

N° = d'ordre : 26/2012-M/S.B

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE DES SCIENCES ET DE LA TECHNOLOGIE HOUARI
BOUMEDIENNE
USTHB-ALGER



FACULTE DES SCIENCES BIOLOGIQUES

MÉMOIRE

Présenté pour l'obtention du diplôme de : **MAGISTÈR**

En Sciences de la nature

Spécialité : **Océanographie Biologique et Environnement Marin**

Par : **FIRAD Benyahia**

THEME :

Contribution à l'étude du Microzooplancton : dynamique et structure des populations en relation avec les facteurs environnementaux

Soutenu publiquement, le 09/02/2012 devant le jury composé de :

ABROUS Ouzna	Professeur à l'USTHB	Présidente
SERIDJI Rabia	Professeur à l'USTHB	Directrice de mémoire
AMIROUCHE Rachid	Maitre de Conférence / A à l'USTHB	Examineur
HAFFERSSAS Aziz	Maitre de Conférence /A à l'USTHB	Examineur
BAKALEM Ali.	Maitre de Conférence /A à l'ENSA	Examineur
TOUAHRIA Tarik	Maitre Assistant / A à l'USTHB	Invité

Contribution à l'étude du microzooplancton : dynamique et structure en relation avec les facteurs environnementaux

FIRAD. B. Laboratoire d'Ecosystème Pélagique, Faculté des Sciences Biologiques, USTHB.

Résumé

Le présent travail a été composé d'une part une étude qualitative qui considère la composition spécifique des populations, et d'autre part, la répartition verticale et temporelle de la communauté microzooplanctonique en relation avec la variabilité environnementale dans notre site d'étude à Ain Tagourait durant les périodes d'échantillonnages (Janvier 2010, Mars 2010, Mai 2010, Juillet 2010, Novembre 2010, janvier 2011 et Mai 2011). L'étude microscopique des récoltes du microzooplancton, nous a permis d'établir une liste des espèces microzooplanctoniques, parmi les espèces les plus fréquentes: *Ceratium furca*, *Gyrodinium fusiforme*, *Prorocentrum micans*, *Proto-peridinium pellucidum*, *Acanthostomella conicoides*, *Laboea strobila*, *Strombidium capitatum*, *Strombidium conicum* et *Lohmanniella oviformis*, qui ont un caractère néritique et qui présentent une répartition verticale et temporelle. Cette étude montre la distribution verticale et temporelle de la communauté microzooplanctonique. En effet, Les dinoflagellés et les spirotriches sont les groupes les plus abondants le long de la colonne d'eau pendant toutes les périodes d'échantillonnages, ils prolifèrent principalement durant les trois périodes Mai-Juillet-Novembre 2010. A noter que, la température et l'un des principaux paramètres physiques influençant la répartition verticale et temporelle de ces groupes microzooplanctoniques. Les teneurs en chlorophylle *a*, montrent une distribution inversement proportionnelle à celle des microzooplanctons montrant la relation trophique de broutage entre cette communauté microzooplanctonique et le phytoplancton, ce qui fait la biomasse phytoplanctonique joue un rôle important dans leurs distribution verticale et temporelle. Donc, la distribution verticale et temporelle des espèces microzooplanctoniques semble être dépendante d'une part, des paramètres physico-chimiques tel que la température, des éléments nutritifs, et d'autre part, des concentrations en chlorophylle *a* et de leurs capacité de prédation.

Mots clés: Microzooplancton, éléments nutritifs, Température, Chlorophylle *a*, Ain Tagourait.

ملخص.

ويضم هذا العمل من جهة، الدراسة النوعية التي تعتبر تركيبة النوعية للفواصل، ومن جهة أخرى، التوزيع الزمني و خلال فترة (عين تقورايت) الأفقي لوحدة العوالق الحيوانية المجهرية فيما يتعلق بالتقلبات البيئية في مواقع دراستنا هذه بباراد أخذ العينات (جانفي 2010، مارس 2010، ماي 2010، يوليو 2010، نوفمبر 2010، جانفي 2011 وماي 2011). الدراسة المجهرية للمحاصيل العوالق الحيوانية المجهرية، مكنتنا من وضع قائمة الأنواع العوالق الحيوانية المجهرية، من بين الأنواع الأكثر شيوعاً: *Ceratium furca*, *Gyrodinium fusiforme*, *Prorocentrum micans*, *Strombidium conicum* et *Lohmanniella oviformis* ، *Protoperidinium pellucidum*, *Acanthostomella conicoides*, *Laboea strobila*, *Strombidium capitatum*, بميزة شاطئية بحرية، والمتمثلات في وجود التوزيع الأفقي والزمني. هذه الدراسة توضح التوزيع الأفقي والزمني لفاصلة الميكروزوبلوكتون. في الواقع، فإن الجماعات دوامي السياط والسبيروتيتش هي الأكثر وفرة على طول عمادة الماء طوال فترة أخذ العينات، وأنها تتكاثر بشكل رئيسي خلال فترة الثلاث مايو يوليو و نوفمبر 2010. علماً أن درجة حرارة واحدة من المعلمات المادية الرئيسية التي تؤثر على التوزيع الأفقي والزمني لهذه المجموعات. اليخضوراً، تظهر توزيع يتناسب عكسياً مع تلك التي تبين العلاقة العوالق الحيوانية المجهرية الغذائية بين فاصلة العوالق الحيوانية المجهرية والعوالق النباتية، مما يجعل الكتلة العوالق الحيوانية المجهرية الحيوية العوالق النباتية تلعب دوراً مهماً في توزيعها الزمني والأفقي. وبالتالي، فإن التوزيع الزمني والأفقي للأصناف فاصلة العوالق الحيوانية المجهرية يبدو أن يتعلق على جهة، والمعلمات الفيزيائية والكيميائية مثل درجة الحرارة، المواد الغذائية، ومن جهة أخرى، وتركيزات اليخضوراً، وقدرتها على الاقتراس

الكلمات المفتاحية: العوالق الحيوانية المجهرية، مركبات المواد الغذائية، درجة الحرارة، اليخضوراً، عين تقورايت

Abstract

The present work is composed by a quantitative study, which considers the species composition of populations, and in another hand, the vertical and temporal spread of the microzooplanktonic community, in relation with the environmental variability into our study's site, at Berard, during sampling periods (January 2010, March 2010, May 2010, July 2010, November 2010, January 2011 and May 2011). The microscopic study of microzooplankton samples has allowed us to establish a checklist of microzooplanktonic species, among them the most frequent: *Ceratium furca*, *Gyrodinium fusiforme*, *Prorocentrum micans*, *Protoperidinium pellucidum*, *Acanthostomella conicoides*, *Laboea strobila*, *Strombidium capitatum*, *Strombidium conicum* et *Lohmanniella oviformis* that have a neritic behavior and present a vertical and temporal distribution. Indeed, dinoflagellates and spirotricha are the most abundant groups along the water column during the sampling periods; they proliferate principally during May-July-November 2010. Should be noted, the temperature is one among important physical parameters that influences the vertical and temporal distribution of those groups. The Chlorophyll a concentrations show an inversely proportional distribution than microzooplanktons, what demonstrates the trophic relationship between that community and phytoplankton, what makes phytoplanktonic biomass plays an important role in that vertical and temporal distribution. Thus, vertical and temporal distribution of microzooplanktonic species appears depending at first hand, on physical and chemical parameters like temperature, nutrients, and on another hand, on Chlorophyll a's concentrations and their ability to predation.

Key words: microzooplankton, nutrient compounds, temperature, chlorophyll a, Ain Tagourait.

Remerciements

*Tout d'abord je vaudrai adresser mes remerciements à Mme **SERIDJI Rabia**, Professeur à la Faculté des Sciences Biologiques de l'Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumedienne, qu'elle trouve ici l'expression de ma profonde gratitude d'être ma directrice de thèse. Votre rigueur, votre savoir et votre talent pédagogique m'ont toujours impressionné. Elle n'a pas cessé de m'encourager moralement et matériellement. Je vous dois mon profond respect et ma sincère gratitude.*

*C'est avec un grand plaisir que je tiens à exprimer mes remerciements les plus sincères et mon immense reconnaissance au Pr. **ABROUS Ouzna**. Qu'il trouve ici toute ma gratitude d'avoir accepté d'être Présidente de ce travail.*

*Mes remerciements les plus vifs sont adressés à Mr **BAKALEM Ali**, Maître de Conférences à INA /Alger pour sa disponibilité et son acceptation pour examiner mon manuscrit. Je lui exprime toute ma reconnaissance pour l'intérêt porté à ce travail.*

*Je remercie profondément Mr **AMIROUCHE Rachid**, Maître de Conférences à la Faculté des Sciences Biologiques de l'Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumedienne pour avoir accepté d'examiner et juger mon travail. Qu'il trouve ici l'expression de mon profond respect et ma sincère reconnaissance.*

*Je remercie vivement Mr **HAFFERSSAS Aziz**, Maître de Conférences à la Faculté des Sciences Biologiques de l'Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumedienne pour avoir accepté d'examiner et juger mon travail. Veuillez trouver ici l'expression de ma grande reconnaissance pour les efforts que vous avez fournis pour que ce travail s'effectue dans les meilleures conditions.*

*Je suis profondément reconnaissant de Mr **TOUAHRIA Tarik**, Chargé de Cours à la Faculté des Sciences Biologiques de l'Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumedienne de m'avoir aidé en mettant à ma disposition son temps, sa vaste connaissance scientifique du groupe planctonique et dans la gestion, le traitement des données océanographiques et son soutien moral et matériel. Je la remercie aussi pour le temps qu'il m'a consacré pour réaliser ce mémoire; j'ai toujours apprécié sa modestie, et ses qualités humaines.*

Je tiens à remercier les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à la concrétisation de ce travail.

SOMMAIRE

Liste des figures et tableaux

Introduction	1
--------------------	---

Chapitre I : Généralités

1. Les caractéristiques des côtes Algériennes.....	3
1.1. La zone côtière en générale.....	3
1.2. Hydrologie.....	3
1.3. La baie de Bou Ismail.....	4
1.3.1. Principales caractéristiques des facteurs du milieu.....	5
2. Description de la zone d'étude.....	7
3. Généralités sur les communautés microzooplanctoniques	7
3.1. Les principaux groupes microzooplanctoniques.....	8
3.1.1. Les Ciliés.....	8
3.1.1.1. Classification des Ciliés.....	9
3.1.2. Les Dinoflagellés.....	9
3.1.2.1. Classification des dinoflagellés.....	10
3.2. Les eaux colorées.....	10
4. Les éléments nutritifs.....	11
4.1. L'azote.....	12
4.2. Phosphore.....	13
4.3. La silice.....	13
4.4. Le rapport N/P.....	14

Chapitre II : Matériels et méthodes

1. Matériels.....	15
1.1. Prélèvements.....	15
1.2. Fixation.....	15
2. Méthode d'étude	15
2.1. Analyse des échantillons.....	15
3. Etude des paramètres abiotiques.....	16
3.1. Température.....	16
3.2. Dosage des éléments nutritifs.....	17
3.2.1. Principe :.....	17

3.2.2. Mode opératoire :.....	17
4. Etude des paramètres biotiques.....	17
4.1. L'extraction et le dosage de la chlorophylle <i>a</i>	17
4.2. Etude des peuplements microzooplanctoniques.....	18
4.2.1. Richesse spécifique.....	19
4.2.2. Indice de diversité de Shannon Weaver (H').....	19
4.2.3. Indice de Pielou.....	19
4.2.4. Diagramme Rang-Fréquence (DRF).....	20
4.3. Analyses statistiques.....	21
4.3.1. L'analyse en composantes principales (ACP).....	21
4.3.2. Analyse factorielle des correspondances (AFC).....	22
4.3.3. Classification Ascendante Hiérarchique (CAH).....	22

Chapitre III : Résultats

1. Etude qualitative.....	23
1.1. Les espèces les plus fréquentes	23
2. Dynamique de la communauté microzooplanctonique en relation avec les facteurs environnementaux.....	28
2.1 Etude de la répartition verticale et temporelle des paramètres physico-chimiques ...	28
3. Dynamique de la communauté microzooplanctonique	34
3.1. Composition taxonomique du microzooplancton.....	34
3.2. Structure de la communauté microzooplanctonique	40
4. Analyse statistique.....	46
4.1. Analyse en Composante Principale (ACP).....	46
4.2. Analyse Factorielle des Correspondances (AFC) et Classification Ascendante Hiérarchique (CAH).....	47
4.2.1. Analyse Factorielle des Correspondances (AFC)	48

Chapitre IV: Discussion générale et conclusion

1. Discussion.....	56
2. Conclusion.....	64
Références bibliographiques	66

Annexes

LISTE DES FIGURES ET TABLEAUX

Figure 1: Circulation de l'eau atlantique modifiée le long des côtes algériennes (FA = Flux Atlantique; TA = Tourbillon Anticyclonique) (Millot, 1985).

Figure 2: Baie de Bou Ismail, Localisation du site d'étude (Bakalem. 2008).

Figure 3: Baie de Bou Ismail, Localisation du site d'étude.

Figure 4: Disque de Secchi

Figure 5 : Allure des Diagrammes des Rangs-Fréquences au cours d'une succession écologique (**Frontier, 1976**)

Figure 6: quelques espèces ciliés les plus fréquents :**(a)** *Lohmanniella oviformis* , **(b)** *Strombidium conicum*, **(c)** *Strombidium wulffi*, **(d)** *Acanthostomella conicoides* , **(e)** *Mesodinium rubrum* , **(f)** *Laboea strobila*.

Figure 7: quelques espèces dinoflagellés hétérotrophes les plus fréquents :**(a)** *Noctiluca scintillans* , **(b)** *Ceratium furca*, **(c)** *Cochlodinium pulchellum* , **(d)** *Protoperidinium pellucidum* , **(e)** *Prorocentrum micans*, **(f)** *Gyrodinium fusiforme*.

Figure 8 : Distribution verticale, et temporelle de la température de l'eau (a), des éléments nutritifs (nitrite (c), nitrate (d), ammonium (e), ortho-phosphate (f), silice (g) et rapport N/P(h) et concentration en chlorophylle *a* le long de la colonne d'eau du cite d'étude (Berard) pendant les périodes d'échantillonnage.

Figure 10 : Distribution de l'abondance du microzooplancton, et de la chlorophylle durant les mois de prélèvement dans le cite d'étude à Berard.

Figure 12 : Répartition spatio-temporelle des abondances de la communauté microzooplanctonique au niveau du notre zone d'étude à Ain Tagourait pendant toutes les périodes d'échantillonnages.

Figure 13 : Répartition spatio-temporelle des abondances de la communauté des Dinoflagellés au niveau du notre zone d'étude à Ain Tagourait pendant toutes les périodes d'échantillonnages.

Figure 14 : Répartition spatio-temporelle des abondances de la communauté des Ciliés au niveau de notre zone d'étude le long de la colonne d'eau à Ain Tagourait pendant toutes les périodes d'échantillonnages.

Figure 15 : Distribution spatio-temporelle des différents groupes Microzooplanctoniques

Figure 16 : Distribution spatio-temporelle des pourcentages relatifs en abondance des différents groupes microzooplanctoniques le long de la colonne d'eau entre Janvier

2010 et Mai 2011.

Figure 17 : Distribution verticale et temporelle de l'indice de diversité (H' (bits/cellule)) au niveau de la zone d'étude à Ain Tagourait pendant les périodes d'échantillonnages.

Figure 18 : Allure des diagrammes rang-fréquences (DRF) du microzooplancton des différentes profondeurs du site d'étude.

Figure 19 : L'analyse en composantes principales des différents groupes microzooplanctoniques en relation avec les facteurs environnementaux.

Figure 20 : L'analyse en dendrogramme des différentes périodes d'échantillonnage dans notre zone d'étude à Ain Tagourait.

Figure 21: L'analyse factorielle des correspondances des différentes espèces microzooplanctoniques identifiées en relation avec les périodes d'échantillonnages.

Figure 22 : L'analyse en dendrogramme des espèces récoltées dans notre zone d'étude (Ain Tagourait) durant toutes les périodes d'échantillonnage.

Figure 23 : Répartition temporelle des moyennes de la densité des dinoflagellés, des Prostomates, des Copépodites et de la température au niveau de site d'étude (Ain Tagourait) pendant toutes périodes d'échantillonnage.

Figure 24 : Répartition temporelle des moyennes de la densité des copépodes de la température à Ain Tagourait pendant les mois d'échantillonnage.

Tableau 1 : Distribution temporelle des espèces récoltées.

Tableau 2 : Matrice de corrélation (Pearson (n)).

Tableau 3 : Matrice de corrélation (Pearson (n)).

Tableau 4 : statistique descriptive des paramètres biotiques et abiotiques

Tableau 5 : Liste, effectifs et fréquences des différents groupes du microzooplancton rencontrés durant toutes les périodes d'échantillonnages.

Tableau 6 : statistique descriptive des abondances des Dinoflagellés, des Ciliés et de l'abondance totale du microzooplancton.

Tableau 7 : Indices de SHANNON (H' en bits par cellule), Equitabilité (E) et Richesse spécifique (S) durant les périodes d'échantillonnages.

Tableau 8. Contributions absolues (CA) des principales périodes et espèces aux deux premiers axes de l'AFC réalisée sur la matrice formée de 113 lignes (espèces) et 6 colonnes (**1H** : Hiver 2010 ; **1P** : Printemps 2010 ; **E** : Eté 2010 ; **A** : Automne

2010 ; **2H** : Hiver 2011 ; **2P** : Printemps 2011).

Tableau 9. Valeurs propres et pourcentages d'inertie.

Tableau 10. Listes des périodes d'études des trois classes.

Tableau 11. Listes des espèces des trois groupes.

Tableau 12 : Matrice des coefficients de corrélation de Pearson.

INTRODUCTION

Selon la classification de (Sieburth et al. 1978), le microzooplancton est un groupe d'organismes hétérotrophes et mixotrophes, de 20-200 μm de taille, qui comprend de nombreux protistes, tels que les Ciliés (Zaitsev. 1971), les dinoflagellés hétérotrophes qui sont très abondants dans les échantillons neustoniques (Hardy. 1973), ainsi que les petits métazoaires tels que les nauplii de copépodes et certains copépodites. Traditionnellement, les microzooplanctontes ont été relégués au rang des contributeurs secondaires lors de la description de la dynamique des écosystèmes marins, en particulier ceux des eaux de production. En fait, les études récentes indiquent que les quelques Dinoflagellés et les Ciliés ont un rôle importants dans les cycles géochimiques des éléments bioactifs marins (Sherr et Sherr, 2002; Calbet et Landry, 2004). Les microzooplanctontes occupent une position clé dans les réseaux trophiques marins : comme grands consommateurs de la production primaire, (Calbet et Landry, 2004) ; comme intermédiaires entre producteurs primaires et les copépodes (Gifford, 1991; Calbet et Saiz, 2005) et en tant que composantes essentielles de la boucle microbienne (Azam et al., 1983; Sherr et Sherr, 2002). Les Protozoaires microzooplanctoniques consomment préférentiellement du phytoplancton mais se nourrissent également de petits Flagellés (J.H Hecq ET A. Goffart, 2007).

Un écosystème pélagique est caractérisé par l'existence d'un réseau trophique au sein duquel la production primaire, source d'oxygène essentielle pour les organismes hétérotrophes, est assurée par le phytoplancton. Or la succession saisonnière et les variations interannuelles ou spatiales du plancton en général sont fonction de facteurs de régulation (facteurs de contrôle) de nature physicochimique (température, salinité et les éléments nutritifs) et/ou biologique (chaîne alimentaire) Mc QUEEN *et al.* (1986).

Il paraît nécessaire d'étudier, en conditions naturelles, la composition spécifique et la dynamique temporelle des populations microzooplanctoniques en relation avec les facteurs environnementaux. Il est important de souligner que les microorganismes aquatiques de très petite taille (<100 μm) forment la majeure partie de la biomasse vivante (> 90%) en milieu marin en général (Psarra et al.2005) et jouent un rôle clé dans le fonctionnement des écosystèmes marins. Certains travaux précédents réalisés sur les côtes algériennes par Vitiello (1964) qui a établi une liste faunistique des Tintinnides (Ciliés) dans une station au niveau de la Baie d' Alger, Ounissi & Frehi (1999) qui ont examiné le microplancton dans le golfe d'Annaba en établissant une liste des principales espèces de Tintinnides de cette région. Ainsi que Touahria et al ont étudié le phytoplancton et les ciliés à Tamentefoust et à Sidi fredj en 2006 et dans la baie de Bou Ismail en 2007. En outre Touahria & Seridji. (2010) ont actualisé la liste des espèces de Tintinnides de la Baie d'Alger et de la région de Bejaia. Ainsi, des travaux réalisés dans les eaux marines de la

région centre sur la composition du phytoplancton tel que les Dinoflagellés : Lalami-Taleb. (1971) et Illoul. (1991).

