/03/2014	Absence	X			X			
	<i>Skeletonema costatum</i>	11	1 760	04/06/2013	Présence faible	X	X				X	
	<i>Thalassiosira punctigera</i>	7	600	10/12/2013	Présence faible	X						
	<i>Halamphora coffeaeformis</i>	18	560	07/05/2014	Présence faible	X	X	X	X			
	<i>Rhizosolenia setigera</i>	11	320	14/10/2013 ; 17/03/2014	Présence forte	X						
	<i>Coscinodiscus</i> sp.	11	160	12/06/2013	Présence faible		X					
	<i>Asterionellopsis formosa</i>	4	40	12/03/2014	Présence faible	X						
Dinoflagellés	<i>Tripas furca</i>	54	38 720	22/04/2014	Présence faible	X					X	
	Prorocentrum cordatum	54	29 920	17/03/2014	Présence forte	X	X		X		X	
	<i>Protoperidinium</i> sp.	32	8 240	19/06/2014	Absence	X		X				
	<i>Heterocapsa triquetra</i>	36	7 760	19/06/2014	Présence faible	X	X				X	
	<i>Prorocentrum micans</i>	39	7 600	19/05/2014	Présence faible	X	X				X	
	<i>Gyrodinium</i> sp.	61	6 640	19/06/2014	Présence faible		X				X	
	Scrippsiella trochoidea	64	6 160	14/10/2013	Présence forte	X	X				X	
	Heterocapsa niei	50	5 520	11/10/2014	Présence forte	X	X				X	
	<i>Polykrikos kofoidii</i>	4	4 720	19/05/2014	Présence faible	X						
	<i>Ceratium fuscus</i>	36	4 000	03/04/2014	Présence faible	X						
	<i>Alexandrium</i> sp.	4	3 000	23/09/2013	Présence faible	X	X	X	X	X		X
	<i>Karlodinium</i> sp.	7	2 920	30/09/2013	Présence faible	X			X			
	<i>Heterocapsa rotundata</i>	7	2 160	19/06/2014	Présence faible	X						
	<i>Polykrikos schwarzi</i>	4	2 160	19/05/2014	Présence faible	X						
	<i>Protoperidinium steinii</i>	7	1 760	19/06/2014	Absence	X	X	X		X		
	<i>Protoperidinium pellucidum</i>	25	1 440	16/07/2013	Absence	X						
	<i>Dinophysis acuminata</i>	18	1 120	07/05/2014	Présence faible	X	X	X	X	X		X
	<i>Protoperidinium oblongum</i>	7	960	12/06/2013	Présence faible	X	X	X		X		
	<i>Karenia mikimotoi</i>	7	800	19/05/2014	Présence faible	X	X		X		X	
	<i>Gonyaulax spinifera</i>	4	560	22/04/2014	Présence faible	X	X	X	X	X		
	<i>Protoperidinium elegans</i>	7	560	22/04/2014	Présence faible	X						
	<i>Dinophysis caudata</i>	14	480	22/04/2014	Présence faible			X	X	X		
	<i>Prorocentrum triestinum</i>	4	400	04/06/2013	Présence faible	X	X				X	
	<i>Ostreopsis</i> sp.	4	360	23/09/2013	Présence faible	X			X			
	Gyrodinium prunus	4	320	17/03/2014	Présence forte		X				X	
	<i>Protoperidinium depressum</i>	14	280	16/07/2013	Absence	X	X	X		X		
	<i>Ceratium tripos</i>	14	240	05/05/2014	Présence faible	X						
	<i>Protoperidinium brevipes</i>	7	240	19/05/2014	Présence faible	X	X	X		X		
	<i>Prorocentrum</i> sp.	4	200	10/12/2013	Présence faible	X						
	<i>Protoperidinium bipes</i>	11	200	07/05/2014	Présence faible	X	X	X		X		
	<i>Tripas macroceros</i>	14	200	10/12/2013	Présence faible	X						
	<i>Ceratium horridum</i>	18	160	05/05/2014	Présence faible	X						
	<i>Dinophysis tripos</i>	18	160	19/05/2014	Présence faible			X	X	X		
	<i>Protoperidinium leonis</i>	4	160	30/09/2013	Présence faible	X						
	Dinophysis sacculus	4	80	11/10/2013	Présence forte			X	X	X		
	<i>Noctiluca scintillans</i>	7	80	19/05/2014	Présence faible	X	X	X			X	
	Protoperidinium crossipes	4	80	14/06/2013	Présence forte	X	X	X		X		
	Protoperidinium oceanicum	7	80	14/06/2013 ; 11/10/2013	Présence forte	X	X	X		X		
	<i>Dinophysis</i> sp.	4	40	03/04/2014	Présence faible	X	X	X		X		X
Silicoflagellés	<i>Dictyocha speculum</i>	36	6 680	03/04/2014	Présence faible	X	X		X		X	
	<i>Dictyocha fibula</i>	18	400	10/12/2013	Présence faible	X	X		X		X	
Prymnésiophycées	Phaeocystis pouchetii	7	8 000	17/03/2014	Présence forte	X	X		X		X	
Euglènes	Eutreptiella sp.	46	8 240	17/03/2014	Présence forte	X						
Chlorophycées	<i>Desmodesmus</i> sp.	7	440	14/08/2013	Absence	X						
Ciliés	Myrionecta rubrum	43	2 560	11/10/2013	Présence forte	X	X				X	
Nombre de taxons total						58	33	20	19	17	17	4

Annexe 2 : Liste des taxons phytoplanctoniques identifiés pouvant avoir un impact sur le milieu ou les organismes marins.