Le présent travail comporte d'une part, une étude qualitative qui considère la composition spécifique des populations et d'autre part, la répartition spatio-temporelle de la communauté microzooplanctonique en relation avec la variabilité environnementale au niveau de notre zone d'étude à Ain Tagourait (baie de Bou Ismail) durant les périodes d'échantillonnages (Janvier 2010, Mars 2010, Mai 2010, Juillet 2010, Novembre 2010, janvier 2011 et Mai 2011). Afin d'obtenir des résultats objectifs:

- Identifier, quantifier et caractériser des principaux groupes qui contribuent à la communauté microzooplanctonique.
- Etudier la distribution spatio-temporelle du microzooplancton. Cette étude sera corrélée aux facteurs environnementaux.
- Etudier la variation saisonnier de la composition et de la diversité du peuplement microzooplanctonique en relation avec la température et la disponibilité des éléments nutritifs, de la biomasse phytoplanctonique (teneur en chlorophylle *a*) au niveau de notre zone d'étude.

Cette contribution, représente une des thématiques du projet de recherche de l'équipe Ecosystème Pélagique du Laboratoire d'Océanographie Biologique et de l'Environnement Marin (LOBEM) de la Faculté des Sciences Biologiques de l'Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumédiène.

GENERALITES

1. Les caractéristiques des côtes Algériennes

1.1. La zone côtière en générale

L'Algérie dispose d'un littoral d'environ de 1280 Km, il s'étend de 0° W jusqu'à 9° E. La caractéristique principale de ces côtes est pratiquement l'absence d'un plateau continental. Le talus continental est très étroit ; sa largeur est d'environ 10 milles marins. Les fonds de 100 m sont situés à moins de 5 milles marins des côtes. Cependant le golfe d'Arzew à l'Ouest et celui de d'Annaba à l'Est, le talus en pente douce s'étale sur une grande distance. (SERIDJI R., 2000)

1.2. Hydrologie

La côte Algérienne est le siège de la circulation cyclonique de l'eau Atlantique qui pénètre à partir du détroit de Gibraltar. Au fur et à mesure de sa progression vers l'Est. Cette masse d'eau perd ses caractéristiques initiales (basse salinité < 36) et prend la dénomination de l'eau atlantique modifiée (Benzohra, 1993). Elle s'étend entre 0 et 150 m d'immersion. Elle est identifiée en surface par une salinité inférieure à 36.6 (Hafferssas & al, 2010).

Le long des côtes algériennes, le courant Atlantique circule à l'Est en Ouest d'abord plus stable avec de nombreux méandres puis à partir de 1°E il devient instable sous forme de tourbillons cycloniques et anticycloniques sur les bords occidental desquels sont associés à des upwellings (Millot, 1987; Millot, 1993; Benzohra, 1993) (Figure 1). Ces derniers favorisent une forte production biologique qui augmente les capacités trophiques du milieu.

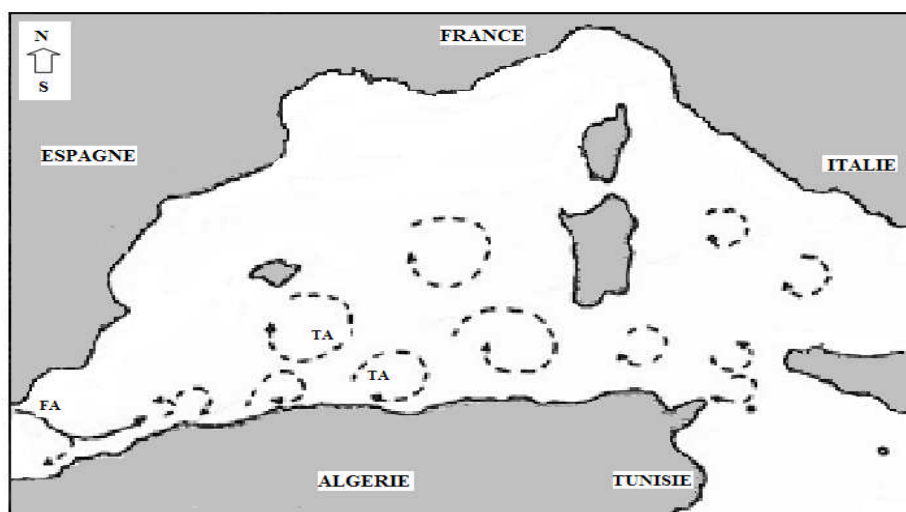


Figure 1. Circulation de l'eau atlantique modifiée le long des côtes algériennes

(FA = Flux Atlantique; TA = Tourbillon Anticyclonique) (Millot, 1985)

1.3. La baie de Bou Ismail

➤ Situation géographique

La baie de Bou Ismail est située à l'ouest d'Alger entre 2° 20' E et 2° 55' E, elle est située entre le massif du Chenoua à l'ouest et le massif de La Bouzaréah à l'est. Couvrant une superficie de 350 Km². L'ouverture de la baie est de l'ordre de 40 Km, elle est orientée du sud Est au Nord Est (Dagorne, 1973).

➤ Topographie de la baie

Le plateau continental est, d'une manière générale, très étroit selon Vaissiere et Fredj (1963). La limite la plus extrême du plateau continental au niveau du mont Chenoua atteint 7 milles. Ainsi la surface du plateau continental de la baie de Bou Ismail est de 509 Km² (Chavance et Girardin, 1986). Le plateau continental est caractérisé par une faible déclinaison de l'ordre 1% (Asso, 1982); sa déclivité augmente après la première rupture de pente (-120 m) marquant la limite de ce plateau, au-delà la décroissance est également régulière avec une pente plus forte (plus de 1 %) (Leclair, 1972 in Bakalem, 2008).

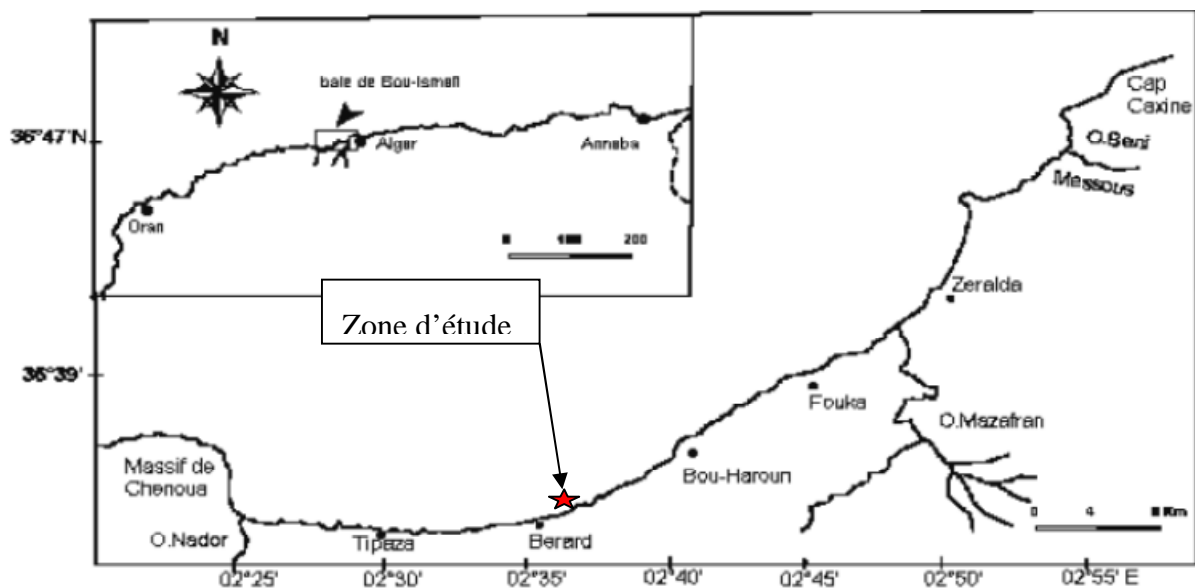


Figure 2: Baie de Bou Ismail, localisation de la zone d'étude. (Houma.F. 2007)

Cette baie peut être divisée en quatre zones géographiques (Figure 2) (Bakalem.2008):

- la baie d'El Djamila limitée à l'est par Ras Acrata et à l'ouest par la presqu'île de Sidi Fredj. Au niveau de cette baie débouche l'oued Beni Messous ;
- le secteur Sidi Fredj - Oued Mazafran, constitué de plage de sables fins sur environ 12 km ;

- une côte rocheuse, faisant suite au secteur ci-dessus, longue de 30 km dont la limite à l'ouest est Tipaza ;

- la baie du Chenoua débute à partir de Tipaza ; elle est bordée dans sa partie ouest par le massif du Chenoua. L'Oued Nador se jette dans cette baie.

Les deux premières zones constituent le secteur Est et les deux dernières le secteur Ouest.

1.3.1. Principales caractéristiques des facteurs du milieu

➤ Température

La température de l'eau est un facteur prépondérant dans la vie des organismes marins. Elle contribue de façon importante à la distribution géographique des espèces marines. Elle détermine les périodes de migrations et de reproduction et bien d'autres facteurs éthologiques et physiologiques, surtout chez les espèces pélagiques.

La température des eaux superficielles de la baie fluctue en fonction des échanges atmosphère-mer, elle est de l'ordre de 21° à 27°C en moyenne. (Mouhoub, 1986) situés les maxima de la température superficielle d'août à octobre et les minima de la température superficielle de février à mars. Les eaux profondes, resteraient (Mouhoub, 1986) relativement stables.

➤ Salinité

Selon Bakalem (2008) la salinité des eaux de surface en été présente une certaine homogénéité à l'échelle de l'ensemble de la baie ; les valeurs notées sont entre 37,08 et 37,68. Les salinités des eaux de fond proche du rivage sont en général identiques à celles de surface, excepté à proximité des embouchures des oueds Nador et Mazafran où les valeurs sont plus faibles (36,68 à 36,98) d'où l'influence de ces oueds sur le milieu marin.

➤ Régime des vents

Le vent est une des forces physiques régissant les courants et les houles. La baie de Bouismail est caractérisée par une périodicité des vents qui se traduit par une prédominance des vents d'Ouest en hiver et printemps induisant des houles de grandes amplitudes et des vents d'Est en été et début automne avec de faibles amplitudes (Asso,1982). La vitesse des vents les plus fréquents est comprise entre 3 à 5 m/s. Les vents les plus violents sont issus du secteur ouest (Bakalem,2008).

➤ **Houles**

Les houles présentent des variations saisonnières très nettes :

- * en hiver, les houles dominantes sont de direction ouest et nord-ouest. Ces houles arrivent perpendiculairement à la côte et quelle que soit la morphologie de fonds elles engendrent une remise en suspension des éléments fins du sédiment ;
- * en été, les houles dominantes sont de direction nord et nord-est. Ces houles ont une direction presque tangente à la côte, cela induit une dérive littorale de l'est vers l'ouest qui étale le sédiment sur le fond ou l'achemine vers les régions situées à l'ouest (Leclaire, 1972).

➤ **Oueds - Apports terrigènes**

Les principaux oueds qui se jettent en baie de Bou Ismail sont l'oued Nador, l'oued Mazafran et l'oued Beni Messous. Pour l'oued Mazafran, le débit solide est estimé entre 1400 et 1800 t/km², et le débit liquide à 43.8 millions m³/an (Grovel, 1961). La quantité d'apports en suspension véhiculée par l'oued Mazafran varie considérablement dans le temps en fonction du régime hydrologique de l'oued; les valeurs élevées (jusqu'à 6 mg/l) des matières en suspensions (M.E.S) sont notées en octobre, dans la zone côtière ; lors de la crue de janvier 1980, la charge maximale était de 15.5 mg/l (Ait Kaci et Pauc, 1981, 1983b).

➤ **Plancton**

Le courant de surface d'origine atlantique apporte aux côtes Algérienne une fertilité supérieure à celle des eaux de surface purement méditerranéennes (Bernard, 1970 in Aid, 1981).

Lalami-Taleb (1970) montre l'existence d'un cycle saisonnier du plancton :

- une poussée printanière très précoce, riche en coccolithophoridés, diatomées et dinoflagellés.
- Une poussée automnale moins étendue et moins riche quantitativement par rapport à la poussée printanière.

2. Description de la zone d'étude

Notre étude a été menée au niveau d'une ferme aquacole de mytiliculture, ce site fait parti de la troisième zone (côte rocheuse) de la baie de Bou Ismail (Bakalem, 2008) qui se situe à quelque kilomètres à l'Est de la ville de Ain Tagourait (Berard) (Figure 2&3). La prise des

échantillons couvre la période allant de Janvier 2010 à Juin 2011. Elle a été effectuée à un rythme trimestriel. Le site d'échantillonnage a été choisi dans la zone pélagique aux coordonnées suivantes : (36°36'44) de latitude Nord et (2°37'28) de longitude Est. Les différentes dates de nos sorties en mer et les d'échantillons collectés sont repris dans l'Annexe 4



Figure 3: Baie de Bou Ismail, Localisation du site d'étude.

3. Généralités sur les communautés microzooplanctoniques

Ces organismes de taille inférieure à 200 μm font actuellement l'objet d'un d'intérêt croissant en raison de leur position dans le réseau trophique et la boucle microbienne, responsables de la régénération de la matière organique en période de forte limitation en nutriments. De manière générale, le microzooplancton est le maillon indispensable entre le pico- et le nanoplancton et le mésozooplancton, en milieu oligotrophe.

En toute logique, il y aurait lieu de distinguer le nanozooplancton de taille inférieure à 20 μm et le microzooplancton *sensu stricto*, supérieur à 20 μm . En pratique, la distinction entre nano- et microzooplancton est un peu difficile car certains groupes fonctionnels peuvent présenter des tailles variant de 2 à 200 μm et même plus. Le nanozooplancton se compose essentiellement de nanoflagellés hétérotrophes. Le nanozooplancton se nourrit largement de bactéries et de picophytoplancton et alimente le microzooplancton en général (J.H Hecq et A. Goffart, 2007).

Le microzooplancton est un groupe d'organismes hétérotrophes et mixotrophes, comprend des Protozoaires tel que les Ciliés (Zaitsev, 1971), des Dinoflagellés hétérotrophes et des métazoaires tels que les nauplii de Copépodes, certains copépodites et les larves meroplanctoniques. Les Protozoaires microzooplanctoniques consomment préférentiellement du phytoplancton mais se nourrissent également de petits Flagellés. De nombreux exemples de régimes omnivores ou carnivores existent également au sein de ces organismes. Enfin, une certaine compétition existe entre les Ciliés (microzooplanctoniques) et les Copépodes (mésozooplanctoniques) pour la nourriture nanoplanctonique (J.H Hecq et A. Goffart, 2007).

3.1. Les principaux groupes microzooplanctoniques

3.1.1. Les Ciliés

Les eucaryotes unicellulaires ont un rôle non négligeable dans ces environnements particuliers. Parmi ces organismes, les ciliés sont des protozoaires et constituent une fraction numérique importante du microzooplancton où ils peuvent représenter de 50 à 80% du nombre total des organismes zooplanctoniques de taille inférieurs à 200 μm . La richesse des ciliés (environ 7200 espèces), leur grande diversité morphologique et écologique, leur adaptation aux conditions naturelles, leur taille, leur taux de reproduction et leur facilité d'utilisation faite des organismes particulièrement utiles pour résoudre les problèmes de la recherche biologique (Corliss, 1978a) et environnementale. Ils sont considérés comme des clés d'étude idéale pour nombreuses analyses avancées de la biologie cellulaire, génétique et biophysique.

Les ciliés sont des cellules complexes avec des morphologies variées en fonction de l'espèce, ils sont divisés en deux groupes :

➤ **Ciliés loriqués** : construisent une (lorica) en forme de cloche ou cupule dans laquelle ils peuvent se rétracter. Ces organismes portent de nombreux cils locomoteurs, agglutinés en lamelles souples, insérées en spirale sur la partie postérieure de l'espèce. C'est le cas des tintinnides, constituant la majeure partie du microzooplancton dans les environnements marins (Beers et Stewart, 1967; Beers, 1982; Beers et *al.*, 1982; Sanders, 1987; Kamiyama, 1994; Uye et *al.*, 1996). Ils jouent un rôle important dans la chaîne alimentaire marine (Cariou et *al.*, 1999). Ils sont non cosmopolites (Pierce et Turner, 1993). Leur identification est basée sur la morphologie de lorica (Gold et Morales, 1976; Corliss, 1979; Davis, 1981; Laval-Peuto, 1983; Cariou et *al.*, 1999; Dolan, 2000; Dolan et Gallegos, 2001; Dolan et *al.*, 2002) et il existe une relation étroite d'une part, entre la diversité morphologique des tintinnides et la diversité phytoplanctonique, et d'autre part, entre le

diamètre de la lorica et les proies ingérées (Dolan et *al.*, 2002). Parmi les principaux genres citons des formes abondantes dans le site d'étude : *Tintinopsis*, *Aconthostomella*.

- **Ciliés aloriqués** : c'est-à-dire nus, dépourvus de la thèque et les cils sont regroupés en couronne apicale (exemple : *Laoboea sp*, *Strobilidium sp*). La mixotrophie est fréquente chez les Ciliés. Ainsi, le Cilié *Mesodinium rubrum* contient de nombreux chloroplastes venant apparemment de Cryptomonades et possède un cône buccal réduit.

Il existe d'autres genres de ciliés planctoniques marins pouvant inclure des plastides provenant de Diatomées.

3.1.1.1. Classification des Ciliés

Nous avons choisi, dans ce travail d'utiliser la classification du Phylum Ciliophora, jusqu'au genre, révisé par (Denis Lynn.2002). (Annexe1)

3.1.2. Les Dinoflagellés

Les Dinoflagellés, ou Péridiniens, sont des organismes principalement unicellulaires, à noyau dépourvu d'histones, à chromosomes demeurant condensés pendant tout le cycle de division cellulaire, et dont au moins un des stades de développement est constitué par une cellule portant deux flagelles caractéristiques (J.H Hecq et A. Goffart, 2007). Tout comme chez les ciliés et chez d'autres groupes voisins de protistes, la cellule présente près de sa périphérie une couche de vésicules. Chez les Dinoflagellés, ces vésicules renferment habituellement des plaques cellulosiques arrangées de manière régulière. C'est sur la disposition de ces plaques, appelée «tabulation », qu'est principalement fondée l'étude des relations phylogénétiques au sein du groupe. Chez les Dinoflagellés, environ la moitié des espèces sont photosynthétiques, d'autres sont hétérotrophes, tandis que certaines présentent les deux modes de nutrition (J.H Hecq et A. Goffart, 2007); il est donc futile d'essayer de ranger d'autres, communément appelés zooxanthelles, vivant en symbiose dans les tissus mous d'invertébrés tels que les coraux et confèrent à ces animaux leurs couleurs vives. Les Dinoflagellés affichent aujourd'hui la plus grande diversité dans les zones de plateau continental, mais ils sont également présents en plein océan et en eau douce. Certaines espèces sont parasites, alors que d'autres dinoflagellés ont une grande importance économique, car ils se situent à la base (premier maillon) ou près de la base (deuxième maillon) de la chaîne alimentaire. Ils sont en

outre les principaux agents de l'intoxication paralysante transmise par les coquillages et de phénomènes toxiques semblables (marées rouges).

Métaboliquement, les Dinoflagellés sont très versatiles. Certaines espèces peuvent être hétérotrophes, sont dépourvus de pigments photosynthétiques et se nourrissent par prédation, on observe aussi certaines espèces mixotrophes, alternativement auto- et hétérotrophes selon les conditions du milieu. Ils se rangent donc dans le microzooplancton. Les plus connus sont représentés dans les groupes suivant :

- **Les Prorocentrales** (*Prorocentrum*) se présentent sous forme de cellules ovoïdes ou lancéolées avec des flagelles en position apicale et peu différenciés.
- **Les Dinophysiales** (*Dinophysis*) ont deux flagelles correspondant à des sillons bien marqués. Leurs thèques sont bivalves et possèdent des collerettes ou ailerons le long des sillons.
- **Les Péridiniales** sont armées de plaques ou de thèques celluloseuses et regroupent des formes telles que *Gonyaulax*, *Alexandrium*, *Protoberidinium*, possédant une thèque avec expansions de petite taille et les *Ceratium*, dont la thèque celluloseuse est épaisse et ornée généralement de trois cornes de grande taille, une apicale et deux postérieures. Citons l'espèce la plus fréquente: *C. furca*.
- **Les Noctilucales et les Gymnodiniales** sont des formes nues seulement entourées de la membrane périplastique telles que *Kofoidinium* et *gymnodinium* . Certains Noctilucales sont hautement toxiques pour les poissons et les mollusques et présentent un danger pour la mariculture. *Noctiluca scintillans* est une Noctilucales luminescente des régions côtières.

3.1.2.1. Classification des dinoflagellés

Nous avons utilisé la classification des Dinoflagellés, jusqu'au genre (R.Tomas, 1997).

(Annexe.1)

3.2. Les eaux colorées

Ce sont des phénomènes entièrement naturels dont le développement est généralement dépendant du changement de la structure de la colonne d'eau, de la turbulence et de la stratification thermique et haline (Delgado et al., 1990; Delmas et al., 1992; Giacobbe et al., 1995). Au cours de ces deux dernières décades, les eaux rouges comme les épisodes phytoplanctonique néfastes sont en expansion tant par leur nombre que par leur fréquence et

intensité (Hallegreff, 1993). (Hallagreauff 1998) aligne les efflorescences phytoplanctonique aux spécificités écologiques des espèces et leurs comportements biologiques. Selon Sournia (1995), sur les 6000 espèces recensées environ 200 sont susceptibles de former des eaux colorées ce qui représente 5,5 à 6,7 % de la microflore algale des océans. Certaines eaux colorées peuvent être nocives à la santé humaine, notamment quand il s'agit de dinoflagellés toxiques (Yasumoto, 1990; Baden et Trainer, 1993; Geohab, 2003). Les efflorescences d'algues toxiques a été décrites aussi en Méditerranée (Honsell et al., 1995; Vila et al., 2001). Dans la baie de Bou Ismail, au moment de notre premier prélèvement, avec M. TOUHRIA on a observés ce phénomène des eaux colorées particulier engendré par des algues phytoplanctoniques. L'espèce phytoplanctonique responsable de ce bloom était d'ordre des Noctilucales : *Kofoidinium* et en particulier *Noctiluca sintilins*.

4. Les éléments nutritifs

Les sels nutritifs sont des constituants minéraux dissous dans l'eau de mer et impliqués dans le métabolisme des êtres vivants. Ils se situent donc à l'interface physico-biologie, ce qui rend leur étude doublement intéressante puisqu'ils peuvent être utilisés à la fois comme traceurs de masse d'eau (dans une optique physique) ou comme indicateurs de richesse potentielle (dans une optique biologique). Ce double intérêt présente malheureusement un revers : l'interprétation de leur distribution s'avère complexe, surtout dans les eaux superficielles où les phénomènes biologiques et physiques présentent des variations à court terme que, bien souvent, la maille insuffisante de la grille d'échantillonnage ne permet pas de discerner.

Ces éléments nutritifs s'appliquent traditionnellement à plusieurs formes de composés minéraux qui sont, pour l'azote : les ions nitrate, nitrite, ammonium ; pour le phosphore, l'ion orthophosphate et pour le silicium l'ion silicate.

Dans le milieu océanique, leur rôle réside dans leur disponibilité dans les eaux de surface en tant que substances nutritionnelles. Ils forment un substrat chimique très important pour le phytoplancton, premier maillon de la chaîne alimentaire marine. De ce fait, la richesse des eaux marines en sels nutritifs est un signe de leur fertilité. Et ils conditionnent étroitement le fonctionnement biologique de l'écosystème des eaux de surface.

Les nutriments pris en compte dans notre étude sont : l'azote, le phosphore, et la silice.

4.1. L'azote.

Le cycle de l'azote se distingue de celui du phosphore par la présence d'azote gazeux dans l'air, qui peut se solubiliser dans le milieu aquatique. L'azote se trouve dans la nature sous plusieurs formes chimiques, ces formes chimiques sont en majorité biodisponibles.

On distingue les formes non organiques, directement assimilables par les organismes autotrophes, et les formes organiques utilisables uniquement par les organismes hétérotrophes.

Dans le milieu aquatique on rencontre deux formes azotées inorganiques abondantes : l'azote nitrique (NO_3^-) et l'azote ammoniacal (NH_4^+), et une forme plus rare qui est l'azote nitreux (NO_2^-). L'azote inorganique peut, en fonction de la variation des paramètres du milieu, se retrouver sous ces différentes formes qui sont toutes réversibles. Dans un milieu normalement oxygéné, le cycle de l'azote consiste en une oxydation de l'ammonium pour aboutir à la formation de nitrates.

La forme nitrite est une forme intermédiaire qui ne se maintient que dans les milieux où il y a un déficit en oxygène. Elle se forme par oxydation de l'ammonium, ou par dénitrification bactérienne anaérobie de l'azote (Seitzinger, 1988). Dans des eaux normalement oxygénées elle est mesurée à des concentrations de quelques dizaines de micro moles par litre. Ce n'est pas à proprement parler un élément nutritif pour le phytoplancton, mais elle est transformable dans l'une ou l'autre des formes inorganiques directement assimilables.

L'ammonium est la source azotée la plus utilisée par les algues. Son absence peut inhiber la croissance de certaines espèces (Suttle et Harrison, 1988).

Les carences en azote provoquent d'importantes baisses de productivité, et une baisse de la concentration intracellulaire en chlorophylle chez les algues; cependant, des cas d'adaptation génétique aux faibles concentrations en azote, ont été signalées dans les océans (Kirk, 1986).

Les formes dosées au cours de notre étude sont les suivantes:

-l'azote nitrique NO_3^-

-l'azote nitreux NO_2^-

-l'azote ammoniacal NH_4^+

4.2. Phosphore

Le phosphore est présent dans le milieu aquatique sous des formes dissoutes et particulières.

Les formes dissoutes sont assimilables soit directement par le phytoplancton (orthophosphates). Cette fraction dissoute représente la source de phosphore disponible la plus importante pour les organismes aquatiques.

Les formes particulières, majoritaires, sont constituées de composés plus ou moins dégradables et donc, susceptibles de se retrouver sous une forme dissoute à plus ou moins brève échéance. Ainsi, le phosphore organique particulière est une source potentielle de phosphore, alors que le phosphore inorganique est pratiquement insoluble dans les eaux et donc non démobilisable.

L'absence de phosphore dissous lors d'un prélèvement ne signifie pas obligatoirement une limitation du développement phytoplanctonique. En effet, les algues possèdent la capacité de stocker du phosphore dans leurs cellules (Capblancq et al ; 1982). Cette consommation de luxe constituera une réserve de phosphore remobilisable par l'algue en cas de pénurie. Les sédiments jouent le rôle de réservoir à nutriments pour les organismes aquatiques (Carlton et Wetzel, 1988). De très nombreux travaux traitent du relargage de phosphore à partir des sédiments dont les flux peuvent atteindre 50 mgP/m²/jour conditions aérobies (Golterman, 1988).

4.3. La silice

Cet élément, d'origine essentiellement érosive (Goltermann, 1975) n'est pas à proprement parler un nutriment, mais sa présence est indispensable à la croissance des Diatomées, souvent très nombreuses en rivière et qui l'utilisent pour élaborer leur test "squelette" siliceux. (Jørgensen, 1957), a montré l'absence de croissance des Diatomées pour des concentrations de 85 µgSiO₂/l, qui est considéré comme un seuil limitant la croissance de ces algues

Le pouvoir d'assimilation et de concentration de la silice par les Diatomées est remarquable, les travaux de (Dauta, 1982) montrent que les concentrations internes peuvent être 250 fois plus élevées que dans le milieu externe. Cette concentration intracellulaire varie suivant les espèces et le milieu étudié; elle sera, par exemple, plus élevée chez les espèces limniques que chez les espèces marines (Conley et Kilham, 1989).

4.4. Le rapport N/P

En 1934, Redfield avait observé que, quelles que soient les concentrations, il existait un apport sensiblement constant entre le contenu en nitrate et en phosphate des eaux de mer, que ces éléments étaient apparemment extraits du milieu ambiant par le plancton dans les proportions où ils se trouvaient et qu'ils retournaient en solution simultanément à la mort des organismes. Ces vues se trouvaient confortées et précisées en 1940, par les analyses de plancton réalisées par Flemming, analyses montrant que le plancton marin possédait un apport N/P voisin de 16/1.

Mais c'est surtout un article publié en 1963 par Redfield, Ketchum et Richards qui a contribué à populariser le concept de Redfield dans la communauté des océanographes.

L'activité biologique des organismes doit donc modifier la teneur en azote et en phosphore des eaux de mer selon les proportions : $\Delta P/\Delta N = 1/16$

Le rapport entre phosphate et nitrate étant le même dans l'eau de mer et dans le plancton, soit $P/N \approx 16$, il s'ensuit que le prélèvement ou la restitution de nutriments dans un rapport $\Delta P/\Delta N \approx 16$ ne modifie pas la valeur de ce rapport.

MATERIELS & METHODES

1. Matériels

1.1. Prélèvements

Notre comptage du microzooplancton de la zone d'étude a été réalisé à partir d'échantillons d'eau brute, obtenus à l'aide d'une bouteille de Niskin de 5 litres permettant d'obtenir les échantillons aux cinq profondeurs (0m, 5m, 10m, 15m et 20m) d'une colonne d'eau de 30 à 35 m de profondeur qui correspondent toujours à une station euphotique (c'est-à-dire la strate de la colonne d'eau dans laquelle les algues reçoivent plus de 1% de la lumière nécessaire à leur activité photosynthétique) qui se situe dans une ferme aquacole de mytiliculture.

1.2. Fixation

Les échantillons d'eau ont été fixés avec du lugol, ce dernier est un réactif iodo-ioduré qui assure la conservation du microzooplancton et alourdit les cellules. Par conséquent, leur sédimentation devient plus facile. Ce réactif colore également l'amidon des cellules. Il rend leur identification plus aisée.

2. Méthode d'étude

2.1. Analyse des échantillons

Le traitement de l'échantillon a débuté par une agitation modérée afin de remettre en suspension les organismes microzooplanctoniques. Ainsi on assure leur répartition homogène dans le pilulier de prélèvement de 150 ml. Un sous-échantillon de 25 ml est versé dans un cylindre surmontant une chambre de sédimentation (Chambre de Kolkitz) et laissé pendant 24 heures à l'abri de la lumière et de la chaleur (Hasle 1978). Ce laps de temps permet d'être sûr que les microzooplanctons, même les plus légères, vont sédimenter au fond de la cuve (Nielsen 1933). Par la suite, on a glissé la partie cylindrique sur le côté de la chambre pour la remplacer par une lamelle de couverture en verre. Enfin, la lame a été déposée sur le microscope inversé de type ZEISS ©. On évite, par conséquent la re-suspension des organismes.

L'identification et le comptage des espèces microzooplanctoniques, ont été réalisées sur plusieurs bandes diamétrales en utilisant l'objectif 40x (oculaire 10x). Pour les espèces les plus grandes et les moins bien représentées on a utilisé l'objectif 20x. Au moyen d'un appareil numérique, l'acquisition des photographies a été faite. Toutes les cellules ont été dénombrées et quasiment identifiées au long du balayage de la lame entière. Nous avons, par la suite procéder au calcul du nombre de cellules par litre.

Connaissant le volume d'eau sédimenté (V), le nombre d'organismes par litre (N) est

$$\text{égal à : } \quad = \quad = \frac{*}{\quad}$$

N' (nombre de cellules par 150 ml) est égal à N (nombre de cellules par litre), car le nombre de cellules sédimentées dans un litre est récupéré dans un volume de 150 ml. où n représente le nombre de cellules comptées.

Durant la manipulation, plusieurs sources d'erreurs potentielles pourraient existées.

- les organismes ne sont pas forcément répartis de manière homogène dans la colonne d'eau. De ce fait, l'erreur faite lors de la récolte de l'eau est très variable selon la répartition du microzooplancton. L'échantillonnage discret rend difficile la mesure de cette erreur (Sournia, 1979).
- lors de la prise de l'échantillon, le contenu de la bouteille de prélèvement peut ne pas être complètement homogène. Il se peut que certains organismes se soient agglomérés dans certaines parties du container. Ayant choisi de dénombrer les unités cellulaires, qu'elles soient individualisées ou coloniales, un mauvais brassage de la bouteille, la flottaison de certaines espèces peuvent entraîner une sous estimation de certaines espèces (Sournia, 1979).
- les échanges thermiques entre la chambre de sédimentation et le milieu ambiant peuvent provoquer, durant la sédimentation des perturbations à l'intérieur de la cuvette. Il en résulte, une distribution hétérogène des organismes au fond de la chambre. Généralement, ces derniers ont tendance à se déposer, en plus grand nombre, à la périphérie de la cuvette (Sournia, 1979).

3. Etude des paramètres abiotiques

3.1. Température

Les températures des eaux de la zone d'étude (Ain Tagourait) ont été relevés à l'aide d'un thermomètre électronique en degré Celsius (°C) . Les valeurs sont issues par paliers de 5 mètres de la surface jusqu'à 20 mètres d'immersion.

3.2. Dosage des éléments nutritifs

3.2.1. Principe :

Le principe de dosage des sels nutritifs est basé sur la formation de complexes spécifiques colorés. L'absorption de l'énergie lumineuse à une certaine longueur d'onde (λ) est directement proportionnelle à la concentration du sel nutritif à doser. ()

La quantité de lumière absorbée par la solution, appelée absorbance (A) ou densité optique (D.O), obéit à la loi de Beer-Lambert.

$$\mathbf{D.O = A = \log (I_0 / I) = \lambda.L.C}$$

I₀ et I : intensité lumineuse incidente et émergente du milieu absorbant respectivement.

λ : coefficient d'extinction molaire (fonction de la température et la longueur d'onde).

L : longueur du milieu traversé exprimé en centimètre.

C : concentration de la solution absorbante exprimée en moles par litre.

A et D.O : absorbance et densité optique de la solution respectivement.

3.2.2. Mode opératoire :

On s'intéresse au dosage des sels nutritifs : ammonium, nitrites, nitrates, ortho-phosphates et silicium dissout. L'analyse est faite par la méthode de colorimétrie à flux continu sur chaîne automatisée SKALAR (Auto-Analyzer SAN PLUS). Cette technique est basée sur le protocole décrit par le concepteur (SKALAR, 1998). Cet analyseur automatique est composé de 3 éléments :

- un échantillonneur qui permet d'aspirer les échantillons, une cassette où se déroule le développement des complexes colorés et le spectrophotomètre proprement dit.

4. Etude des paramètres biotiques

4.1. Extraction et Dosage de la chlorophylle *a*

Le dosage de la chlorophylle *a* mérite une attention particulière, en raison de l'importance de ce pigment dans la photosynthèse. En effet, la chl *a* est le seul pigment capable de produire de l'énergie chimique, nécessaire à la fixation du carbone, à partir de l'énergie lumineuse.

En absence d'un capteur de chlorophylle in situ, les échantillons d'eau ont été prélevés dans des flacons de 250 ml. Ils ont été transportés dans un milieu réfrigéré et à l'obscurité jusqu'au laboratoire. La filtration a été réalisée dans les 6 heures qui suivent le prélèvement, après homogénéisation de l'échantillon, afin de jauger la quantité appropriée pour la filtration. Cette dernière a été réalisée à partir d'un filtre en fibres de verre Whatman GF/F (porosité 0,7 µm). Le volume filtré a été noté pour chaque échantillon. Suite à la filtration, chaque filtre a été placé dans un tube à centrifugation de 15 ml. Il est maintenu à l'obscurité et ce content 10 ml d'acétone 90%, pendant 24 heures. Le béccher a alors été placé dans un bac à ultrasons à l'obscurité pendant 20 minutes à une température ambiante, puis laissé au repos pendant 10 min. Cette opération est nécessaire (briser les cellules et extraire les pigments). Il est centrifugé à une vitesse de 2600 tours par 15 minutes. L'extrait pigmentaire a été placé dans une cuve en quartz. La lecture se fait au spectrophotomètre à 750 nm et à 665 nm. Au terme de la lecture, de l'acide chlorhydrique a été ajouté directement dans la cuve. On fait par la suite, une seconde lecture. Notons que le blanc a été fait avec de l'acétone 90% en fonction changement de la longueur d'onde.

La méthode de calcul de la concentration pigmentaire utilisée est celle de Lorenzen (1967). La concentration en chlorophylle *a*, exprimée en µg.l⁻¹, dans l'échantillon d'eau analysé a été calculée selon l'équation suivante :

$$[C] = \frac{27}{L} * [(A_{0665} - A_{0750}) - (A_{a665} - A_{a750})] * \frac{V}{V_0}$$

où :

A_{0 665} et A_{0 750} sont respectivement les absorbances à 665 nm et 750 nm avant acidification

A_{a 665} et A_{a 750} sont respectivement les absorbances à 665 nm et 750 nm après acidification

v est le volume de solvant initial (en millilitres) utilisé pour l'extraction

V est le volume d'eau filtré (en litres)

L est le parcours optique de la cuve utilisée (en centimètres)

27 : est un facteur déterminé expérimentalement

4.2. Etude des peuplements microzooplanctoniques

Les peuplements microzooplanctoniques ont été étudiés selon divers aspects :

Quantitatif par le calcul de la richesse spécifique issue de chaque relevé ;

Quantitatif par l'évaluation de leurs abondances par unité de volume

Structural par les calculs des indices de diversité spécifique de Shannon et de Pielou et complète par le tracé des diagrammes rangs fréquences

Enfin, pour une meilleure interprétation et analyse des résultats, plusieurs traitements statistique multi variés ont été appliqués (analyse en composantes principales, analyse factorielle des correspondances, analyse hiérarchique ascendante).

4.2.1. Richesse spécifique

La richesse spécifique (S) d'une communauté est exprimée par le nombre total des espèces observées.

4.2.2. Indice de diversité de Shannon Weaver (H')

L'évaluation de la diversité spécifique nous permet de caractériser la structure d'un écosystème. Elle indique ainsi l'état de maturité d'un peuplement (Travers, 1971). En effet, plus cet indice est élevé, plus le peuplement est stable ; c'est-à-dire qu'il n'est pas soumis aux facteurs de pollution ou de stress (Omori et Ikeda, 1984).

Les valeurs de l'indice de diversité spécifique de shannon (H) varient entre 0 et 4,5 bits par individus (Frontier, 1985)

Il est exprimé par l'équation suivante :

$$H' = - \sum ((N_i / N) * \log_2 (N_i / N))$$

N_i : nombre d'individus d'une espèce donnée, i allant de 1 à S (nombre total d'espèces).

N : nombre total d'individus.

L'indice de Shannon est souvent accompagné de l'indice d'équitabilité de Piélu (1966).

4.2.3. Indice de Pielou

L'indice d'équitabilité (E) est un rapport entre la diversité spécifique d'un relevé (H') et sa diversité maximale théorique (H'max), pouvant être obtenue avec le même nombre de taxons (Frontier et Pichod-Viale, 1993). Il varie de 0 (quand une espèce domine tout le peuplement) à 1 (quand les espèces sont équi-abondantes)

Selon Pielou (1975) et (Frontier 1985), l'indice est exprimé par:

$$E=H'/\log_2S$$

Avec H' : l'indice de diversité spécifique;

S: Nombre des espèces dans l'échantillon.

4.2.4. Diagramme Rang-Fréquence (DRF).

Le diagramme Rang-Fréquence (Fig.5) permet de visualiser par ordre décroissant, la distribution des fréquences ou abondances relatives des différentes espèces, en fonction de leurs rangs. L'allure des DRF varie en fonction de la diversité spécifique et de son équitabilité. Dans notre présente étude, des DRF ont été réalisés à partir de l'ensemble des données. Le but est de décrire l'état d'évolution des communautés.

Les courbes sont obtenues en échelle logarithmique en portant en abscisse les rangs des espèces, classées selon leurs abondances décroissantes et en ordonnée les fréquences relatives respectives,

Lors de l'évolution naturelle d'un écosystème, Frontier (1976) reconnaît quatre stades principaux dans la succession écologique.

Stade 1 (début de succession) : à ce stade, la courbe, dans sa partie gauche, montre une allure concave. La diversité est faible. Ce type de courbe s'observe dans des conditions d'enrichissement en éléments nutritifs ou de pollution. Ce stade caractérise une communauté pionnière, juvénile ou très perturbée.

Stade 1' (stade intermédiaire en voie de maturation) : l'allure convexe se déplace vers le haut de la courbe, les espèces abondantes sont plus nombreuses avec une chute rapide des espèces peu abondantes ; la diversité augmente.

Stade 2 (maturité du système) : l'allure de la courbe, dans sa partie gauche, est entièrement convexe ; la diversité augmente et devient maximale. Un nombre important d'espèces co-dominant est noté. Ce stade de succession écologique correspond à une mature.

Stade 3 : (fin de succession ou vieillissement) l'allure de la courbe tend à devenir rectiligne dans le sens vertical sur une partie de son parcours, par augmentation des espèces les plus abondantes du peuplement précédent où la diversité diminue.

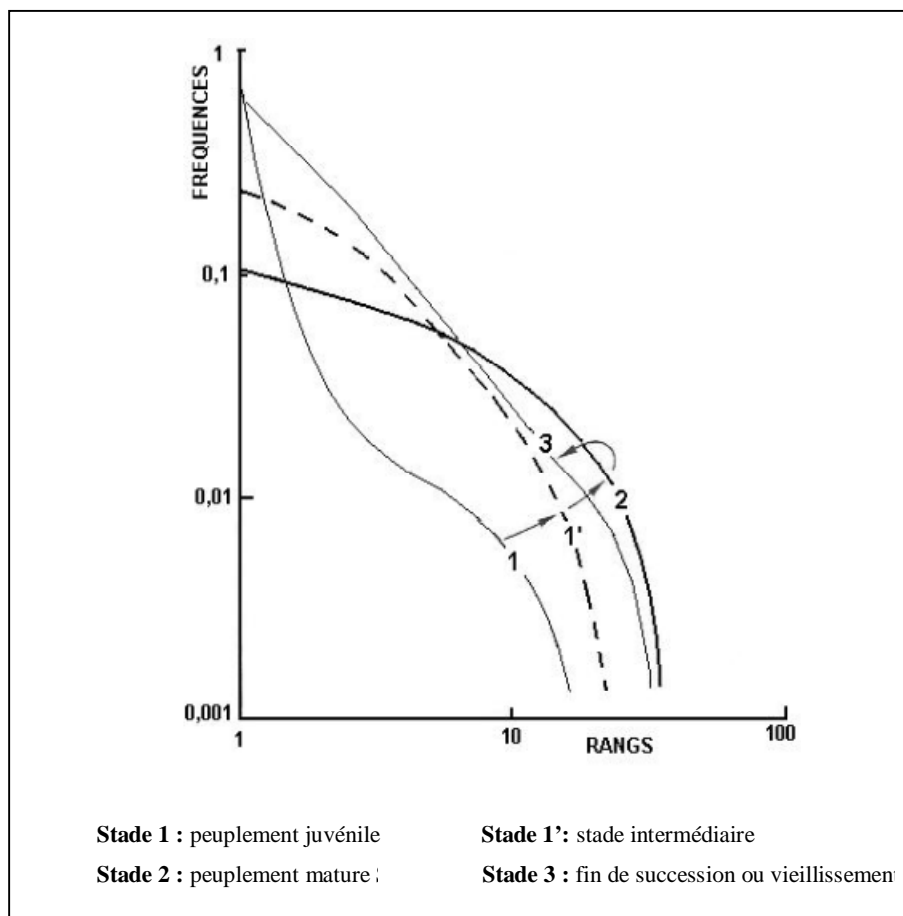


Figure 5: Allure des Diagrammes des Rangs-Fréquences au cours d'une succession écologique (Frontier, 1976)

4.3. Analyses statistiques

Les données obtenues au cours de cette étude ont été analysées par des outils statistiques tels que : l'Analyse en Composantes Principales (ACP), Analyse Factorielle des Correspondances (AFC) et la Classification Hiérarchique Ascendante. Ces deux dernières sont précédées par la transformation des données en $\log(x + 1)$ dans le but de stabiliser correctement les variances (Frontier, 1973). Ces analyses ont été réalisées à l'aide du logiciel XLSTAT® 2009.