Famille	Taxons	Fréquence (%)	Abondance max (Cellules/l)	Date abondance max	Mucilage	Fruits de mer	Poissons	Poissons d'élevage	Poissons sauvages	Algues	Organismes planctoniques	Organismes benthiques
Diatomées	<i>Chaetoceros sp.</i>	29	2 735 000	07/05/2014	Présence faible					X		
	<i>Pseudo-nitzschia</i> groupe B2	21	460 400	14/10/2013	Présence forte	X						
	<i>Pseudo-nitzschia</i> groupe B1	14	299 840	11/10/2013	Présence forte	X						
	<i>Pseudo-nitzschia</i> groupe A1	50	42 640	14/10/2013	Présence forte	X					X	X
	<i>Rhizosolenia imbricata</i>	29	34 400	12/06/2013	Présence faible					X		
	<i>Asterionellopsis glacialis</i>	21	26 320	17/03/2014	Présence forte					X		
	<i>Chaetoceros affinis</i>	25	13 680	13/09/2013	Présence faible					X		
	<i>Leptocylindrus minimus</i>	56	8 240	14/06/2013	Présence forte		X	X				
	<i>Chaetoceros decipiens</i>	36	8 000	14/05/2013	Présence faible					X		
	<i>Cerataulina pelagica</i>	50	4 240	06/06/2013	Présence forte	X	X	X		X		
	<i>Navicula sp.</i>	79	2 680	07/03/2014	Absence		X			X		
	<i>Skeletonema costatum</i>	11	1 760	04/06/2013	Présence faible	X	X	X		X		
	<i>Thalassiosira punctigera</i>	7	600	10/12/2013	Présence faible					X		
	<i>Halaphora coffeaeformis</i>	18	560	07/05/2014	Présence faible	X						
	<i>Asterionellopsis formosa</i>	4	40	12/03/2014	Présence faible					X		
	<i>Tripas furca</i>	54	38 720	22/04/2014	Présence faible		X	X		X		
Dinoflagellés	<i>Prorocentrum cordatum</i>	54	29 920	17/03/2014	Présence forte	X	X			X		
	<i>Heterocapsa triquetra</i>	36	7 760	19/06/2014	Présence faible		X	X			X	
	<i>Prorocentrum micans</i>	39	7 600	19/05/2014	Présence faible		X	X		X		
	<i>Gyrodinium sp.</i>	61	6 640	19/06/2014	Présence faible	X	X	X				
	<i>Scrippsiella trochoidea</i>	64	6 160	14/10/2013	Présence forte		X	X		X		
	<i>Heterocapsa niei</i>	50	5 520	11/10/2014	Présence forte	X	X	X				
	<i>Polykrikos kofoidii</i>	4	4 720	19/05/2014	Présence faible		X			X		
	<i>Alexandrium sp.</i>	4	3 000	23/09/2013	Présence faible	X						
	<i>Protoperidinium steinii</i>	7	1 760	19/06/2014	Absence	X						
	<i>Dinophysis acuminata</i>	18	1 120	07/05/2014	Présence faible	X					X	
	<i>Protoperidinium oblungum</i>	7	960	12/06/2013	Présence faible	X						
	<i>Karenia mikimotoi</i>	7	800	19/05/2014	Présence faible		X	X		X	X	
	<i>Gonyaulax spinifera</i>	4	560	22/04/2014	Présence faible	X						
	<i>Prorocentrum triestinum</i>	4	400	04/06/2013	Présence faible		X	X		X		
	<i>Gyrodinium prunus</i>	4	320	17/03/2014	Présence forte	X	X	X				
	<i>Protoperidinium depressum</i>	14	280	16/07/2013	Absence	X						
	<i>Protoperidinium brevipes</i>	7	240	19/05/2014	Présence faible	X						
	<i>Protoperidinium bipes</i>	11	200	07/05/2014	Présence faible	X						
	<i>Protoperidinium crassipes</i>	4	80	14/06/2013	Présence forte	X						
	<i>Protoperidinium oceanicum</i>	7	80	14/06/2013 ; 11/10/2013	Présence forte	X						
	<i>Noctiluca scintillans</i>	7	80	19/05/2014	Présence faible		X	X		X	X	X
Silicoflagellés	<i>Dictyocha speculum</i>	36	6 680	03/04/2014	Présence faible		X	X				
	<i>Dictyocha fibula</i>	18	400	10/12/2013	Présence faible		X	X				
Prymnésiophycées	<i>Phaeocystis pouchetii</i>	7	8 000	17/03/2014	Présence forte	X	X			X		
Ciliés	<i>Myrionecta rubrum</i>	43	2 560	11/10/2013	Présence forte		X	X		X		
Nombre de taxons total						21	20	16	13	8	5	2

Bibliographie

- Afnor, 1999. Qualité de l'eau. Dosage des matières en suspension. Méthode par filtration sur filtre en fibre de verre. Norme NF EN 872. Qualité de l'eau, 2, 113-122.
- Ahel, M., Tepic, N., Terzic, S., 2005. Spatial and temporal variability of carbohydrates in the northern Adriatic—a possible link to mucilage events. *Science of The Total Environment*, Mucilages in the Adriatic and Tyrrhenian Seas 353, 139–150.
- Alcoverro, T., Manzanera, M., Romero Martinengo, J., 2000. Nutrient mass balance of the seagrass *Posidonia oceanica*: the importance of nutrient retranslocation [WWW Document]. URL <http://digital.csic.es/handle/10261/2990> (accessed 11.19.14).
- Allredge, A.L., 1976. Discarded appendicularian houses as sources of food, surface habitats, and particulate organic matter in planktonic environments. *Limnology and Oceanography* 21, 14–24. doi:10.4319/lo.1976.21.1.0014
- Allredge et al., 1986. Production of heterotrophic bacteria inhabiting macroscopic organic aggregates (marine snow) from surface waters'. *Limnology And Oceanography* 31, 68–78.
- Allredge, A. L., Passow, U. et Logan, B. E. 1993. The abundance and significance of a class of large transparent organic particles in the ocean. *Deep-Sea Research* . 40: 1131–1140
- Allredge, A., Passow, U., Haddock, S.H., 1998. The characteristics and transparent exopolymer particle (TEP) content of marine snow formed from thecate dinoflagellates. *Journal of Plankton Research* 20, 393–406.
- Aminot A., Kérouel R., 2004. Hydrologie des écosystèmes marins. Paramètres et analyses. Ed. Ifremer, Méthodes d'analyse en milieu marin, 336 p.
- Aminot A., Kérouel R., 2007. Dosage automatique des nutriments dans les eaux marines : méthodes en flux continu. Ed. Ifremer, Méthodes d'analyse en milieu marin 188p.
- Arnous, M.B., Courcol, N. et Carrias, J. F. 2010. The significance of transparent exopolymeric particles in the vertical distribution of bacteria and heterotrophic nanoflagellates in Lake Pavin. *Aquatic Sciences*. 72: 245–253.
- Arruda Fatibello, S.H.S., Henriques Vieira, A.A. et Fatibello-Filho, O. 2004. A rapid spectrophotometric method for the determination of transparent exopolymer particles (TEP) in freshwater. *Talanta*. 62: 81–85.
- Augris C., Caill-Milly N., De Casamajor M.N., 2009, Atlas thématique de l'environnement marin du Pays Basque et du sud des Landes, Editions Quae, ISBN : 978-2-7592-0395-6, 127 p.
- Banske K (1995). Zooplankton pivotal role in the control of ocean production. *ICES Journal of Marine Science* 52:265-277.
- Beers, J.R., Trent, J.D., Reid, F.M.H., Shanks, A.L., 1986. Macroaggregates and their phytoplanktonic components in the Southern California Bight. *J. Plankton Res.* 8, 475–487. doi:10.1093/plankt/8.3.475
- Berman, T. et Viner-Mozzini, Y. 2001. Abundance and characteristics of polysaccharide and proteinaceous particles in Lake Kinneret. *Aquatic Microbial Ecology*. 24: 255–264.