4.3.1. L'analyse en composantes principales (ACP)

Afin d'étudier les relations quantitatives entre les différents paramètres biotiques et abiotiques, on a pratiqué une A.C.P (Dolédec et Chessel, 1989). Le but est de représenter dans les différentes directions de l'espace, les corrélations entre les variables et de comparer les

différentes communautés microzooplanctoniques en fonction de leurs niveaux d'abondances (Ibanez, 1973). Dans ce cas, les paramètres biotiques et abiotiques ont été considérés comme étant les variables.

4.3.2. Analyse factorielle des correspondances (AFC)

L'analyse factorielle des correspondances (AFC) consiste à rechercher la meilleure représentation simultanée des variables (prélèvements) et les observations (espèces) issues d'un tableau de contingence. La distance utilisée est celle du Chi².

Les graphiques obtenus représentent une projection simultanée des points prélèvements et des points espèces (Ménèsquen, 1980). L'interprétation des résultats se fait en terme de proximité entre les prélèvements et les espèces (Thouzeau, 1989). Les contributions relatives ou absolues de chaque station ou espèce sur les axes réduites, apportent des éléments indispensables pour l'interprétation.

4.3.3. Classification Ascendante Hiérarchique (CAH)

Cette analyse est basée sur le calcul d'un indice de dissimilarité (Govaert et Nadif, 2006) entre chaque point de stations ou d'espèces. Cet indice est une distance euclidienne. L'interprétation de celle-ci est faite à partir de représentation appropriée : Dendrogramme. Ce dernier, est une arborescence qui classe les distances sur ordre hiérarchique permettant de former des groupes de prélèvements ou d'espèces les plus proches.

RESULTATS

1. Etude qualitative

Dans ce travail, nous avons dressé un inventaire des espèces rencontrées au cours de notre période d'étude, mais il n'y a pas eu de prélèvement au filet, car l'étude entreprise avait un but quantitatif plus que qualitatif (Tableau 1).

Etant donné les conditions d'observation, des difficultés de détermination systématique sont apparues. Certains *Alexandrium*, *Cochlodinium*, *Dictyocista*, *Dinophysis*, *Gonyaulax*, *Ostreopsis*, *Strombidium*, *Tintinnopsis* et *Gymnodinium*, de très petites taille, n'ont pu être déterminés, car au moment de l'identification on a basé sur la classification classique. Cette dernière est basée sur la forme et la taille des frustules, a été appliquée avec les imprécisions que cela comporte parfois. Les dinoflagellés, de plus grandes tailles, sont plus faciles à observer. Cependant quelques *Protoperidinium* nécessiteraient une préparation spéciale pour une identification plus précise (Gaumer.1981).

Les principaux ouvrages utilisés dans cette étude sont : Kofoed, C. A. (1907a, 1907b, 1907c & 1908), Balech, E. (1957 & 1988), Meunier. (1910), Graham, H.W.(1942), Maeda, M & Carey, P.G.(1985)

1.1. Les espèces les plus fréquentes (figure 6 & 7)

Certaines espèces sont présentes pratiquement toute l'année. *Alexandrium sp1*, *Ceratium furca*, *Cochlodinium sp*, *Gonyaulax sp1*, *Gymnodinium sp1*, *Dinophysis sp*, *Kofoedinium splendens*, *Mesodinium rubrum*, *Oxytoxum mediterraneum*, *Oxytoxum sp*, *Prorocentrum micans*, *Prorocentrum minimum*, *Protoperidinium pellucidum*, *Protoperidinium sp1*, *Strombidium epidenium*, *Tintinnopsis sp1*, *Strombidium conicum*, *Strombidium wulffi*, *Tintinnopsis beroidea*, *Strombidium capitatum*. Les genres *Oxytoxum*, *Strombidium*, *Prorocentrum*, *Protoperidinium*, *Alexandrium* sont représentés par de nombreuses espèces, fréquentes tout au long de l'année. Les Spirotriches est la classe la plus rencontré durant ce travail avec un nombre de 57 espèces dépendant de 14 familles (Codonellides ; Codonellopsides ; Metacyclidides ; Xystonellides ; Epiplocyliidides ; Tintinnides ; Ascampbelliellides ; Strombidiides ; Strombidinopsides ; Rhabdonellides ; Leegaardiellides ; Tintinnidiides ; Lohmanniellides ; Dictyocystides), les principales espèces rencontrées (figure 6) sont : *Acanthostomella conicoides*, *Laboea strobila*, *Strombidium capitatum*, *Strombidium wulffi*, *Strombidium conicum* et *Lohmanniella oviformis*. Ainsi que, la classe des dinoflagellés avec 46 espèces de 11 familles (Gymnodiniacées ; Procentracées ; Dinophysacées ;

Peridiniacées ; Oxytoxacées ; Gonyaulacacées ; ; Kofoidiniacée ; Noctilucaceae ; Leptodiscaceae ; Ceratiacées) les principales espèces rencontrées (figure 7) sont : *Ceratium furca*, *Cochlodinium pulchellum*, *Gyrodinium fusiforme*, *Kofoidinium splendens*, *Noctiluca scintillans*, *Prorocentrum micans* et *Proto-peridinium pellucidum*. Puis les deux classes Litostomates et Prostomates avec deux espèces (*Mesodinium rubrum* et *Balanion comatum*) (figure 7) dépendantes des familles (Mesodiniides et Balanionides) respectivement.

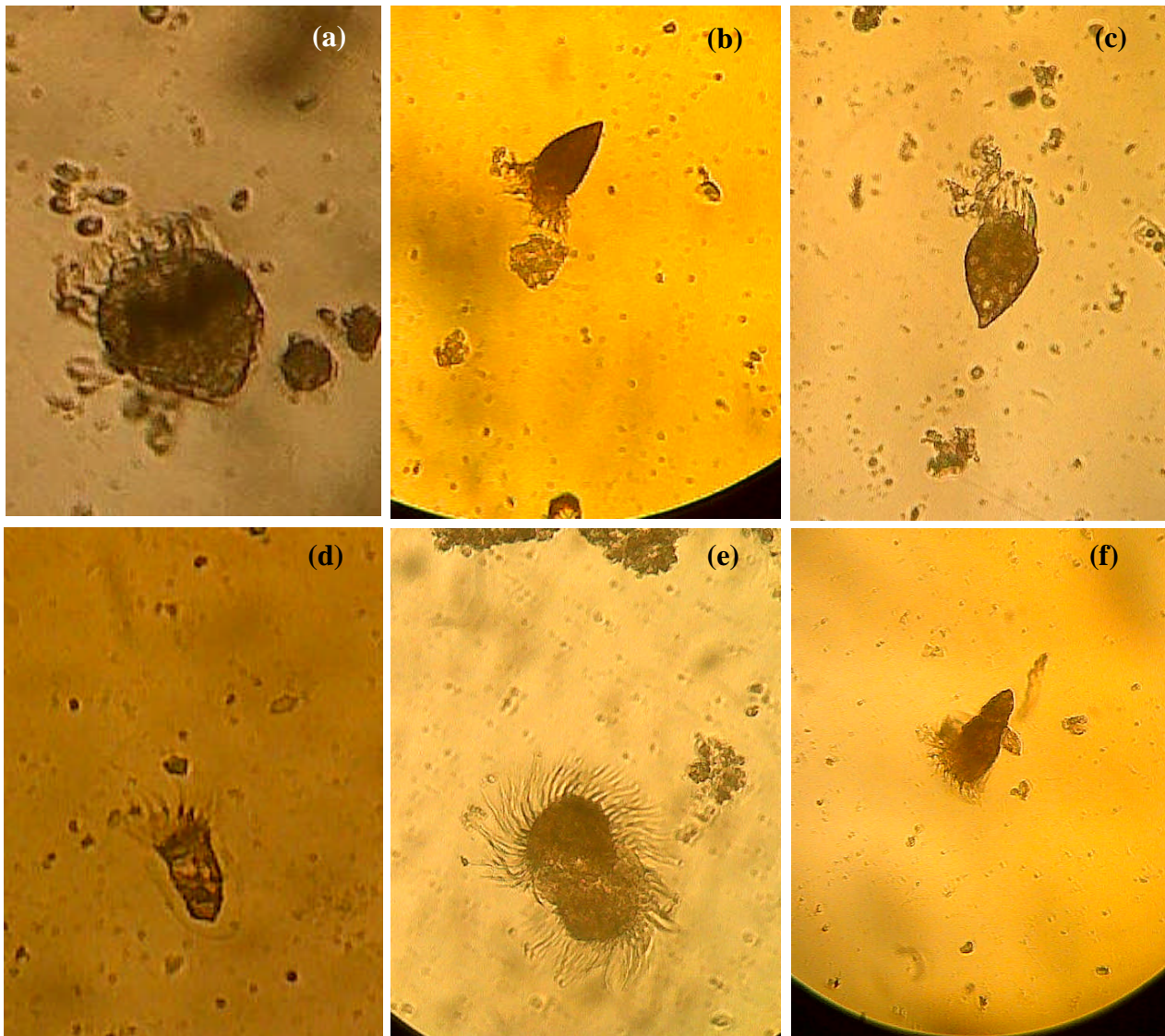


Figure 6: quelques espèces ciliés les plus fréquents : (a) *Lohmanniella oviformis* , (b) *Strombidium conicum*, (c) *Strombidium wulffi*, (d) *Acanthostomella conicoides* , (e) *Mesodinium rubrum* , (f) *Laboea strobila*.

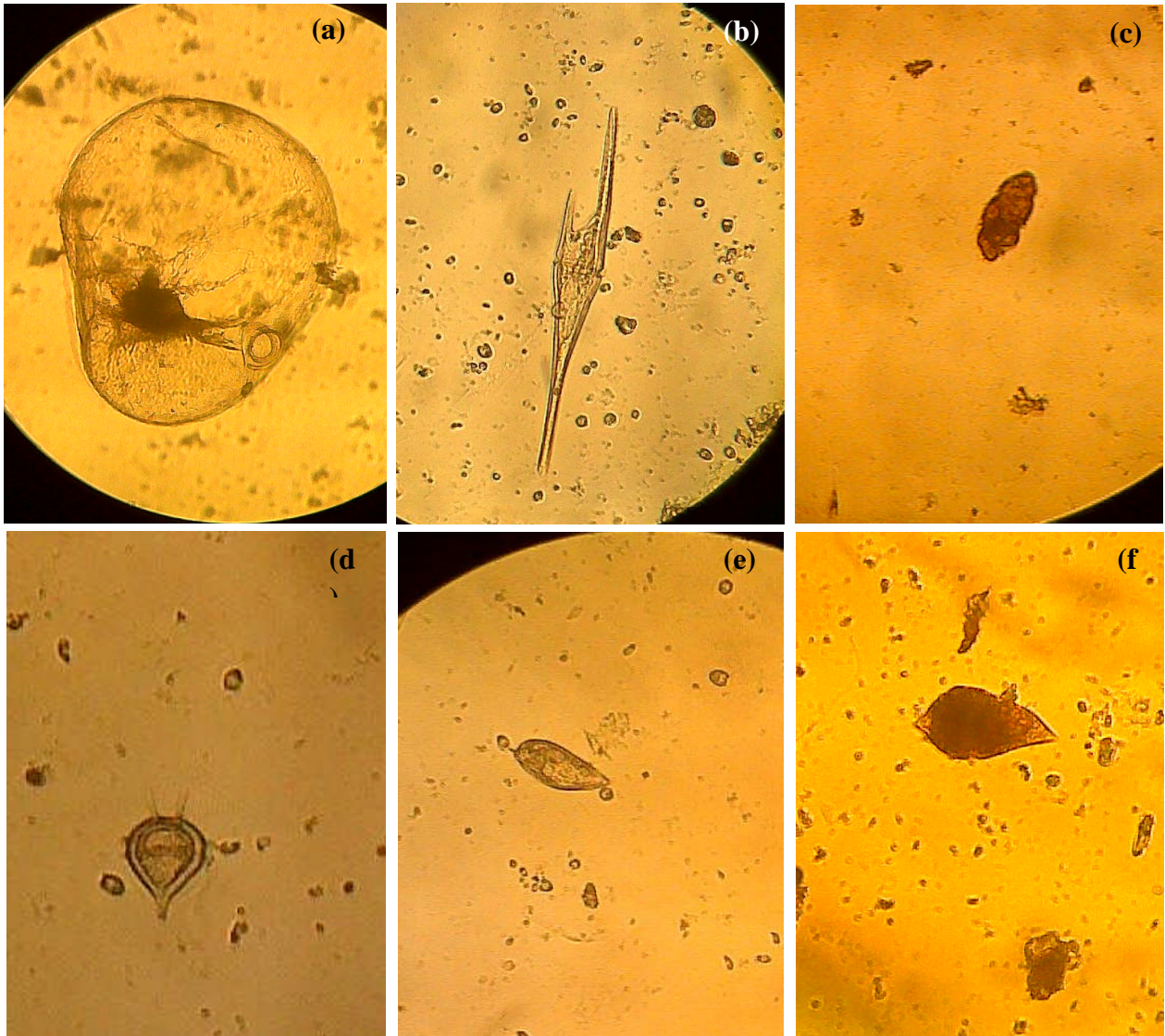


Figure 7: quelques espèces dinoflagellés hétérotrophes les plus fréquents :**(a)** *Noctiluca scintillans* , **(b)** *Ceratium furca*, **(c)** *Cochlodinium pulchellum* , **(d)** *Protoperidinium pellucidum* , **(e)** *Prorocentrum micans*, **(f)** *Gyrodinium fusiforme*.

Tableau 1 : Distribution temporelle des espèces récoltées (**1H** : Hiver 2010 ;**1P** : Printemps 2010 ; **E** : Eté 2010 ; **A** :Automne 2010 ; **2H** : Hiver 2011 ; **2P** : Printemps 2011).

	Espèces	1H	1P	2P	E	A	2H	2P
Ciliés	<i>Balanion comatum</i>	+			+			+
	<i>Mesodinium rubrum</i>	+	+	+	+	+	+	+
	<i>Acanthostomella armilla</i>		+	+			+	
	<i>Acanthostomella conicoides</i>		+	+	+	+		+
	<i>Acanthostomella sp</i>		+	+	+		+	+
	<i>Codonellopsis sp</i>		+	+	+	+	+	
	<i>Codonnella sp</i>		+	+	+		+	
	<i>Coxliella sp</i>		+	+			+	
	<i>Cymatocylis sp</i>		+	+			+	
	<i>Dietyocista mulleri</i>		+	+			+	
	<i>Dietyocista elegans</i>		+	+			+	+
	<i>Dietyocista ovalis</i>		+	+			+	
	<i>Dietyocista sp</i>		+	+	+		+	+
	<i>Epiplocylis sp</i>		+	+			+	
	<i>Eutintinnus sp</i>		+	+	+		+	+
	<i>Favella azorica</i>		+	+				
	<i>Favella ehrenbergii</i>		+	+				
	<i>Favella sp</i>		+				+	
	<i>Helicostomella subulata</i>		+	+				
	<i>Laboea strobila</i>			+			+	+
	<i>Leegaardiella ovalis</i>						+	
	<i>Leprotintinnus sp</i>		+	+	+			
	<i>Lohmanniella oviformis</i>			+	+	+	+	+
	<i>Ormosella sp</i>		+	+				
	<i>Protorhabdonella curta</i>		+	+				
	<i>Rhabdonella amora</i>		+	+			+	
	<i>Rhabdonella conica</i>	+	+	+	+		+	+
	<i>Rhabdonella sp1</i>		+	+	+		+	+
	<i>Salpingella sp</i>		+	+	+	+	+	+
	<i>Stenosemella sp</i>		+	+	+	+	+	+
	<i>Stenosemella steini</i>			+	+	+	+	+
	<i>Strombidinopsis acuminatum</i>				+	+	+	+
	<i>Strombidium epidenium</i>			+	+	+	+	+
	<i>Strombidium acutum</i>	+			+	+		+
	<i>Strombidium capitatum</i>	+	+	+	+	+		+
	<i>Strombidium conicum</i>	+		+	+	+	+	+
	<i>Strombidium lynni</i>				+	+		+
	<i>Strombidium sp</i>			+	+	+		+
	<i>Strombidium sp2</i>				+			+
	<i>Strombidium wulffi</i>	+	+		+	+	+	+
	<i>Tintinnopsis acuminata</i>		+	+			+	
	<i>Tintinnopsis baltica</i>		+	+	+	+	+	+
	<i>Tintinnopsis beroidea</i>	+	+	+	+	+	+	+
	<i>Tintinnopsis campanula</i>		+		+	+	+	
	<i>Tintinnopsis funbriata</i>				+			+
	<i>Tintinnopsis fusiformis</i>		+	+				
	<i>Tintinnopsis major</i>		+	+				
<i>Tintinnopsis minuta</i>				+	+		+	
<i>Tintinnopsis nana</i>	+	+	+	+	+	+	+	
<i>Tintinnopsis ovalis</i>		+	+					
<i>Tintinnopsis parva</i>		+					+	
<i>Tintinnopsis patula</i>		+	+					

Tableau 1 : suite

	<i>Tintinnopsis rapa</i>	+	+	+	+		+	
	<i>Tintinnopsis sp1</i>		+	+	+	+	+	+
	<i>Tintinnopsis sp2</i>		+	+		+	+	+
	<i>Tintinnus sp</i>		+	+				
	<i>Tontonia gracillima</i>				+	+		+
Dinoflagellés	<i>Alexandrium affine</i>	+		+	+	+		+
	<i>Alexandrium sp1</i>			+	+	+	+	+
	<i>Ceratium furca</i>	+	+	+	+	+	+	+
	<i>Cochlodinium pulchellum</i>	+	+	+		+	+	+
	<i>Cochlodinium sp</i>	+	+	+	+	+	+	+
	<i>Cymbodinium elegans</i>	+					+	
	<i>Dinophysis fortii</i>				+	+		+
	<i>Dinophysis sp</i>	+	+	+	+	+	+	+
	<i>Dinophysis tripos</i>		+	+	+			
	<i>Gonyaulax sp1</i>	+	+	+	+	+	+	+
	<i>Gymnodinium pulchellum</i>					+		
	<i>Gymnodinium sanguineum</i>			+		+		
	<i>Gymnodinium sp</i>				+	+		+
	<i>Gymnodinium sp1</i>	+	+		+	+	+	+
	<i>Gymnodinium sp2</i>		+	+	+	+	+	+
	<i>Gymnodinium sp3</i>			+		+		
	<i>Gymnodinium catenatum</i>			+	+	+		+
	<i>Gymnodinium pulvisculus</i>					+		
	<i>Gyrodinium fusiforme</i>				+	+		+
	<i>Gyrodinium sp</i>		+	+		+		
	<i>Heterocapsa circularisquama</i>	+			+	+		+
	<i>Heterocapsa sp</i>			+	+			+
	<i>Katodinium glaucum</i>			+	+	+		+
	<i>Kofoidinium sp</i>		+				+	
	<i>Kofoidinium splendens</i>	+	+		+		+	+
	<i>Noctiluca scintillans</i>	+	+	+	+		+	+
	<i>Peridinium quinquecorne</i>			+	+			
	<i>Prorocentrum lima</i>	+	+	+		+		+
	<i>Prorocentrum micans</i>	+	+	+	+	+	+	+
	<i>Prorocentrum minimum</i>	+		+	+	+		+
	<i>Prorocentrum sp</i>				+	+		+
	<i>Prorocentrum triestinum</i>			+	+			
	<i>Proto-peridinium bipes</i>				+	+		+
	<i>Proto-peridinium claudicans</i>					+	+	
	<i>Proto-peridinium conicoide</i>		+		+			+
	<i>Proto-peridinium depressum</i>			+	+	+		+
	<i>Proto-peridinium divergens</i>	+	+		+		+	+
	<i>Proto-peridinium grani</i>		+	+			+	
	<i>Proto-peridinium micrapium</i>		+				+	
	<i>Proto-peridinium minutum</i>			+	+			
	<i>Proto-peridinium pellucidum</i>	+	+		+	+	+	+
	<i>Proto-peridinium pentagonum</i>			+	+		+	
	<i>Proto-peridinium sp1</i>		+		+	+	+	+
<i>Proto-peridinium sp2</i>				+			+	
<i>Scrippsiella sp</i>			+	+	+		+	
<i>Scrippsiella trochoidea</i>			+	+	+			
Stade larvaire des Copepodes		+	+	+	+	+	+	
Stade larvaire de la moule		+	+				+	

2. Dynamique de la communauté microzooplanctonique en relation avec les facteurs environnementaux

2.1 Etude de la répartition verticale et temporelle des paramètres physico-chimiques

Concernant les prélèvements du mois Janvier 2010 on a effectués des prises d'eaux et des mensurations que pour les deux paramètres (la Température et la Chlorophylle *a*) à deux niveaux.

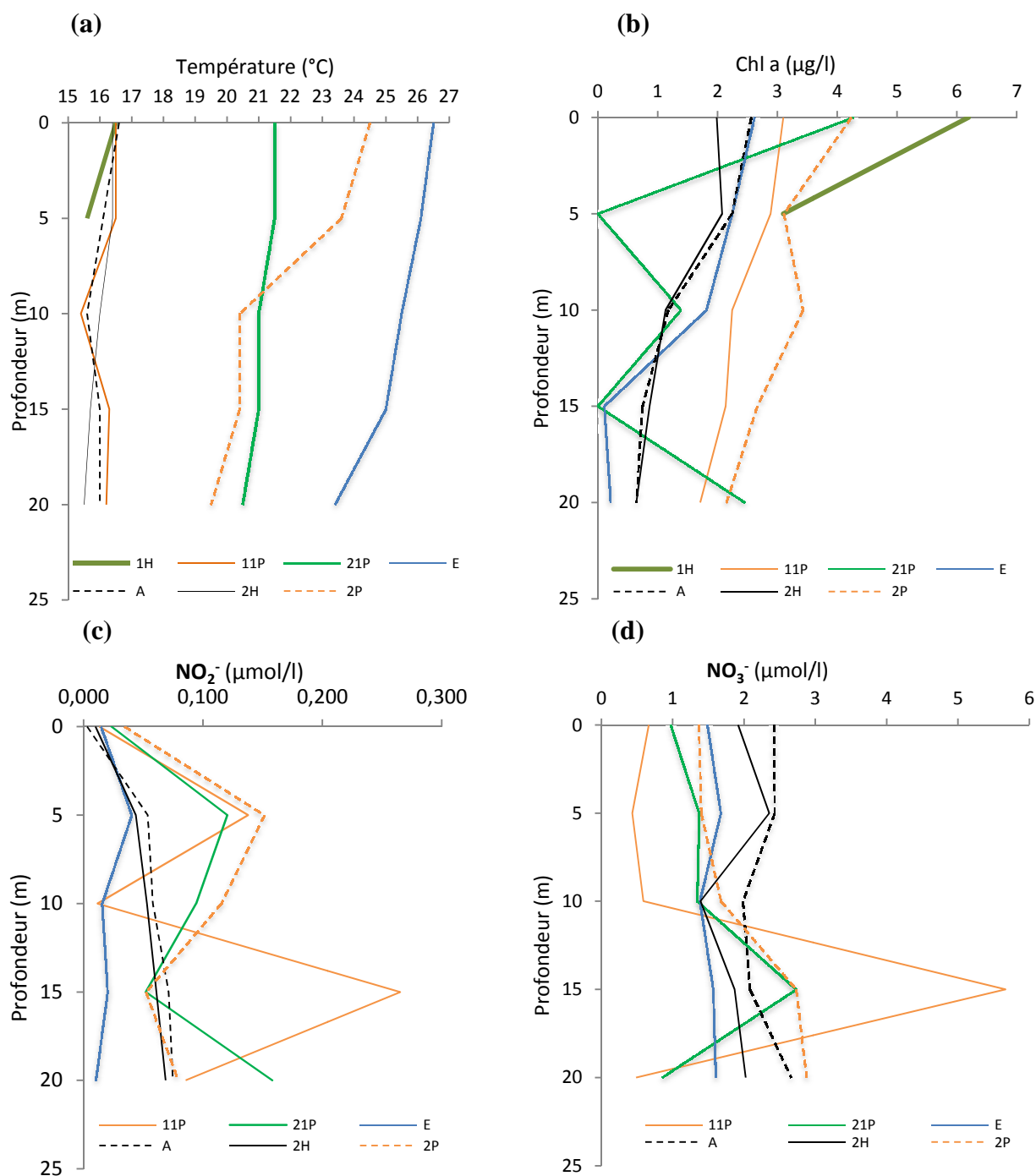
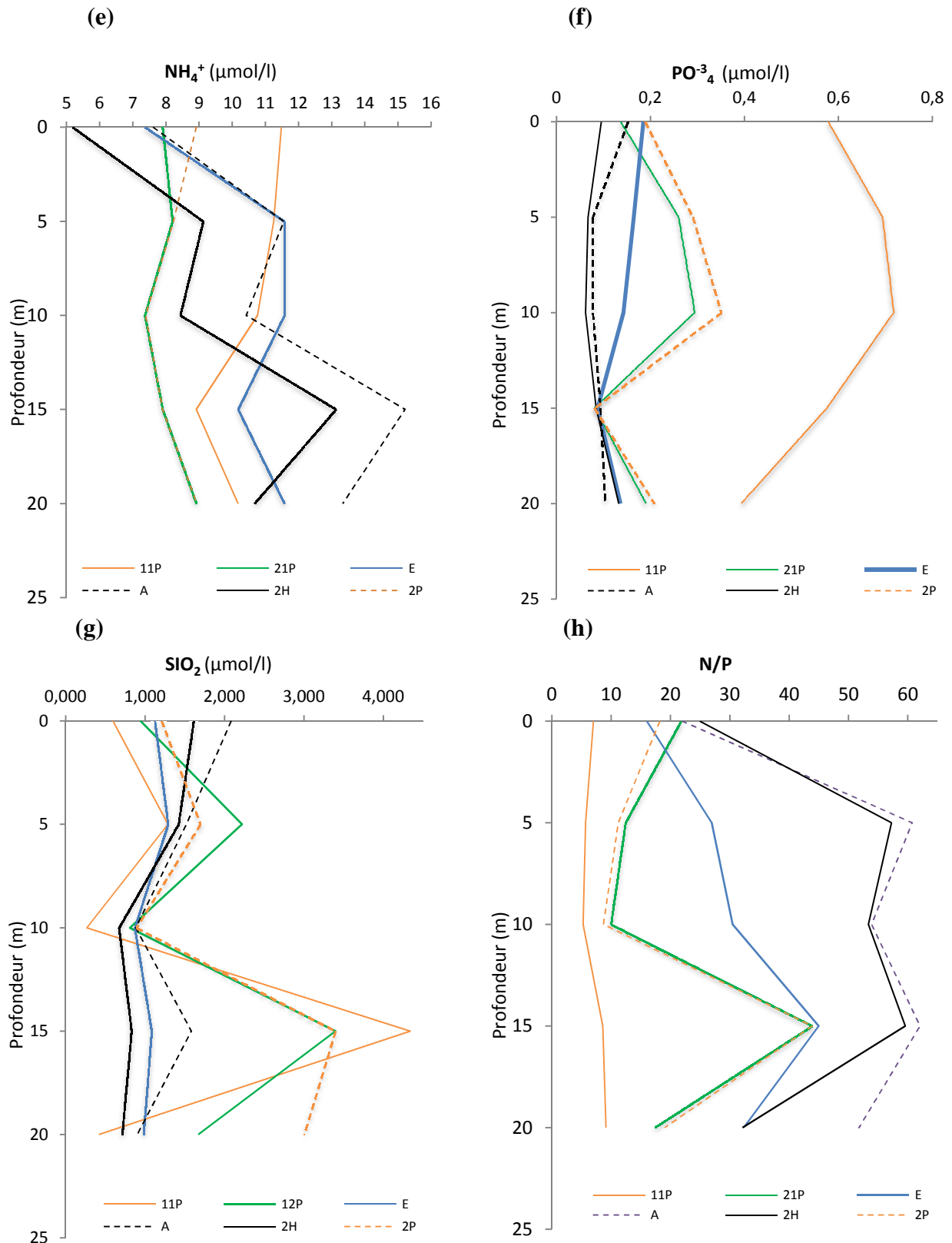


Figure 8: Distribution verticale, et temporelle de la température de l'eau (a), des éléments nutritifs (nitrite (c), nitrate (d)) le long de la colonne d'eau du site d'étude (Ain Tagourait) pendant les périodes d'échantillonnage (Janvier 2010 ; Mars et Mai 2010 ; Juillet 2010 ; Novembre 2010 ; Janvier 2011 ; Mai 2011).



Suite de la figure 8 : Distribution verticale, et temporelle de l'ammonium (e), ortho-phosphate (f), silice (g) et rapport N/P(h) et concentration en chlorophylle *a* le long de la colonne d'eau du site d'étude (Ain Tagourait) pendant les périodes d'échantillonnage (Janvier 2010 ; Mars et Mai 2010 ; Juillet 2010 ; Novembre 2010 ; Janvier 2011 ; Mai 2011).

Tableau 2 : Matrice de corrélation (Pearson (n)) :

Variables	Dinof	Spirot	Litost	Prost	copép	St lrv ml	Ab totale	T°C	Chl a
Dinof	1								
Spirot	0,503	1							
Litost	0,499	0,739	1						
Prost	0,947	0,358	0,455	1					
copép	0,486	0,042	0,102	0,380	1				
St lrv ml	0,899	0,688	0,590	0,846	0,384	1			
Ab totale	0,968	0,687	0,675	0,900	0,416	0,938	1		
T°C	0,822	0,817	0,593	0,645	0,258	0,837	0,885	1	
Chl a	0,808	0,824	0,659	0,690	0,385	0,835	0,892	0,907	1

Les valeurs en gras sont différentes de 0 à un niveau de signification alpha=0,05

Tableau 3 : Matrice de corrélation (Pearson (n)) :

Variables	T°C	Chl a	NO2	SIO2	NO3	NH4	PO4
Ab							
T°C	1						
Chl a	0,011	1					
NO2	-0,132	-0,114	1				
SIO2	0,193	-0,135	0,521	1			
NO3	-0,076	-0,343	0,454	0,728	1		
NH4	0,020	-0,543	0,153	-0,012	0,273	1	
PO4	-0,100	0,115	0,435	0,118	-0,043	0,234	1

Les valeurs en gras sont différentes de 0 à un niveau de signification alpha=0,05

Tableau 4 : statistique descriptive des paramètres biotiques et abiotiques

	T°C	Chl a (mg/l)	NO2 (µmol/l)	SIO2 (µmol/l)	NO3 (µmol/l)	NH4 (µmol/l)	PO4 (µmol/l)
Minimum	15,500	0,107	0,003	0,266	0,434	5,186	0,062
Maximum	26,500	6,194	0,265	4,337	5,667	15,215	0,718
Moyenne	19,209	2,054	0,061	1,316	1,689	9,099	0,209
Ecart-type de la moyenne	0,653	0,242	0,010	0,186	0,188	0,563	0,034

Les profils verticaux relatifs à un paramètre physique (température), respectifs des différents niveaux de la colonne d'eau côtière (moins de 20 m de profondeur) au cours des diverses périodes d'échantillonnage (Annexe 4), sont illustrés dans la (Figure 8a). Ces profils enregistrés tout au long de la colonne d'eau de la zone d'étude présentent presque le même aspect. La variation verticale et temporelle de la température montre une diminution de la surface vers le

fond, ainsi elle augmente graduellement de la surface de l'eau à partir de mois de Janvier 2010 (16°C) jusqu'au Juillet 2010 (dont le maximum est de 26,5°C).

La variation verticale et temporelle de la température durant le cycle d'étude réalisé allant de mois Janvier 2010 jusqu'à mois de Mai 2011 montre une gamme de valeurs comprise entre 15,5 et 26,5°C avec une moyenne de l'ordre de $19,21 \pm 0,65^\circ\text{C}$ (Tableau a). La température a tendance de diminuer en allant de mois de Juillet vers Janvier et de la surface vers le fond. En effet, la température du mois de Juillet 2010 (26,5°C) est plus importante que celle enregistrée en mois de Janvier 2010 dont la valeur est de 15,5°C (Fig.9).

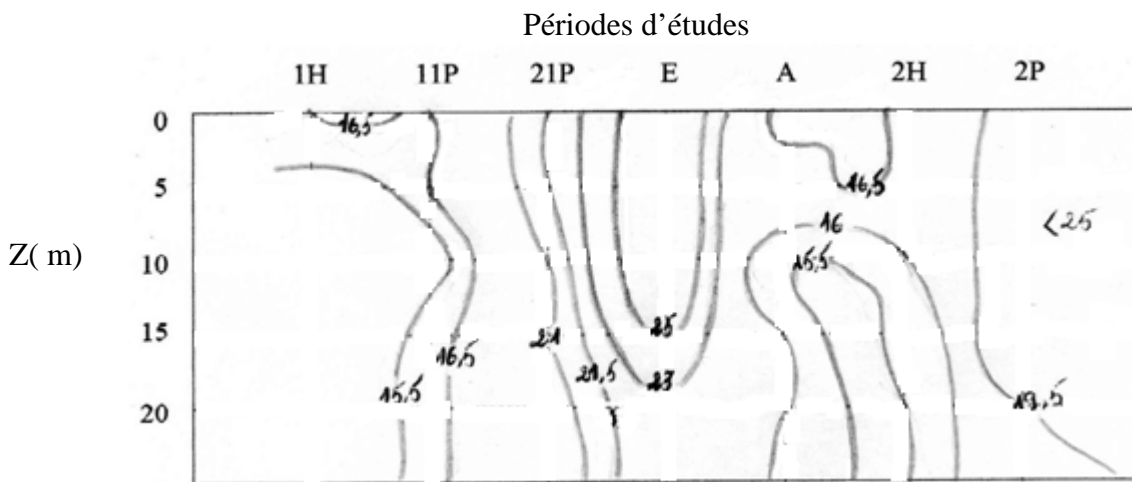


Figure 9 : Répartition spatiale-temporelle de la température au niveau du notre zone d'étude le long de la colonne d'eau à Ain Tagourait pendant toutes les périodes d'échantillonnages.

Les paramètres chimiques analysés pendant cette étude saisonnière sont récapitulés dans la (Figure 3c, d, e, f, g & h). La distribution verticale des sels nutritifs est presque homogène dans les dix premiers mètres de la colonne d'eau (0 à 10 m), mais au delà, leurs concentrations augmentent puis diminuent avec la profondeur. Les concentrations de NO_3^- et NO_2^- sont plus importantes pendant le mois de Mars 2010 que pendant les autres mois, alors que les concentrations de NH_4^+ ont montré une tendance inverse à celle observée pour les concentrations (NO_3^- et NO_2^-). Les concentrations de PO_4^{3-} sont faibles ($0,062 \mu\text{mol/l}$) durant le mois de Janvier 2010 et de Nombre 2010 alors que les concentrations maximales ($0,718 \mu\text{mol/l}$) sont enregistrés pendant le mois de Mars 2010. Cette situation affecte le rapport N/P qui reste inférieur à 10 durant la période de mois Mars 2010 mais durant les autres périodes le rapport N/P est supérieur à 10. Les concentrations les plus importantes en SiO_2 sont enregistrées pendant les mois de Mars 2010 ($4,337 \text{mol/l}$), Mai 2010 et Mai 2011 ($3,396 \mu\text{mol/l}$), et les plus faibles

(< 1,5 µmol/l) pendant les mois de juillet 2010 et Janvier 2011. Les concentrations de la chlorophylle *a* déterminées pendant les mois de Novembre 2010 et Janvier 2011 sont inférieures à 2 µg/l. Cependant, les

teneurs élevées en chlorophylle *a* (> 2,5µg/l) sont enregistrées pendant les mois de Janvier 2010, Mars 2010, Mai 2010 et Mai 2011 avec un maximum de l'ordre de 6,194µg/l localisé à la surface (0 m de profondeur). La concentration en chlorophylle *a* est corrélée négativement avec celle l'ion ammonium ($r = -0,543$; $p < 0,05$).

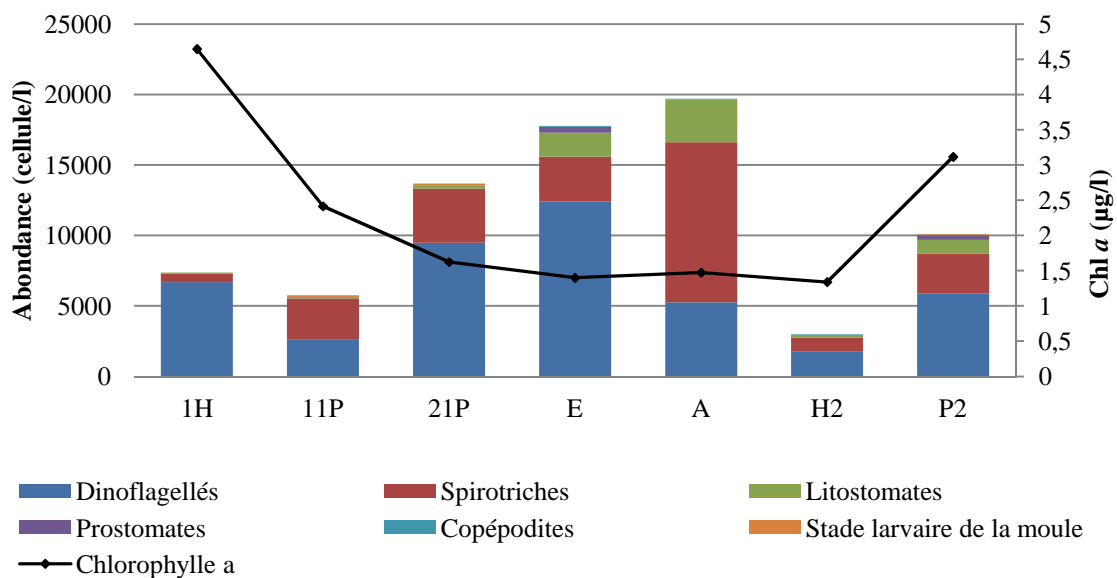


Figure 10 : Distribution de l'abondance du microzooplancton, et de la chlorophylle durant les mois de prélèvement dans le cite d'étude à Ain Tagourait.

L'étude quantitative du microzooplancton avec celle de la chlorophylle *a*, a montré que les concentrations importantes en chlorophylle *a* (supérieur à 2,4 µg/l) sont observées pendant le mois de Janvier- Mars 2010 et Mai 2011, lors que les abondances des différents groupes microzooplanctoniques sont faible (Figure 10). Ces derniers en mois de Mai-Juillet-novembre 2010 représentant 66,43% de l'abondance totale (Tableau 1) suivis avec des faibles concentrations en chlorophylle *a*. En outre, l'abondance de microzooplancton et la concentration de la chlorophylle sont plus corrélées au niveau de cette zone d'étude côtière (Tableau 2). Une corrélation significative a été enregistrée entre l'abondance du microzooplancton et la concentration de la chlorophylle durant toutes les périodes d'étude ($r = 0,892$; $p < 0,05$).

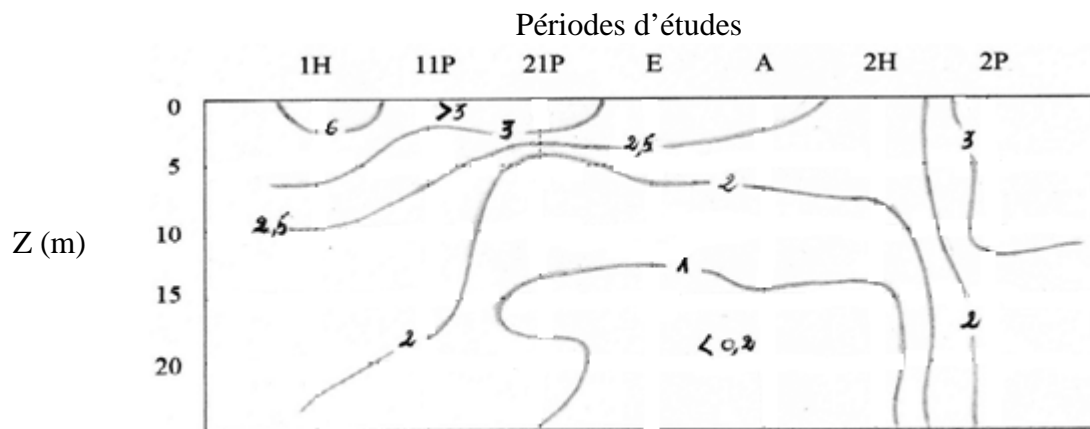


Figure 11 : Répartition verticale et temporelle de la de la concentration en chlorophylle *a* (mg/l) au niveau de notre zone d'étude pendant toutes les périodes d'échantillonnage.