- Bhaskar, P. v., Grossart, H.-P., Bhosle, N. b., Simon, M., 2005. Production of macroaggregates from dissolved exopolymeric substances (EPS) of bacterial and diatom origin. *FEMS Microbiology Ecology* 53, 255–264. doi:10.1016/j.femsec.2004.12.013
- Boero, F., Bonsdorff, E., 2007. A conceptual framework for marine biodiversity and ecosystem functioning. *Marine Ecology* 28, 134–145. doi:10.1111/j.1439-0485.2007.00171.x
- Brachvogel, T., Schweitzer, B. et Simon, M. 2001. Dynamics and bacterial colonization of microaggregates in a large mesotrophic lake. *Aquatic Microbial Ecology*. 26: 23–35
- Cabrini, M., Fornasaro, D., Cossarini, G., Lipizer, M., Virgilio, D., 2012. Phytoplankton temporal changes in a coastal northern Adriatic site during the last 25 years. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, Fluctuations and trends in the northern Adriatic marine systems: from annual to decadal variability 115, 113–124. doi:10.1016/j.ecss.2012.07.007
- Caron, D.A., Davis, P.G., Madin, L.P., Sieburth, J.M., 1982. Heterotrophic bacteria and bacterivorous protozoa in oceanic macroaggregates. *Science* 218, 795–797. doi:10.1126/science.218.4574.795
- Carrias, J.F., Serre, J. P., Sime-Ngando, T. et Amblard, C. 2002. Distribution, size, and bacterial colonization of pico and nano-detrital organic particles (DOP) in two lakes of different trophic status. *Limnology and Oceanography*. 47: 1202-1209.
- Corzo, A., Morillo, A., Rodriguez, S., 2000. Production of transparent exopolymer particles (TEP) in cultures of *Chaetoceros calcitrans* under nitrogen limitation. *Aquatic Microbial Ecology* 23, 63–72.
- Cozzi, S., Ivančić, I., Catalano, G., Djakovic, T., Degobbi, D., 2004. Dynamics of the oceanographic properties during mucilage appearance in the Northern Adriatic Sea: analysis of the 1997 event in comparison to earlier events. *Journal of Marine Systems* 50, 223–241. doi:10.1016/j.jmarsys.2004.01.007
- Dagnelie P., 1970. Théorie et méthodes statistiques : applications agronomiques (2 vol.). Gembloux, Presses agronomiques de Gembloux, 378 + 451 p
- Davoll, P.J., Silver, M.W., 1986. Marine snow aggregates: life history sequence and microbial community of abandoned larvacean houses from Monterey Bay, California. *Marine Ecology Progress Series* 33, 111–120.
- Decho, A.W., 2000. Microbial biofilms in intertidal systems: an overview. *Continental Shelf Research* 20, 1257–1273. doi:10.1016/S0278-4343(00)00022-4

- Degobbi, D., Fonda-Umani, S., Franco, P., Malej, A., Precali, R., Smolaka, N., 1995. Changes in the northern Adriatic ecosystem and the hypertrophic appearance of gelatinous aggregates. *Science of The Total Environment, Marine Mucilages* 165, 43–58. doi:10.1016/0048-9697(95)04542-9
- Degobbi, D., Malej, A., Umani, S.F., 1999. The mucilage phenomenon in the northern Adriatic Sea. A critical review of the present scientific hypotheses. *Ann. Ist. Super. Sanita* 35, 373–381.
- Degobbi, D., Precali, R., Ferrari, C.R., Djakovac, T., Rinaldi, A., Ivančić, I., Gismondi, M., Smolaka, N., 2005. Changes in nutrient concentrations and ratios during mucilage events in the period 1999–2002. *Science of The Total Environment, Mucilages in the Adriatic and Tyrrhenian Seas* 353, 103–114. doi:10.1016/j.scitotenv.2005.09.010
- De Lazzari, A., Berto, D., Cassin, D., Boldrin, A., Giani, M., 2008. Influence of winds and oceanographic conditions on the mucilage aggregation in the Northern Adriatic Sea in 2003–2006. *Marine Ecology* 29, 469–482. doi:10.1111/j.1439-0485.2008.00268.x
- Del Negro, P., Crevatin, E., Larato, C., Ferrari, C., Totti, C., Pompei, M., Giani, M., Berto, D., Fonda Umani, S., 2005. Mucilage microcosms. *Science of The Total Environment, Mucilages in the Adriatic and Tyrrhenian Seas* 353, 258–269. doi:10.1016/j.scitotenv.2005.09.018
- Dubois, M., Gilles, K., Hamilton, J., Rebers, P., & Smith, F. (1956). Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Analytical Chemistry*, 28(3), 350–356.