Les teneurs en chlorophylle *a* sont comprises entre à 0,15 et 6,5 mg/l avec une moyenne de $2,054 \pm 0,242$ mg/l (Tableau 4) et un maximum enregistré à 0 m, particulièrement pendant Janvier 2010, Mars 2010 et Mai 2011 (Fig.11). Au niveau du zone d'étude à Ain Tagourait , les concentrations les plus élevées en chlorophylle *a* ont été enregistrées entre le niveau 0m et 5m et même parfois à 10m (> à 2 mg/l) qui sont corrélés avec la densité des dinoflagellés ($r = 0,808$; $p < 0,05$). (Tableau 3). Au-delà de 10m de profondeur, surtout durant les mois de Mai 2010, Juillet 2010, Novembre 2010 et Janvier 2011 les concentrations en chlorophylle *a* diminuent (< à 1,5 mg/l).

3. Dynamique de la communauté microzooplanctonique

3.1. Composition taxonomique du microzooplancton

L'étude qualitative du microzooplancton durant toute la période d'étude a montré la présence de 105 différentes espèces appartenant à 4 classes à 27 différentes familles (Tableau 5). Les dinoflagellés sont composés de 46 espèces de 11 familles (Gymnodiniacées ; Prorocentracées ; Dinophysacées ; Peridiniacées ; Gonyaulacacées ; Kofoidiniacée ; Noctilucaceae ; Leptodiscaceae ; Ceratiacées), les Spirotriches de 55 espèces dépendant de 14 familles (Codonellides ; Codonellopsides Metacylidides ; Xystonellides ; Epiplocyloidides ; Tintinnides ; Ascampbelliellides ; Strombidiides ; Strombidinopsides ; Rhabdonellides ; Leegaardiellides ; Tintinnidiides ; Lohmanniellides ; Dictyocystides), puis les Litostomates d'une seule famille (Mesodiniides) et les Prostomates sont aussi représentant qu'une seule famille (Balanionides) , ces deux dernières familles sont représentées chacune par une seule espèce (Tableau 5).

Tableau 5 : Liste, effectifs et fréquences des différents groupes du microzooplancton rencontrés durant toutes les périodes d'échantillonnages.

Classes	Familles	1H	11P	21P	E	A	2H	2P	% total	
Dinoflagellés	Gymnodiniacées	198	546	831	1074	3126	300	762	10,26	
	Prorocentracées	96	534	414	2397	330	246	696	7,07	
	Dinophysacées	120	294	312	414	48	78	438	2,56	
	Peridiniacées	852	774	258	4716	576	720	1608	14,26	
	Gonyaulacacées	192	6	60	2241	252	24	1206	5,97	
	Kofoidiniacées	1944	156	0	6	0	42	6	3,23	
	Noctilucacées	2802	42	426	12	0	36	12	5,00	
	Leptodiscacées	270	0	0	0	0	18	0	0,43	
	Ceratiacées	210	102	60	618	6	156	420	2,36	
	51,14									
	Spirotriches	Codonellides	102	1326	522	543	450	468	828	6,36
Codonellopsides		0	36	84	108	138	30	102	0,75	
Metacylidides		0	42	66	0	0	30	0	0,21	
Xystonellides		0	54	78	0	0	42	0	0,26	
Epiplocyloidides		0	12	24	0	0	18	0	0,08	
Tintinnides		0	120	120	78	6	12	102	0,66	
Ascampbelliellides		0	846	378	390	42	36	420	3,17	
Strombidiides		438	300	1104	1320	5358	186	948	14,49	
Strombidinopsides		0	0	0	12	84	0	6	0,15	
Rhabdonellides		66	138	96	24	6	108	30	0,70	
Leegaardiellides		0	0	0	0	570	0	0	0,86	
Tintinnidiides		0	12	60	102	0	0	0	0,26	
Lohmanniellides		0	0	12	534	4692	0	360	8,40	
Dictyocystides		0	324	378	72	0	54	30	1,29	
37,64										

Litostomates	Mesodiniides	90	132	42	1692	3042	186	972	9,23	9,23
Prostomates	Balanionides	0	0	0	402	0	0	318	1,08	1,08
Des Stades larvaires des Copépodes		0	48	48	72	36	48	48	0,45	
Stade larvaire de la moule		0	114	144	0	0	0	48	0,46	
%Total (par mois)		11,07	8,94	8,28	25,25	28,15	4,26	14,05	100	

Tableau 6 : statistique descriptive des abondances des Dinoflagellés , des Ciliés et de l'abondance totale du microzooplancton.

	Dino (cellule/l)	ciliés (cellule/l)	Ab _{total} (cellule/l)
Minimum	138	186	324
Maximum	8259	4368	9300
Moyenne	1084,03	998,53	2082,56
Ecart-type de la moyenne	294,36	172,33	347,91

L'étude de la distribution spatiale de la communauté microzooplanctonique a montré les abondances les plus importantes sont majoritairement localisés aux niveaux 0 m et 5m durant toutes les périodes et principalement les mois de Janvier 2010, Mai 2011 (entre 3000 et 6000 cellules. l⁻¹), Juillet 2010 (plus de 9000 cellules. l⁻¹), puis entre 0 à 15m en mois Novembre 2010 (entre 2000 et 5600 cellules. l⁻¹). A l'exception du mois Janvier 2011 dans lesquelles les abondances sont plus faible le long de la colonne d'eau (entre 324 et 672 cellules. l⁻¹) (Fig.12). La densité de la communauté microzooplanctonique varie entre 324 et 9300 cellules. l⁻¹ avec une moyenne de 2082,56± 347,91cellules. l⁻¹ (Tableau 6).

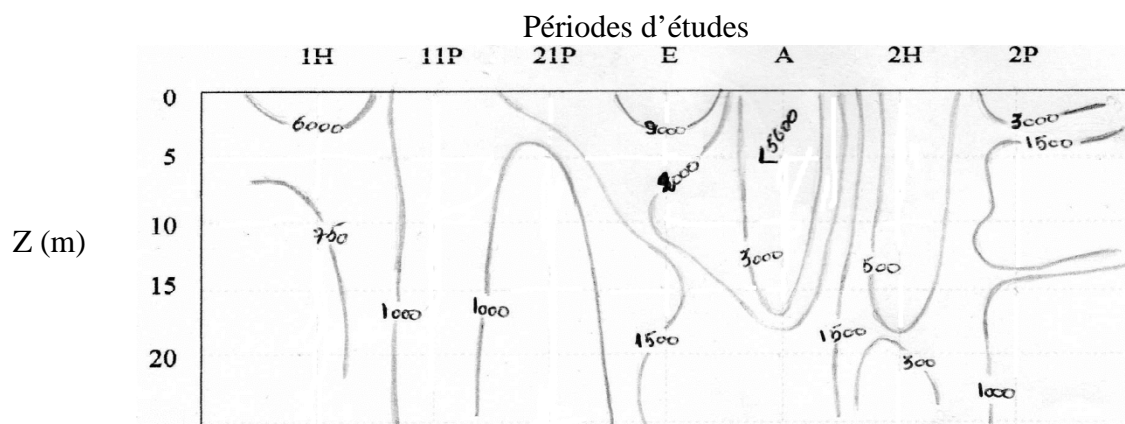


Figure 12 : Répartition spatiale-temporelle des abondances de la communauté microzooplanctonique au niveau de notre zone d'étude à Ain Tagourait pendant toutes les périodes d'échantillonnages (Janvier 2010 ; Mars et Mai 2010 ; Juillet 2010 ; Novembre 2010 ; Janvier 2011 ; Mai 2011).

L'étude taxonomique, qualitative et quantitative de la communauté microzooplanctonique au niveau de notre zone d'étude durant toutes les périodes d'échantillonnages a montré la présence de six groupes (Tableau 5) : les dinoflagellés, les Prostomates, les Litostomates, les Spirotriches, Des Stades larvaires des Copépodes et les Meroplanctoniques (stades larvaires de la moule). L'étude taxonomique, qualitative et quantitative du groupe des Dinoflagellés durant les périodes d'études a montré la présence de 9 différentes familles de dinoflagellés (Tableau 5) avec une abondance très élevés dans la couche de 0 à 5m de profondeur et cela pendant les mois de Janvier 2010 (> à 5000 cellules. l⁻¹), Mai 2011 (> à 2000 cellules. l⁻¹) et Juillet 2010 (> à 8000 cellules. l⁻¹) (Fig.13). L'abondance des dinoflagellés varie entre 138 cellules. l⁻¹ (en mois de Janvier 2011) à 8259 cellules. l⁻¹ (en mois de Juillet 2010) avec une moyenne de $6302,57 \pm 1406,83$ cellules. l⁻¹ (Tableau). Les familles les plus dominantes sont Gymnodiniacées 10,26%; Prorocentracées 7,07% ; Peridiniacées 14,26%; Gonyaulacacées 5,97% ; Noctilucaeae 5,00% et Kofoidiniacées 3,23%) (Tableau 5, Fig.15). Ces familles sont composées de 46 différentes espèces dont les plus importante et les plus rencontrées sont: *Noctiluca scintillans*, *Prorocentrum minimum*, *Prorocentrum micans*, *Cochlodinium pulchellum*, *Kofoidinium splendens*, *Protoperidinium pellucidum*, *Protoperidinium divergens* et *Gyrodinium fusiforme*.

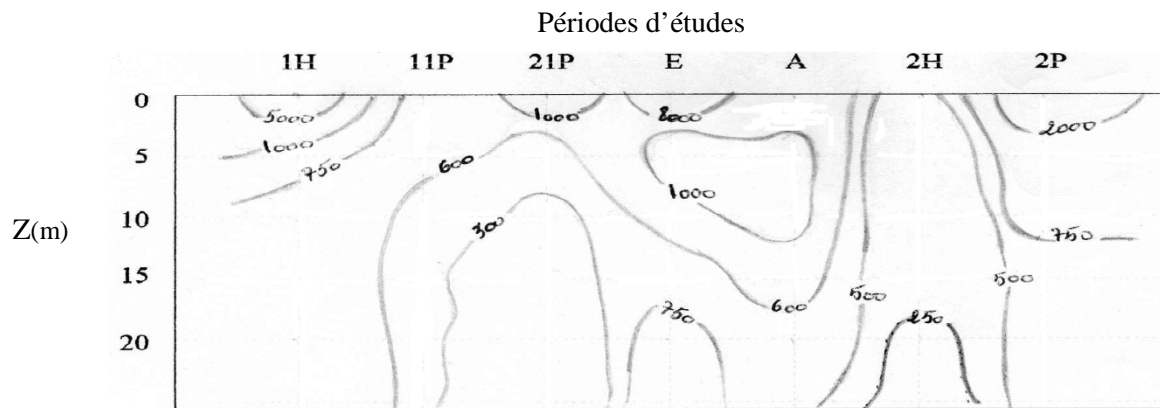


Figure 13 : Répartition spatiale-temporelle des abondances de la communauté des Dinoflagellés au niveau du notre zone d'étude à Ain Tagourait pendant toutes les périodes d'échantillonnages (Janvier 2010 ; Mars et Mai 2010 ; Juillet 2010 ; Novembre 2010 ; Janvier 2011 ; Mai 2011).

Les Ciliés sont classés en seconde position après les dinoflagellés représentant 47,95% de l'abondance totale (Fig.15), l'abondance des Ciliés varié entre 186 cellules. l⁻¹ (pendant le mois de Janvier 2010) et 4368 cellules. l⁻¹ (pendant le mois de Novembre 2010) avec une moyenne de 998,53± 172,33cellules. l⁻¹(Tableau 6). Dans notre travail on a rencontrés trois classes de ciliés, les Spirotriches en première position avec 37,64%, après les Litostomates en seconde position avec 9,23% et en fin les Prostomates avec 1,08% (Tableau 7). Ces trois classes sont composées de 57 différentes espèces, les plus importante et les plus rencontrées sont: *Mesodinium rubrum*, *Lohmanniella oviformis*, *Strombidium capitatum*, *Strombidium wulffi*, *Acanthostomella conicoides*, *Tintinnopsis sp1*, *Laboea strobila*, *Strombidium conicum*, *Tintinnopsis nana*, *Dictyocista sp* et *Balanion comatum*.

L'étude de la répartition spatiale de la communauté des ciliés a montré les abondances les plus importantes sont majoritairement localisés aux niveaux 0 m et 10m durant le mois de Mai 2011 avec une densité varié entre 1000 et 1500 cellule.l⁻¹ et au long de la colonne d'eau en mois de Novembre 2010 avec une abondance entre 1000 et 4400 cellule.l⁻¹(Fig.14).

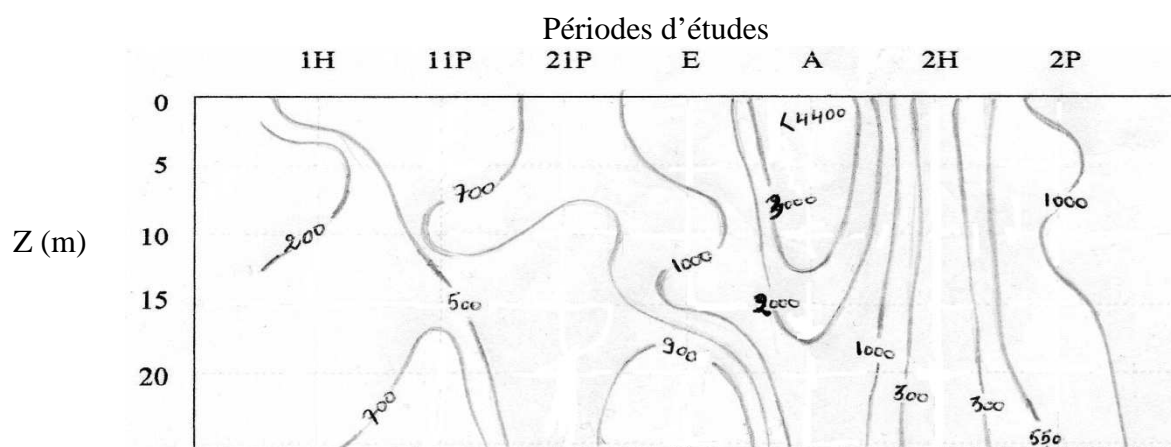


Figure 14 : Répartition spatiale-temporelle des abondances de la communauté des Ciliés au niveau du notre zone d'étude le long de la colonne d'eau à Ain Tagourait pendant toutes les périodes d'échantillonnages (Janvier 2010 ; Mars et Mai 2010 ; Juillet 2010 ; Novembre 2010 ; Janvier 2011 ; Mai 2011).

En terme des périodes d'études (Fig.15), la plus importante densité du microzooplancton est enregistrée au mois de Novembre 2010 avec 28,15 % (entre 15000 et 20000 cellules.l⁻¹), dont les Spirotriches sont plus abondants avec une densité entre (plus de 11000 cellule.l⁻¹), puis le mois de Juillet 2010 avec 25,25% (15000 17500 cellules.l⁻¹), cette période est occupée par le groupe des Dinoflagellés avec une abondance supérieur à 115000 cellules.l⁻¹.

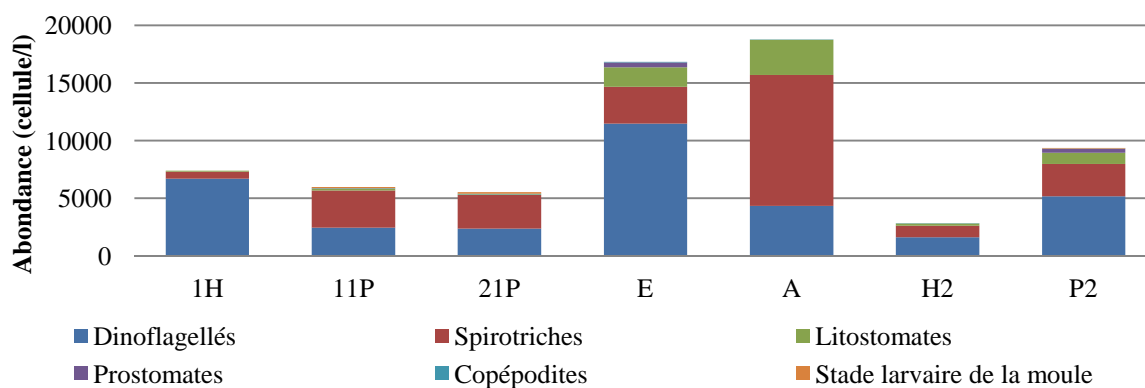


Figure 15 : Distribution spatio-temporelle des différents groupes microzooplanctoniques.

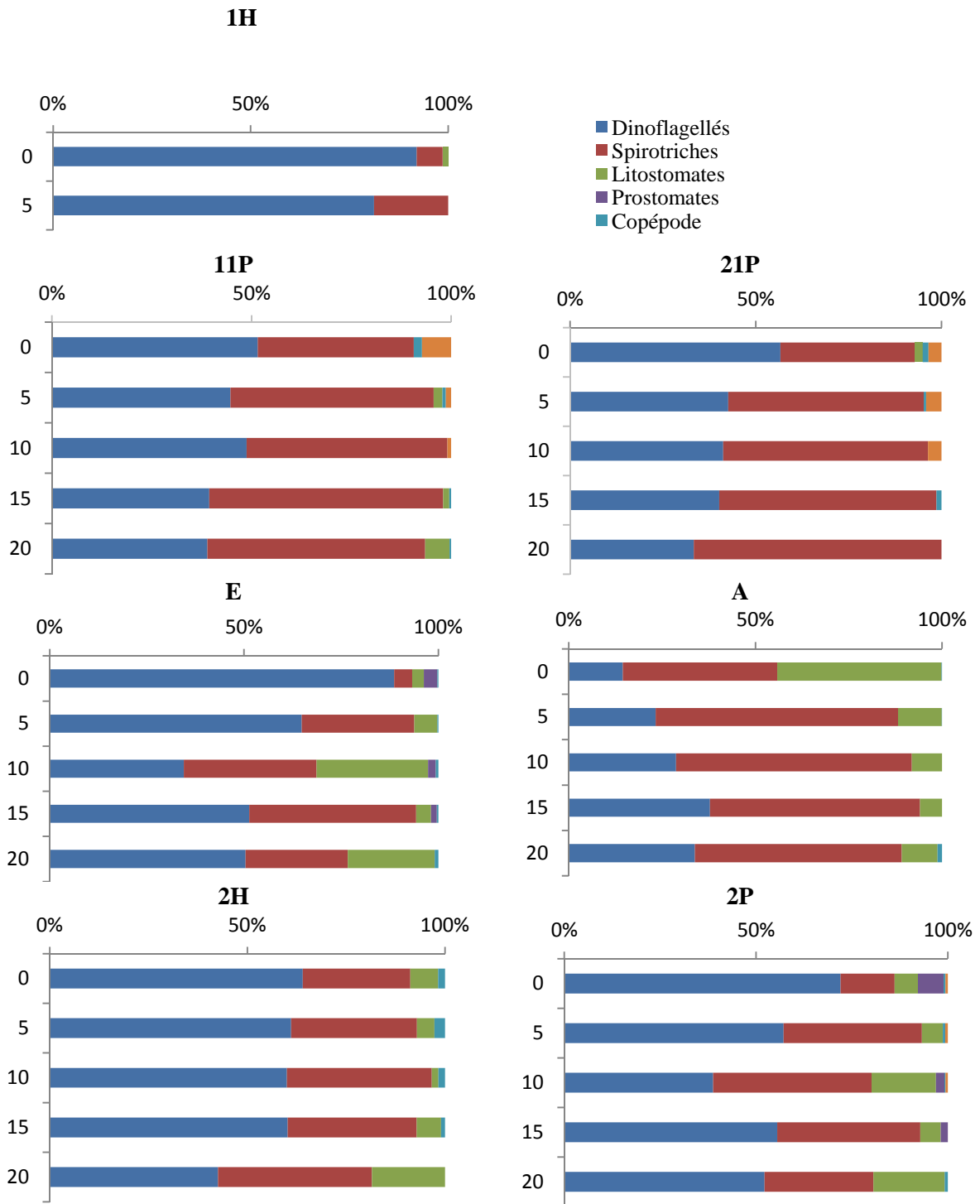


Figure 16 : Distribution verticale et temporelle des pourcentages relatifs en abondance des différents groupes microzooplanctoniques le long de la colonne d'eau entre Janvier 2010 et Mai 2011.

Les dinoflagellés et les spirotriches sont présents à chaque niveau de la colonne d'eau et dans toutes les périodes (Figure.9). Les Gymnodiniacées ; Procoentracées ; Dinophysacées ;

Peridiniacées ; Ceratiacées ; Gonyaulacacées de dinoflagellés et les strombidiides avec codonellides de spirotriches sont détectés pendant les toutes périodes d'échantillonnage représentant entre 0,5 et 12 % de l'abondance totale du microzooplancton (Tableau.5) avec un maximum enregistré au mois de Juillet 2010 pour les dinoflagellés et au mois Novembre 2010 pour les spirotriches (Figure.15). Litostomates sont présents sur toute la colonne d'eau mais ne représentent pas une nette distribution verticale. Les autres groupes tels que les Prostomates, des Stades larvaires des Copépodes et larves de la moule présentent les plus faibles abondances sur toute la colonne d'eau durant toutes les différentes périodes d'études (Figure. 16).

3.2. Structure de la communauté microzooplanctonique

Nous avons choisi d'étudier simultanément ces quatre paramètres afin de pouvoir confirmer et apporter des précisions concernant les successions écologiques.

Tableau 7 : Indices de SHANNON (H' en bits par cellule), Equitabilité (E) et Richesse spécifique (S) durant les périodes d'échantillonnages.

Périodes	Z (m)	0	5	10	15	20
	Indices					
1H0	H'	2,79	3,32			
	E	0,64	0,8			
	S	21	18			
11P20	H'	4,03	3,79	3,92	3,92	4,01
	E	0,81	0,76	0,78	0,76	0,86
	S	32	31	32	35	25
21P20	H'	1,92	4,11	4,15	4,14	3,87
	E	0,34	0,76	0,79	0,8	0,86
	S	50	42	38	36	23
E20	H'	4,09	4,05	3,87	4,2	3,97
	E	0,89	0,77	0,71	0,77	0,76
	S	37	39	45	44	37
A20	H'	2,09	3,69	3,69	3,9	4,13
	E	0,4	0,71	0,72	0,8	0,8
	S	37	36	35	29	35
2H20	H'	0,83	3,84	3,96	4,11	3,59
	E	0,16	0,78	0,78	0,78	0,92
	S	34	30	34	38	15
2P20	H'	3,08	4,26	4,25	3,9	4,07
	E	0,57	0,77	0,76	0,8	0,8
	S	42	47	49	29	34

La plus part des profondeurs de différentes périodes d'études (21P10, 1H0, 11P20, 21P20, E5, E15, E20, A10, 2P5 et 2P15) (tableau 7 et figure 18) correspondent des valeurs supérieures à 2,79 et 0,64 bits par cellules respectivement de l'indice de SHANNON (H') et d'équitabilité (E). Pour les périodes suivantes : 21P0, 21P5, 2P0, A15, 2H15 et 21P15 (tableau 7 et figure 18) les valeurs des indice de diversité sont varies entre $1,7 > H' > 4,14$ bits par cellules et $0,33 > E > 0,80$. Les périodes suivantes : 1H5, 11P5, 11P10, 2P10, A5, 2H5, 2H10 et 2H20. Dont le nombre d'espèces est moins important qu'aux périodes précédentes, correspondent à des valeurs de l'indice de SHANNON (H') et d'équitabilité (E) entre $3,3 > H' > 4,25$ bits par cellules et $0,7 > E > 0,92$ respectivement. Enfin, les profondeurs des périodes ultérieurs : 11P0, 11P15, 2P20, E10, A0, 2H0 et E0 (tableau 7 et figure 18) les valeurs de H' généralement comprises entre $0,8 > H' > 4,09$ bits par cellules et celles de E comprises entre $0,16 > E > 0,89$.

L'étude de la distribution verticale et temporelle de l'indice de diversité (Fig.17) tout au long de la colonne d'eau au niveau de la zone d'étude a montré que les H' supérieur à 3 bits par cellule au-delà de 5 m de profondeur durant toutes les périodes d'étude (Fig.17), est due à la présence d'une richesse spécifique < 25 différentes espèces. Tandis qu'en surface les valeurs de H' sont entre 0,5 et 3 bits par cellule qui répondent à une faible richesse spécifique (> 21 espèces de différentes classes).

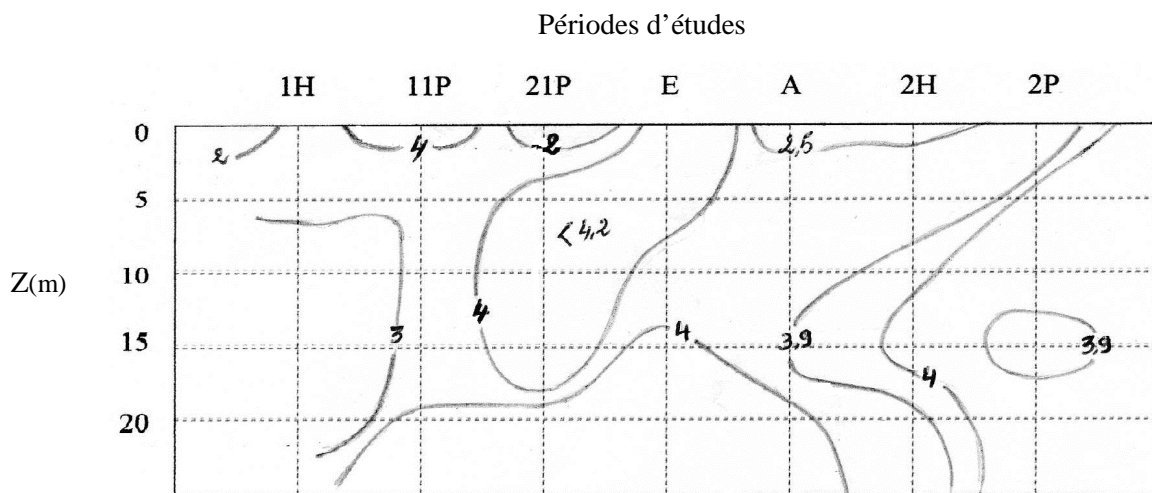


Figure 17 : Distribution verticale et temporelle de l'indice de diversité (H' (bits/cellule)) au niveau de la zone d'étude à Ain Tagourait pendant les périodes d'échantillonnages (Janvier 2010 ; Mars et Mai 2010 ; Juillet 2010 ; Novembre 2010 ; Janvier 2011 ; Mai 2011).

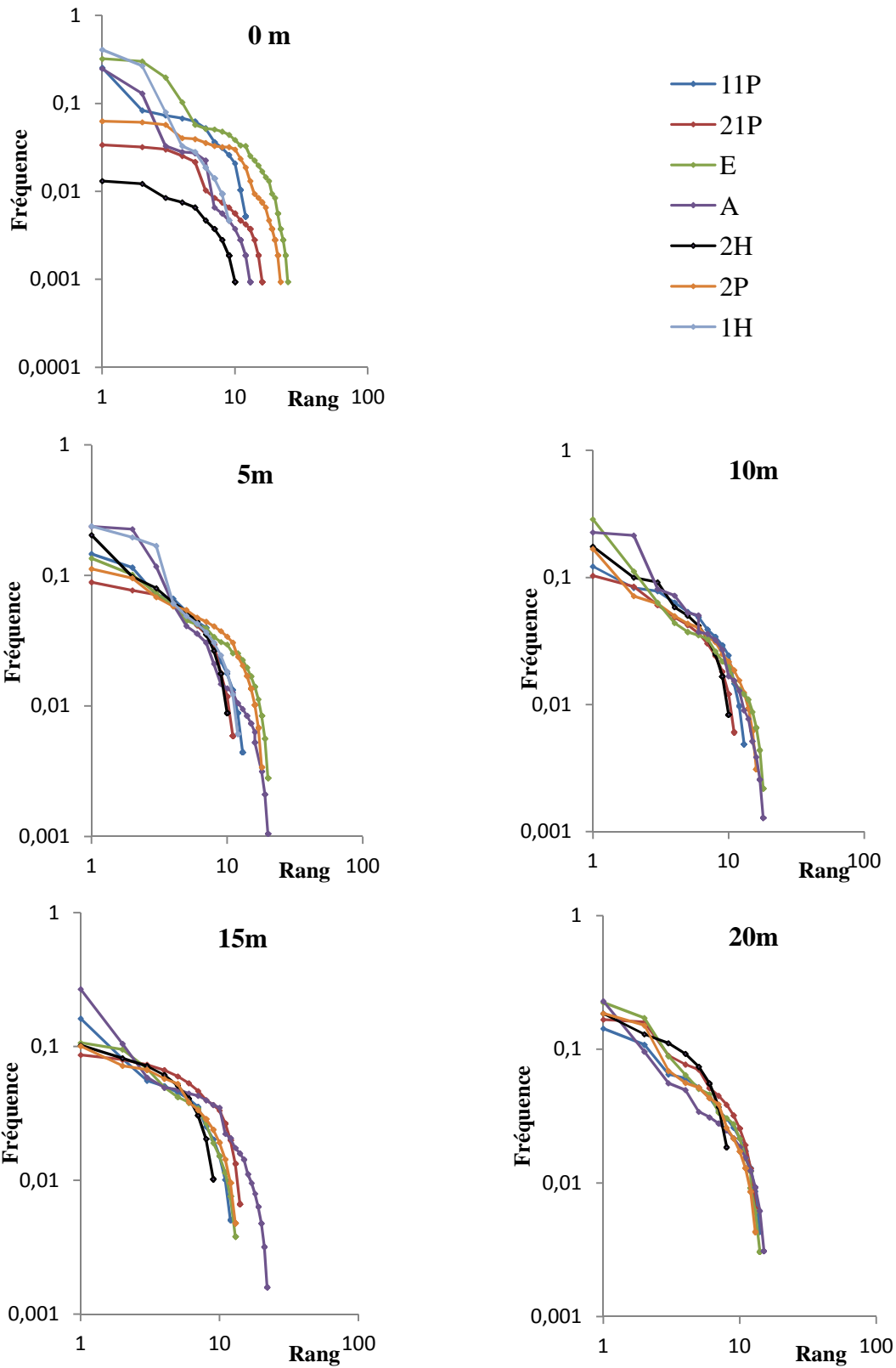


Figure 18 : Allure des diagrammes rang-fréquences (DRF) du microzooplancton des différentes profondeurs du site d'étude.

L'utilisation de l'indice de diversité dans l'appréciation du degré de maturation des peuplements phytoplanctonique (FRONTIER ,1969 ; ILTIS, 1974 ; in N.KEMKA et al, 1997) et aussi pour les peuplements microzooplanctoniques ; une diversité élevée caractérise des populations jeune à haut pouvoir de prolifération, avec prédominance d'une espèce ou d'un petit nombre. De même pour les populations mature la diversité est élevée. Ces valeurs de H' et de E obtenues sont élevées quasiment durant toutes les périodes des prélèvements.

Du 25 janvier 2010 au 18 mai 2011 (Tableau 7 et Figure 18)

Le 25 janvier 2010, les diagrammes rangs-fréquences présentent deux allures, la première convexe gaine vers la gauche est révélant la dominance de l'espèce *Noctiluca scintillans* , puis convexe pour les autres espèces, est nettement observée au niveau de la surface (1H0), cet état de succession correspondant au stade 1'. La seconde rectiligne est surtout dans sa partie gauche, montre un stade 3 caractéristique pour le peuplement de une profondeur de 5m (1H5) (fin de succession ou vieillissement), d'après (TRAVERS, 1971) on peut y voir un "vieillissement" de l'écosystème: la diversité- diminue, car certaines espèces deviennent mal contrôlées et ont tendance à monopoliser l'espace comme en début de succession, Les indices de diversité ont des valeurs 2,79 et 3,32 bits par cellule pour l'indice de Shannon (H') et, 0,64 et 0,80 pour l'équitabilité (E) respectivement aux profondeurs 0 et 5 m.

Le 21 mars 2010, les diagrammes rangs-fréquences des deux profondeurs 0 m (11P0) et 15m (11P15) à concavité vers le haut dans sa partie gauche, qui correspondent à des peuplements juvéniles présentant un stade 1 caractéristique, cela confirmé par la prédominance de l'espèces *Prorocentrum micans* au niveau de la surface ensuite l'espèce *Acanthostomella conicoides* à 15 m, mais, les valeurs de l'indice de SHANNON et d'équitabilité sont élevées (Tableau 7). Au niveau de 5m (11P5) et 10m (11P10), l'appauvrissement généralisé des populations mais aussi le nombre d'espèce est beaucoup plus élevé qu'à la date précédente, semblent indiquer que nous sommes en présence d'un stade 3 caractéristique. Les valeurs de diversité et d'équitabilité sont élevées respectivement supérieur à 3,7 bits par cellule et supérieur à 0,75. L'allure de la courbe est convexe au niveau de 20 m(11P20) , les indices de diversité sont élevés (H' : 4,01 bits/cellule et E : 0,86) et trois espèces dominantes , *Acanthostomella conicoides*, *Dictyocista sp* et *Kofoidinium splendens*; l'état de succession écologique du peuplement est au stade 1'.

Le 04 mai 2010, Les courbes des profondeurs 0m (12P0), 5m (12P5) et 15m (12P15), relativement convexe sur toute sa longueur, met en évidence une phase de maturité du peuplement (stade 2). Les indices de diversité sont élevés (H' : 4,11 et 4,14 bits/ cellule ; E : 0,76 et 0,80 respectivement aux niveaux 5m et 15m, mais ces derniers en surface sont faible (H' : 1,92 et E : 0,34). Le peuplement des deux niveaux 10m (12P10) et 20m (12P20) ont des valeurs de diversité plus élevées (H' est de 4,15 bits/cellule et E de 0,79 à 5m de profondeur et à 20m, H' a une valeur de 3,87 bits/cellule et E de 0,86). L'allure des courbes de DRF se rapproche plus du stade 1' décrit par (Frontier, 1976) et le peuplement semble en stade intermédiaire.

Les peuplements des trois profondeurs (5m (E5), 15m (E15) et 20m (E20)) échantillonnés le 14 juillet 2010 sont caractérisés par la dominance d'un petit nombre d'espèces (*Ceratium furca*, *Acanthostomella conicoides* et *Alexandrium affine* à 5m, *Oxytoxum sp* et *Lohmanniella oviformis* à 15m et *Mesodinium rubrum* à 20m) qui correspondent aux stades 1'. Les peuplements de 0m (E0) et 10m (E10) de profondeur sont à un stade 1, cela est confirmé par la dominance d'une à deux espèces par niveau (*Prorocentrum micans* et *Scrippsiella sp* en surface et *Mesodinium rubrum* à 10m). Les indices de diversité sont élevés pour les cinq niveaux, H' est supérieur à 3,86 bits par cellule et E est supérieur 0,7.

Le 13 novembre 2010, l'allure des DRF à 0 m (A0) et 20m(A20) de profondeur, indique la présence de deux peuplements à un stade 1 et cela affirmé par la dominance d'un petit nombre d'espèces, mais le diagramme rang-fréquence au niveau de la surface, semble s'agir d'un mélange de population se trouvant à des stade distincts :stade 1' pour l'une dominé par *Leegaardiella ovalis* et *Strombidium capitatum* ; stade 1 pour l'autre représenté par l'allure concave vers le haut dans sa partie gauche. Il est également important de remarquer qu'au niveau 5m (A5) est occupé par une communauté pauvre en espèce, cette pauvreté s'accompagne par une diversification et selon TRAVERS (1971) ce sont les principales caractéristiques d'un stade 3, que confirment d'ailleurs, la valeur élevée de H' (3,69 bits par cellule) et celle de E (0,71) ainsi que le DRF au dessus présente une allure quasi-rectiligne. Un stade 2 caractéristique a été observé au niveau de 15m (A15) de profondeur, cela est dû au développement des différentes espèces en équilibre. Les valeurs H' et de E sont élevées respectivement de 3,90 bits par cellule et 0,80. Nous avons encore relevé des cas où le DRF au niveau de 10m (A10) semble s'agir de mélange de plusieurs populations se trouvant à des différents stades d'évolution distincts : stade 1' pour l'une dominée par *Lohmanniella*

oviformis et *Strombidium capitatum*. ; Stade 1 pour l'autre dominée par *Cochlodinium pulchellum* et *Laboea strobila*. Les indices H' et E sont respectivement 3,69 bits par cellule et à 0,72.

Le 19 janvier 2011, d'après l'étude des successions écologiques appuyée par des valeurs de H' et E et surtout l'allure des diagrammes rangs-fréquences nous avons distingué des peuplements en deux stades de succession. Premièrement, au niveau de la surface (2H0) et à 15m (2H15) de profondeur l'allure des courbes de DRF se rapprochent plus du stade 2 décrit par (Frontier, 1976) et les peuplements semblent en stade de maturité. Les valeurs des indices de diversité sont élevées à 15m (H' : 4,11 bits par cellule et E : 0,78) mais sont faibles au niveau de surface (H' : 0,83 bits par cellule et E : 0,16). Pour le reste des échantillons des trois niveaux de profondeur (5 m (2H5), 10 m (2H10) et 20 m (2H20)) l'appauvrissement généralisé des populations, mais également le nombre d'espèces un peu élevé par rapport aux dates précédentes, semble indiquer que les peuplements caractérisent un stade 3. De plus, les valeurs des indices de diversité sont importantes (H > 3,5 bits par cellule et E > 0,7).

Le 18 janvier 2011, les valeurs des indices de diversité ont montré peu de variabilité verticale ; celles des prélèvements de deux niveaux (5m (2P5) et 20m (2P20)) : H' étaient supérieures à 4 bits par cellule et E supérieures à 0,75. Les diagrammes rangs-fréquences montrent : Une allure convexe vers le haut de la courbe, cet état de succession correspondant au stade 1' (stade intermédiaire), ce qui caractérise la prédominance de deux espèces pour chacune des profondeurs suivantes : à 5m (*Acanthostomella conicoides* et *Ceratium furca*); à 20m (*Mesodinium rubrum* et *Alexandrium affine*). La situation écologique est presque identique à celle de la date précédente au niveau de la surface (2P5). En effet, des peuplements échantillonnés se trouvent encore au stade 2 de la succession microzooplanctonique. Les valeurs de H' et de E sont élevées respectivement 3,08 bits par cellule et 0,57. Les peuplements des prélèvements des deux profondeurs : 15m (2P15) et 10m (2P10), l'allure des courbes de DRF se trouvent au stade 3 décrit par (Frontier, 1976) et le peuplement semble en fin de succession. Cette situation de succession est affirmée par les valeurs de H' et de E qui sont élevées (H' supérieur à 3 bits par cellule et E supérieur à 0,7) (Tableau 7).

4. Analyse statistique

4.1. Analyse en Composante Principale (ACP)

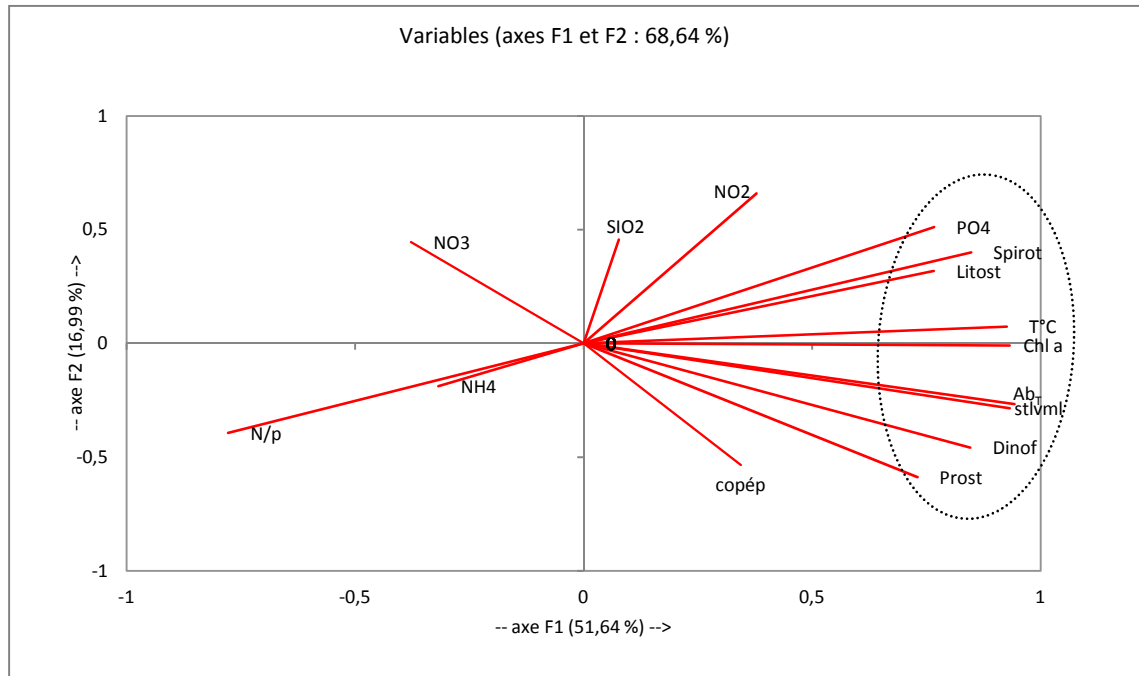


Figure 19 : L'analyse en composantes principales des différents groupes microzooplanctoniques en relation avec les facteurs environnementaux.

Afin de mettre en évidence les liens entre les variables des conditions du milieu au niveau de chaque profondeur et cela pour toutes les périodes d'échantillonnages, une ACP normée a été réalisée à partir des valeurs des paramètres abiotiques et biotiques.