- Engel, A. 2004. Distribution of transparent exopolymer particles (TEP) in the northeast Atlantic Ocean and their potential significance for aggregation processes. *Deep Sea Research Part I: Oceanographic Research Papers*. 51: 83–92.
- Fisher R.A. (1936). The Use of Multiple Measurements in Taxonomic Problems. *Annals of Eugenics*, 7, 179–188
- Fitzwater S.E., Knauer G.A., Martin J.M., 19. *Limnol.2*. Metal contamination and its effects on primary production measurements
- Flander-Putrl, V., Malej, A., 2008. The evolution and phytoplankton composition of mucilaginous aggregates in the northern Adriatic Sea. *Harmful Algae* 7, 752–761. doi:10.1016/j.hal.2008.02.009
- Fogg, G.E., 1995. Some speculations on the nature of the pelagic mucilage community of the northern Adriatic Sea. *Science of The Total Environment, Marine Mucilages* 165, 59–63. doi:10.1016/0048-9697(95)04543-A
- Friedman M. A. (1940). A comparison of alternative tests of significance for the test of m rankings. *Annals of Mathematical Statistics*, 11, 86–92.
- Fukao, T., Kimoto, K., Yamatogi, T., Yamamoto, K., Yoshida, Y., Kotani, Y., 2009. Marine mucilage in Ariake Sound, Japan, is composed of transparent exopolymer particles produced by the diatom *Coscinodiscus granii*. *Fish Sci* 75, 1007–1014. doi:10.1007/s12562-009-0122-0
- Gray, J.S., McIntyre, A.D., Stirn, J. 1992. Manuel des méthodes de recherche sur l'environnement aquatique. Onzième partie. Evaluation biologique de la pollution marine, eu égard en particulier au benthos. *FAO Document technique sur les pêches*, N° 324, 53.
- Grossart, H. P., Simon, M. et Logan, B. E. 1997. Formation of macroscopic organic aggregates (lake snow) in a large lake: the significance of transparent exopolymer particles (TEP), phyto and zooplankton. *Limnology and Oceanography*. 42: 1651–1659.
- Grossart, H. -P., Berman, T., Simon, M. et Pohlmann, K. 1998. Occurrence and microbial dynamics of macroscopic organic aggregates (lake snow) in Lake Kinneret, Israel, in fall. *Aquatic Microbial Ecology*. 14: 59–67.
- Herndl, G.J., 1988. Ecology of amorphous aggregations (marine snow) in the Northern Adriatic Sea. II. Microbial density and activity in marine snow and its implication to overall pelagic processes. *Marine Ecology-progress Series - MAR ECOL-PROGR SER* 48, 265–275. doi:10.3354/meps048265
- Herndl, G.J., Peduzzi, P., 1988. The Ecology of Amorphous Aggregations (Marine Snow) in the Northern Adriatic Sea: *Marine Ecology* 9, 79–90. doi:10.1111/j.1439-0485.1988.tb00199.x
- Herndl, G.J., Karner, M., Peduzzi, P., 1992. Floating mucilage in the Northern Adriatic Sea : the potential of a microbial ecological approach to solve the mystery, in: *Science of the Total Environment. Presented at the Marine coastal eutrophication. The response of marine transitional systems to human impact : problems and perspectives for restoration. International conference, Elsevier*, pp. 525–538.
- Hollander M. and Wolfe D. A. (1999). *Nonparametric Statistical Methods*, Second Edition. John Wiley and Sons, New York.
- Holm-Hansen O., C.J. Lorenzen, R.W. Holmes and J.D.H. Strickland (1965). Fluorometric determination of chlorophyll. *J. Cons. Perm. Int. Explor. Mer.*, 30(1) : 3–15
- Hubert, P., Carbonnel, J.-P., 1987. Approche statistique de l'aridification de l'Afrique de l'Ouest. *J. Hydrol.* 95, 165–183. doi:10.1016/0022-1694(87)90123-5
- Hubert, P., Carbonnel, J.P., Chaouche, A., 1989. Segmentation des séries hydrométéorologiques — application à des séries de précipitations et de débits de l'Afrique de l'Ouest. *J. Hydrol.* 110, 349–367. doi:10.1016/0022-1694(89)90197-2
- Idier D., Pedreros R., 2005. Modélisation hydrodynamique de la côte basque. Partie 1 : marées, courants de marées et surcôtes, BRGM/RP-53705-FR, 75 p.
- Innamorati, M., 1995. Hyperproduction of mucilages by micro and macro algae in the Tyrrhenian Sea. *Science of The Total Environment* 165, 65–81. doi:10.1016/0048-9697(95)04544-B

- Karl, D. M., Knauer, G. A. et Martin, J. H. 1988. Downward flux of particulate organic matter in the ocean: a particle decomposition paradox. *Nature*, 332: 438-441.
- Kendall M. G. et Stuart A., 1943. *The Advanced Theory of Statistics*, Vol. 1, Charles Griffin & Company Limited, London
- Kjørboe, T., Tiselius, P., Mitchell-Innes, B., Hansen, J.L.S., Visser, A.W. et Mari, X. 1998. Intensive aggregate formation with low vertical flux during an upwelling-induced diatom bloom. *Limnology and Oceanography*. 43: 104–116.
- Knauer, G.A., Hebel, D., Cipriano, F., 1982. Marine snow: major site of primary production in coastal waters. *Nature* 300, 630–631. doi:10.1038/300630a0
- Kozłowski, W., Vernet, M., Lamerdin, S.K., 1995. Palmer LTER: Predominance of cryptomonads and diatoms in antarctic coastal waters. *Antarctic Journal of the United States* 30, 267–268.
- Lancelot, C., 1995. The mucilage phenomenon in the continental coastal waters of the North Sea. *Science of The Total Environment*, *Marine Mucilages* 165, 83–102. doi:10.1016/0048-9697(95)04545-C
- Lenz J (2000). Introduction. In: Harris R, Wiebe P, Lenz J, Skjoldal H-R, Huntley ME. *ICES Zooplankton Methodology Manual*. Academic Press, San Diego
- Liu, H., Buskey, E.J., 2000. Hypersalinity enhances the production of extracellular polymeric substance (eps) in the texas brown tide alga, *aureoumbra lagunensis* (PELAGOPHYCEAE). *Journal of Phycology* 36, 71–77. doi:10.1046/j.1529-8817.2000.99076.x
- Logan, B. E., Passow, U., Alldredge, A. L., Grossart, H. P. et Simon, M. 1995. Mass sedimentation of diatom blooms as large aggregates is driven by coagulation of transparent exopolymer particles (TEP). *Deep Sea Research*. 42:203–214
- Lorenzen, C.J., 1967, Determination of chlorophyll and pheopigments : Spectrophotometric equations. *Limnol. Oceanogr.* 12 : 343-346
- Lubès Niel, H., Masson, J.M., Paturel, J.-E., Servat, E., 1998. Variabilité climatique et statistiques : étude par simulation de la puissance et de la robustesse de quelques tests utilisés pour vérifier l'homogénéité de chroniques. *Rev. Sci. Eau* 3, 383–408.
- MacCarthy, J.J., Goldman, J.C., 1979. Nitrogenous nutrition of marine phytoplankton in nutrient-depleted waters. *Science* 203, 670–672. doi:10.1126/science.203.4381.670
- 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
- Mari, X. et Kjørboe, T. 1996. Abundance, size distribution and bacterial colonization of transparent exopolymer particles (TEP) in the Kattegat. *Journal of Plankton Research*. 18: 969–986.
- Mari, X. et Burd, A. 1998. Seasonal size spectra of transparent exopolymeric particles (TEP) in a coastal sea and comparison with those predicted using coagulation theory. *Marine Ecology Progress Series*. 163: 63–76
- Marie D., Brussaard C., Partensky F. and Vaulot D. Flow cytometric analysis of phytoplankton, bacteria and viruses. 1999. In: *Current Protocols in Cytometry*. John Wiley & Sons, Inc. 11.11.1-11.11.15.
- Mastail, M., Battaglia, A., 1978. Amélioration de la conservation des pigments du zooplancton. Presented at the CIEM Conseil International pour l'Exploration de la Mer, Comité de l'Océanographie biologique, C.M.1978/L : 20.
- Menden-Deuer, S. and Lessard, E.J., 2000. Carbon to volume relationships for dinoflagellates, diatoms and other protist plankton. *Limnol. Oceanogr.* 45: 569-579.
- Mingazzini, M., Colombo, S., Ferrari, G.M., 1995. Application of spectrofluorimetric techniques to the study of marine mucilages in the Adriatic Sea: preliminary results. *Science of The Total Environment*, *Marine Mucilages* 165, 133–144. doi:10.1016/0048-9697(95)04547-E
- Mykkestad, S.M., 1999. Phytoplankton extracellular production and leakage with considerations on the polysaccharide accumulation. *Ann.1st.Super.Sanita* 35, 401–404.
- Nemenyi P. (1963). *Distribution-Free Multiple Comparisons*. Unpublished Ph.D Thesis.
- Neveux J, Lantoine F, 1993, Spectrofluorometric Assay of Chlorophylls and Phaeopigments Using the Least Squares Approximation Technique. *Deep - Sea Research Part I - Oceanographic Research Papers* 40: 1747-1765
- Obernosterer, I., Herndl, G.J., 1995. Phytoplankton extracellular release and bacterial growth: dependence on the inorganic N:P ratio. *Marine Ecology Progress Series* 116, 247–257.
- Olenina, I., Hajdu, S., Edler, L., Andersson, A., Wasmund, N., Busch, S., Göbel, J., Gromisz, S., Huseby, S., Huttunen, M., Jaanus, A., Kokkonen, P., Ledaine, I. and Niemkiewicz, E. 2006 Biovolumes and size-classes of phytoplankton in the Baltic Sea HELCOM Balt.Sea Environ. Proc. No. 106, 144pp.
- Passow, U. et Alldredge, A. L. 1994. Distribution, size, and bacterial colonization of transparent exopolymer particles (TEP) in the ocean. *Marine Ecology Progress Series*. 113: 185–198
- Passow, U., Alldredge, A., Logan, B.E., 1994. The role of particulate carbohydrate exudates in the flocculation of diatom blooms. *Deep Sea Research* 41, 335–357.
- Passow U, Alldredge A (1995) A dye-binding assay for the spectrophotometric measurement of transparent exopolymer particles (TEP). *Limnol Oceanogr* 40:1326–1335

- Passow, U., Shipe, R.F., Murray, A., Pak, D.K., Brzezinski, M.A., Alldredge, A.L., 2001. The origin of transparent exopolymer particles (TEP) and their role in the sedimentation of particulate matter. *Continental Shelf Research* 21, 327–346. doi:10.1016/S0278-4343(00)00101-1
- Pistocchi, R., Trigari, G., Serrazanetti, G.P., Taddei, P., Monti, G., Palamidesi, S., Guerrini, F., Bottura, G., Serratore, P., Fabbri, M., Pirini, M., Ventrella, V., Pagliarani, A., Boni, L., Borgatti, A.R., 2005. Chemical and biochemical parameters of cultured diatoms and bacteria from the Adriatic Sea as possible biomarkers of mucilage production. *Science of The Total Environment* 353, 287–299. doi:10.1016/j.scitotenv.2005.09.020
- Prieto et al., 2001. Effects of Planktonic Copepods on Transparent Exopolymeric Particles (TEP) Abundance and Size Spectra. doi:http://dx.doi.org/10.1093/plankt/23.5.515
- Prieto, L., Navarro, G., Cozar, A., Echevarria, F. et Garcia, C.M. 2006. Distribution of TEP in the euphotic and upper mesopelagic zones of the southern Iberian coasts. *Deep Sea Research Part II: Topical Studies in Oceanography*. 53: 1314–1328.
- Revelante, N., Gilmartin, M., 1992. The lateral advection of particulate organic matter from the Po delta region during summer stratification, and its implications for the northern Adriatic. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* 35, 191–212. doi:10.1016/S0272-7714(05)80113-1
- Riebesell, U., 1991a. Particle aggregation during a diatom bloom. 11. Biological aspects. *Marine Ecology Progress Series* 69, 281–291.
- Schuster, S. et Herndl, G. J. 1995. Formation and significance of transparent exopolymeric particles in the northern Adriatic Sea. *Marine Ecology Progress Series*. 124: 227–236.
- Shanks, A., Trent, J.D., 1979. Marine snow: Microscale nutrient patches. *Limnology and Oceanography - LIMNOL OCEANOGR* 24, 850–854. doi:10.4319/lo.1979.24.5.0850
- SHOM, 2002, Courants de marée et hauteurs d'eau, Golfe de Gascogne, ISBN : 2-11-088305-77
- Silver, M.W., Shanks, A.L., Trent, J.D., 1978. Marine Snow: Microplankton Habitat and Source of Small-Scale Patchiness in Pelagic Populations. *Science* 201, 371–373. doi:10.1126/science.201.4353.371
- Silver, M.W., Gowing, M.M., Brownlee, D.C., Corliss, J.O., 1984. Ciliated protozoa associated with oceanic sinking detritus. *Nature* 309, 246–248. doi:10.1038/309246a0
- SOGREAH Ingénierie, 1993, Etude de la problématique des dispositifs de protection du littoral à impacts réduits sur l'environnement, Rapport 5 1390, 114 p.
- Steeman Nielsen E., 1951, Measurement of the production of the organic matter in the sea by mean of carbon 14, *Nature* 167 : 684-685
- Staats, Stal, Mur, 2000. Exopolysaccharide production by the epipelagic diatom *Cylindrotheca closterium* : effects of nutrient conditions. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 249, 13–27.
- Stibor H, Vadstein O, Diehl S, Gelzleichter A, Hansen T, Hantzschke F, Katechakis A, Lippert B, Løseth K, Peters C, Roederer W, Sandow M, Sundt-Hansen L, Olsen Y (2004). Copepods act as a switch between alternative trophic cascades in marine pelagic food webs. *Ecol. Letters* 7: 321-328.
- Strickland J.D.H., Parsons T.R., 1968. A manual of sea water analysis. *Bull. Fish. Res. Bd. Can.*, 125 : 1-311
- Strickland J.D.H., Parsons T.R., 1972. A practical handbook of sea water analysis. *Bull. Fish. Res. Board Can.*, 167, 311p.
- Strickland J.D.H., Parsons T.R., 1997, A practical handbook of seawater analysis, 2nd ed. *Bull. Fish. Res. Bd. Can.* 167
- Sugimoto, K., Fukuda, H., Baki, M.A. et Koike, I. 2007. Bacterial contributions to formation of transparent exopolymer particles (TEP) and seasonal trends in coastal waters of Sagami Bay, Japan. *Aquatic Microbial Ecology*. 46: 31–41.
- Surosz, S., Ka, P., A, R., 2006. Production of transparent exopolymer particles (TEP) in the nitrogen fixing cyanobacterium *Anabaena flos-aquae* OL-K10. *Oceanologia* 48.
- Taylor, G.T., 1989. Variability in the vertical flux of microorganisms and biogenic material in the epipelagic zone of a North Pacific central gyre station. *Deep Sea Research Part A. Oceanographic Research Papers* 36, 1287–1308. doi:10.1016/0198-0149(89)90084-8
- Ter Braak C. J. F. (1986). Canonical Correspondence Analysis: a new eigenvector technique for multivariate direct gradient analysis. *Ecology*, 67(5), 1167-1179.
- Thornton, D., 2002. Diatom aggregation in the sea: mechanisms and ecological implications. *European Journal of Phycology* 37, 149–161.
- Totti, C., Cangini, M., Ferrari, C., Kraus, R., Pompei, M., Pugnetti, A., Romagnoli, T., Vanucci, S., Socal, G., 2005. Phytoplankton size-distribution and community structure in relation to mucilage occurrence in the northern Adriatic Sea. *Science of The Total Environment* 353, 204–217. doi:10.1016/j.scitotenv.2005.09.028
- Trent, J.D., Shanks, A.L., Silver, M.W., 1978. In situ and laboratory measurements on macroscopic aggregates in Monterey Bay, California. *Limnology and Oceanography - LIMNOL OCEANOGR* 23, 626–635. doi:10.4319/lo.1978.23.4.0626
- Troussellier M, Courties C, Zettlmaier S. 1995. Flow cytometric analysis of coastal lagoon bacterioplankton and picophytoplankton: Fixation and storage effects. *Est Coast Shelf Sci* 40:621-633.

- Urbani, R., Magaletti, E., Sist, P., Cicero, A.M., 2005. Extracellular carbohydrates released by the marine diatoms *Cylindrotheca closterium*, *Thalassiosira pseudonana* and *Skeletonema costatum*: effect of P-depletion and growth status. *Sci. Total Environ.* 353, 300–306. doi:10.1016/j.scitotenv.2005.09.026
- Utermöhl H (1931) Neue Wege in der quantitativen Erfassung des Planktons (mit besonderer Berücksichtigung des Ultraplanktons). *Verh. int. Ver. theor. angew. Limnol.* 5: 567-596.
- Vaulot D, Courties C, Partensky F. 1989. A simple method to preserve oceanic phytoplankton for flow cytometric analyses. *Cytometry* 10:629-636.
- Welschmeyer, N.A (1994). Fluorometric analysis of chlorophyll a in the presence of Procédure : protocole national chlorophylle a chlorophyll b and pheopigments. *Limnol.Oceanogr.*,39(8) : 1985-1992
- Wollenberg Van den, A.L. (1977). Redundancy analysis. An alternative for canonical correlation analysis. *Psychometrika*, 42(2), 207-219.
- Worm, J. et Søndergaard, M. 1998. Alcian Blue-stained particles in an eutrophic lake. *Journal of Plankton Research.* 20: 179-186.
- Yentsch, C.S., Menzel D.W., 1963, A method for the determination of phytoplankton chlorophyll and phaeophytin by fluorescence. *Deep-Sea Res.*, 10 : 221-231