L'analyse en composantes principales a permis l'illustration de ces paramètres autour de l'axe F1 et F2 (Figure 19). L'axe F1, expliquant 51,64% de la variabilité des paramètres abiotiques et biotiques, sélectionne positivement le groupe G1 qui est composé essentiellement les dinoflagellés, les litostomates, les spirotriches, les prostomates, les larves de la moule, de la chlorophylle *a*, de la température et un élément nutritif (le phosphore), (Figure 19), qui sont fortement corrélés avec l'abondance totale du microzooplancton expliquant respectivement les corrélations suivantes ($r = 0,986$; $p < 0,0001$), ($r = 0,675$; $p < 0,0001$) et ($r = 0,687$; $p < 0,0001$), ($r = 0,90$; $p < 0,0001$), ($r = 0,938$; $p < 0,0001$), ($r = 0,892$; $p < 0,0001$), ($r = 0,885$; $p < 0,0001$) (Annexe 5). Aussi, la chlorophylle *a* est corrélé significativement avec les

dinoflagellés ($r = 0,808$; $p < 0,0001$), les spirotriches ($r = 0,824$; $p < 0,0001$), les litostomates ($r = 0,659$; $p < 0,0001$), les prostomates ($r = 0,690$; $p < 0,0001$) et la température ($r = 0,907$; $p < 0,0001$). De même, les larves de la moule sont positivement corrélée avec les dinoflagellés, les spirotriches, les prostomates, et la température ($r = 0,899$; $p < 0,0001$), ($r = 0,687$; $p < 0,0001$), ($r = 0,846$; $p < 0,0001$), ($r = 0,837$; $p < 0,0001$) respectivement (Annexe 5). Egalement, la température est corrélé significativement avec les dinoflagellés ($0,822$; $p < 0,0001$), les spirotriches ($0,817$; $p < 0,0001$) et les prostomates ($0,645$; $p < 0,0001$). L'axe F2, représentant 16,99% de la variabilité, sélectionne positivement les trois paramètres constitués essentiellement par des facteurs abiotiques tel que les nitrites (), les nitrates et la silice. Et cela confirmer par une corrélation significative entre ces deux derniers (NO et SiO) ($r = 0,757$; $p < 0,0001$). Cette association explique mieux nos observations précédentes en ce qui concerne la distribution du microzooplancton, qui est strictement liée à la disponibilité de la chlorophylle *a* et de la température, montrant ainsi une corrélation positive importante entre les groupes microzooplanctoniques même et ceci par exemple entre les dinoflagellés et les prostomates avec ($r = 0,947$; $p < 0,0001$), ainsi que pour les prostomates avec les spirotriches ($r = 0,739$; $p < 0,0001$).

4.2. Analyse Factorielle des Correspondances (AFC) et Classification Ascendante Hiérarchique (CAH)

Dans cette partie nous avons écartés toutes les espèces qui sont rencontrées moins de vingt pourcent de leurs présences dans tous les niveaux des prélèvements et cela durant toutes les périodes d'échantillonnages(Annexe 6). Pour les analyses AFC et CAH. Dans une première étape, les AFC et les CAH ont été réalisées à partir d'une matrice prélèvements – espèces transformé en $\log(x + 1)$ (Annexe 2) : 32 prélèvements et 59 espèces .Avec cette matrices, les résultats obtenus et les représentations graphiques dans les deux plans dans le cas de l'AFC sont difficilement exploitables et interprétables en raison du nombre d'espèces inclus dans la matrice trop élevé, Cet état de fait nous amène à reconsidérer les critères de choix des espèces et les périodes de prélèvement au moment de l'Analyse factorielle des correspondances et de la classification ascendante hiérarchique; les critères retenus sont les contributions absolues les plus élevées dans le cas de l'AFC, ainsi ont été retenus des groupes de prélèvement en fonction de leur composition spécifique et de mettre en évidence des groupements d'espèces dans le cas l'CAH. Dans notre interprétation on a écarté les espèces rares et les espèces

sporadiques numériquement faibles ou très faibles, espèces dont la présence ou l'absence est sans conséquence sur l'aspect ou la structure du peuplement.

4.2.1. Analyse Factorielle des Correspondances (AFC) (Tableau 8 et 9) (Figure 20)

Tableau 8 : Contributions absolues (CA) des principales périodes et espèces aux deux premiers axes de l'AFC réalisée sur la matrice formée de 59 lignes (espèces) et 32 colonnes.

CA à F1				CA à F2				CA à F3			
Côté (-)		Côté (+)		Côté (-)		Côté (+)		Côté (-)		Côté (+)	
<i>Lho</i>	6,98	<i>Ncs</i>	4,66	<i>Kfs</i>	9,25	<i>Srep</i>	5,42	<i>Alsp1</i>	5,15	<i>Lbst</i>	6,85
<i>Grf</i>	5,54	<i>Dcsp</i>	3,78	<i>Ptpl</i>	8,20	<i>Lbst</i>	5,37	<i>Srsp</i>	4,47	<i>Ccp</i>	5,96
<i>Gmsp</i>	3,84	21P10	6,60	<i>Ptdi</i>	7,81	<i>Tima</i>	4,84	<i>Acsp</i>	4,42	<i>Sct</i>	5,68
A10	5,78	21P5	6,41	<i>Pcmc</i>	3,81	<i>Pcmi</i>	4,72	<i>Plsp</i>	3,97	<i>Kfs</i>	5,66
A5	5,73	11P10	5,28	E0	9,93	<i>Lpsp</i>	4,68	E20	8,81	<i>Srco</i>	4,79
11P5	5,46	11P0	4,49	1H0	6,75	21P15	13,06	2P20	7,92	<i>Totg</i>	4,35
A20	4,91	21P15	4,31	2H20	4,99	21P10	11,90	E10	5,04	A10	16,55
2P20	4,47			1H5	4,97	21P5	11,89	2P15	3,70	1H5	8,82
A15	4,37			2H5	3,90	21P20	6,11			1H0	8,37
A0	3,41			2P0	3,87	21P0	4,23			A15	8,29
										A5	8,00
										A20	4,01

Tableau 9 : Valeurs propres et pourcentages d'inertie :

	F1	F2	F3
Valeur propre	0,28	0,17	0,11
% variance	22,52	14,15	9,00
% cumulé	22,52	36,66	45,66

L'analyse factorielle des correspondances (AFC) a permis la discrimination des cinq groupes (G1, G2, G3, G4 et G5) autour des axes F1, F2 et le F3 (Figure 20). Les trois axes expliquent 45,66% de l'inertie totale (Tableau 9).

L'axe F1, expliquant 22,52 % de l'inertie totale (Tableau 9) sélectionne d'une part, négativement les prélèvements du mois de Novembre 2010 à tous les niveaux : à 0m (A0; CA : 3,41%), à 5m (A5; CA : 5,73%), à 10m (A10; CA : 5,78%), à 15 m (A15; CA : 4,37%) et à 20m (A20; CA : 4,91%) du mois de Mars 2010 à 5 m de profondeur (11P5; CA : 5,46%) et

du moi de Mai 2011 à 20 m de profondeur (2P20; CA : 4,47%). Ces prélèvements de diverses périodes sont associés aux trois espèces microzooplanctoniques les plus abondantes comme : *Lohmanniella oviformis* (Lho; CA : 6,98%), *Gyrodinium fusiforme* (Grf; CA : 5,54%) et *Gymnodinium sp* (Gmsp; CA : 3,84%). D'autre part positivement les cinq prélèvements du mois de Mai 2010 à trois niveaux de la colonne d'eau : à 5m (21P5; AC : 6,41%), à 10 m (21P10; AC : 6,60%) et à 15m (21P15; AC : 4,31%) et du mois de Mars 2011 à deux niveaux de 0m (11P0; AC : 4,49%) et 10 m (11P10; AC : 5,28%) qui sont associées avec les espèces les plus abondantes suivantes : *Noctiluca scintillans* (Ncs; AC : 4,66 %) et *Dictyocista sp* (Dcsp ; AC : 3,78 %).

L'axe F2, représentant 14,15 % de l'inertie totale (Tableau 9), sélectionne d'une part positivement les prélèvements de toutes les profondeurs du mois de Mai 2010 : à 0m (21P0; AC : 4,23%), à 5m (21P5; AC : 11,89%), à 10m (21P10; AC : 11,90%), à 15m (21P15; AC : 13,06%) et à 20 m (21P20; AC : 6,11%) strictement associée aux cinq espèces microzooplanctoniques les plus abondantes telle que : *Strombidium epidinium* (Srep; CA : 5,42%), *Laboea strobila* (Lbst; CA : 5,37%), *Tintinnopsis major* (Tima; CA : 4,84%), *Prorocentrum minimum* (Pcmi; CA : 4,72%) et *Leptotintinnus sp* (Lpsp; CA : 4,68%). D'autre part négativement les six prélèvements des mois suivants : Juillet 2010 à 0m de profondeur (E0; AC : 9,93%), Janvier 2010 à deux niveaux : à 0m (1H0; AC : 6,75%) et à 5m (1H5; AC : 4,97%), aussi le mois de Janvier 2011 à deux niveaux : à 5m (2H5; AC : 3,90%) et à 20 m (2H20; AC : 4,99%) et le mois de Mai 2011 à 0m (2P0; AC : 3,87%) qui sont associées avec les espèces microzooplanctoniques du groupe des dinoflagellés les plus importantes suivantes : *Kofoidinium splendens* (Kfs; AC : 9,25%), *Protoperidinium pellucidum* (Ptpl; AC : 8,20%), *Protoperidinium divergens* (Ptdi; AC : 7,81%) et *Prorocentrum micans* (Pcmc; AC : 3,81%).

L'axe 3, représentant 9 % de l'inertie totale (Tableau 9), dans sa partie positive oppose les prélèvements des deux mois, de Novembre 2010 à des profondeurs de 5m (A5; AC : 8,00%), 10m (A10; AC : 16,55%), 15m (A15; AC : 8,29%) et de 20m (A20; AC : 4,01%) et de Janvier 2010 à deux niveaux de la colonne d'eau : à 0m (1H0; AC : 8,37 %) et à 5m (1H5; AC : 8,82%), ces prélèvements sont associés avec les espèces microzooplanctoniques les plus importantes comme : *Laboea strobila* (Lbst; AC : 6,85%), *Cochlodinium pulchellum* (Ccp; AC : 5,96%), *Scrippsiella trochoidea* (Sct; AC : 5,68 %), *Kofoidinium splendens* (Kfs; AC : 5,66%), *Strombidium conicum* (Srcoc; AC : 4,79%), *Tontonia gracillima* (Totg; AC : 4,35%). Dans sa partie négative sélectionne les prélèvements des deux mois, de juillet

2010 à 10m (E10; AC : 5,04%) et à 20m (E20; AC : 8,81%) et de Mai 2011 à 15m (2P15; AC : 3,70%) et à 20m (2P20; AC : 7,92%) qui sont associés avec les quatre espèces les plus abondantes également : *Alexandrium sp1* (Alsp1; AC : 5,15%), *Strombidium sp* (Srsp; AC : 4,47%), *Acanthostomella sp* (Acsp; AC : 4,42%), *Plectodinium sp* (Plsp; AC : 3,97%).

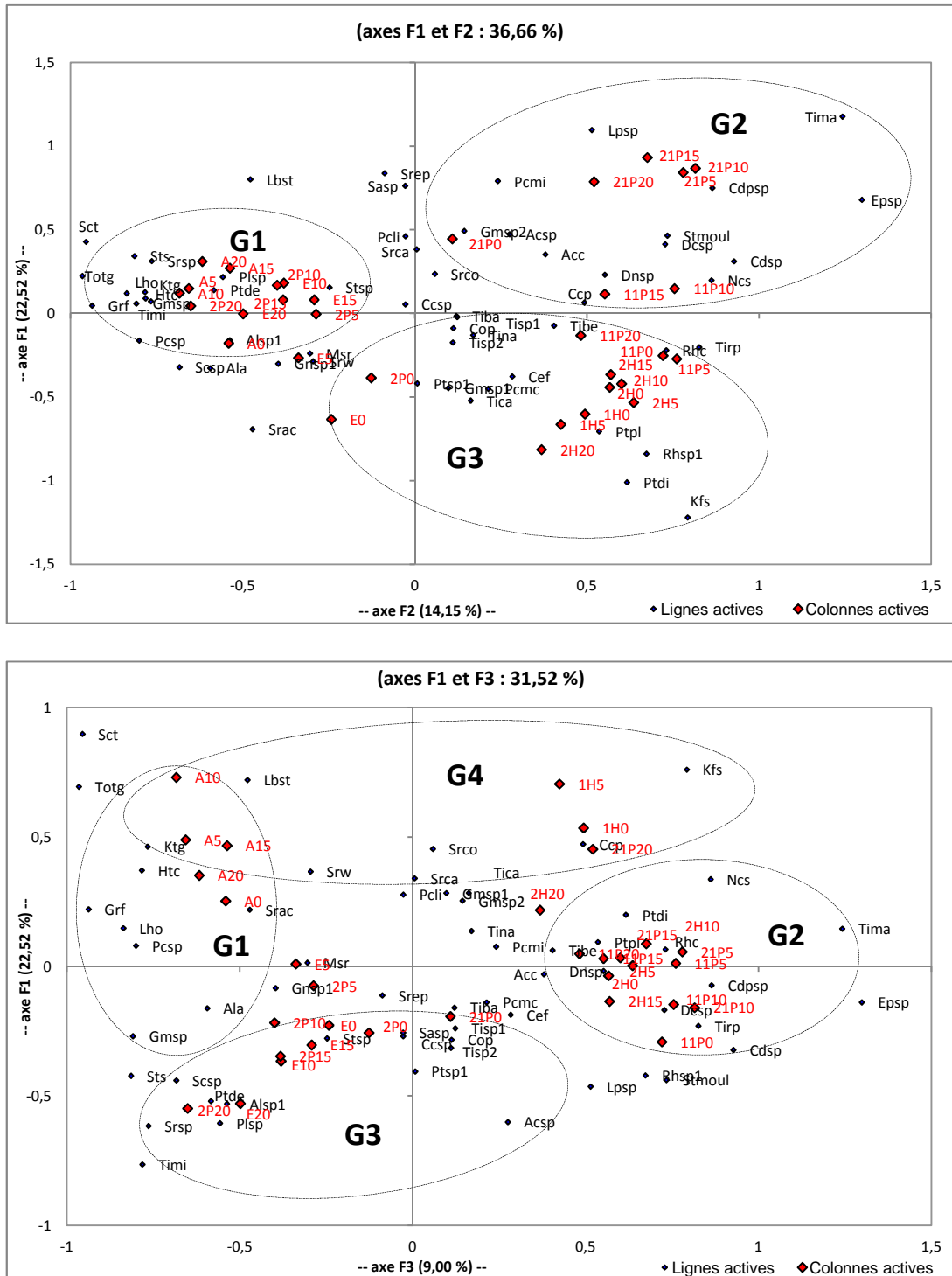


Figure 20 : L'analyse factorielle des correspondances des différentes espèces microzooplanctoniques identifiées en relation avec les périodes d'échantillonnages.

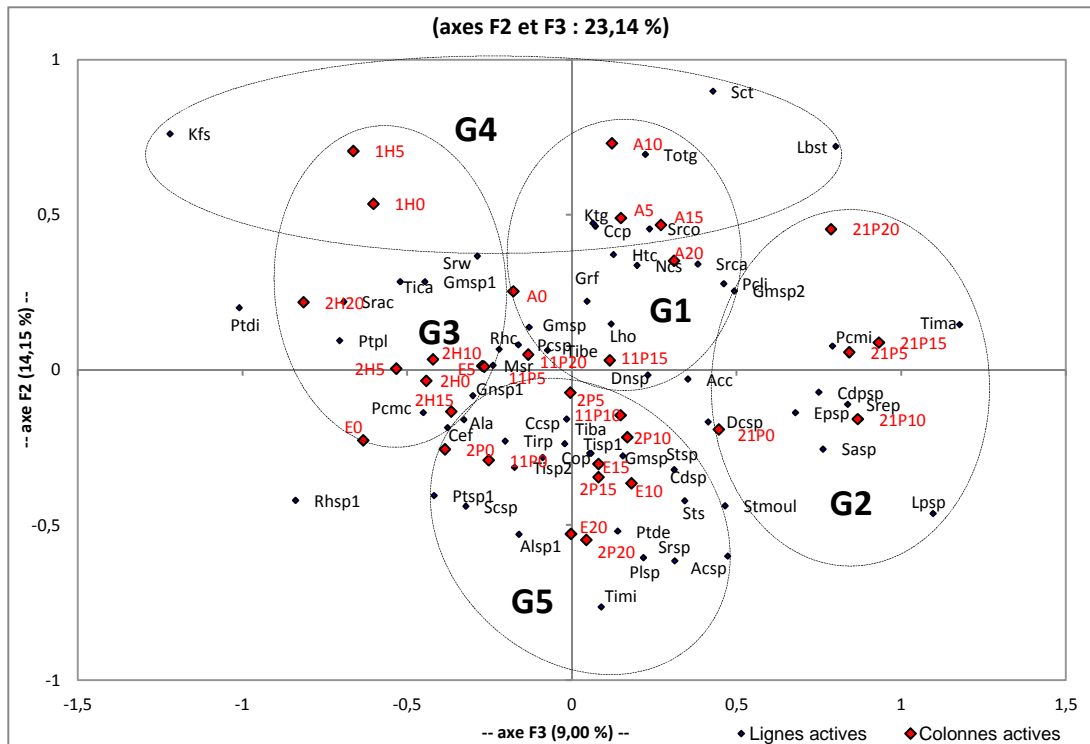


Figure.10 : Suite

Plan F1-F2 (Figure 20)

L'axe 1, dans sa partie négative sélectionne le groupe G1, ce dernier est celui dont les contributions absolues sont les plus élevées autour de F1 et dans sa partie positive sélectionne le groupe G2, tandis que l'axe 2 met en opposition les groupes G2 dans le côté positif et G3 dans le côté négatif, les prélèvements et les espèces microzooplanctoniques du groupe G3 sont les plus influents sur l'axe 2, car représentent des contributions absolues les plus élevées autour de cet axe. Le groupe G1 regroupe les trois espèces microzooplanctoniques des dinoflagellés (*Gyrodinium fusiforme* et *Gymnodinium sp*) et de cilié (*Lohmanniella oviformis*) avec les prélèvements de divers profondeurs des mois, de Novembre 2010 (A0, A5, A10, A15 et à 20m A20), de Mars 2010 (11P5) et de Mai 2011 (2P20). Le groupe G2 est constitué par des espèces de dinoflagellés (*Noctiluca scintillans*, *Prorocentrum minimum*) et de ciliés (*Dictyocista sp*, *Tintinnopsis major*, et *Leprotintinnus sp*) associées avec les prélèvements des différentes profondeurs du mois de Mai 2010 à tous les niveaux (21P0, 21P5, 21P10, 21P15 et 21P20) et du mois de Mars 2011 à deux niveaux de (11P0 et 11P10), ce groupes est caractérisé par des espèces et prélèvements qui ont des contributions absolues les plus élevées autour des deux axes 1 et 2. Le groupe G3 regroupe les espèces de dinoflagellés (*Kofooidinium splendens*, *Protoperidinium pellucidum*,

Protoperidinium divergens et *Prorocentrum micans*) avec les prélèvements des mois de Juillet 2010 (E0), de Janvier 2010 à deux niveaux (1H0 et 1H5), de Janvier 2011 à deux niveaux (2H5 et 2H20) et le mois de Mai 2011 (2P0).

Plan F1-F3 (Figure 20)

Dans le plan 1-3, il y a formation des quatre groupes G1, G2, G3 et G4 autour des deux axes F1 et F3. Ces groupes sont sélectionnés par des espèces microzooplanctoniques et des prélèvements dont les contributions absolues les plus influents sur les axes F1 et F3. Les groupes G1 et G3 sont sur les parties négatives des Axes F1 et F3 respectivement et les groupes G2 et G4 sont sur les parties positives des axes F1 et F3 respectivement. Le groupe G4 est composé par des espèces microzooplanctoniques de dinoflagellés (*Cochlodinium pulchellum* et *Kofooidinium splendens*) et des ciliés (*Laboea strobila* et *Strombidium conicum*) associées avec des prélèvements des deux mois, de Novembre 2010 à des profondeurs de 5m (A5), de 10m (A10), 15m (A15) et de 20m (A20) et de Janvier 2010 à deux niveaux de la colonne d'eau (1H0 et 1H5). d'après la figure.12 et le tableau.6, il y a un chevauchement entre les groupes G1 et G4, dans quelques prélèvements, en effet il y a une influence de ces prélèvements (mois de Novembre 2010 à des profondeurs A5, A10 et A15) sur les deux axes F1 et F2 au même temps.

Plan 2-3 (Figure 20)

Dans le plan 1-3, il y a composition de cinq groupes G1, G2, G3, G4 et G5 autour des axes F2 et F3, c'est-à-dire il y a une apparition de nouveau groupe G5 qui influence spécialement autour de l'axe F3, ce groupe est constitué par quatre prélèvements les plus importants en contribution absolue autour de l'axe F3 (des mois de juillet 2010 (E10 et E20) et de Mai 2011 à 20 m (2P20)) associées avec des espèces microzooplanctoniques de dinoflagellés et de ciliés telle que : *Alexandrium sp1*, *Strombidium sp*, *Acanthostomella sp* et *Plectodinium sp*.

4.2.2. Classification Ascendante Hiérarchique (CAH)

-CAH des prélèvements (Figure 21)

Le dendrogramme obtenu dégage 3 classes isolées qui correspondent aux prélèvements des périodes d'études à savoir :

- **Classe 1** formée des prélèvements de toutes les profondeurs de celui des mois de Janvier 2010, Mars 2010 et de moi Janvier 2011.
- **Classe 2** formé des prélèvements de toutes les profondeurs de celui de mois de Mai 2010.
- Et en fin la **Classe 3**, formé par des prélèvements des cinq niveaux de la colonne d'eau des mois de Novembre 2010, Juillet 2010 et de Mai 2011

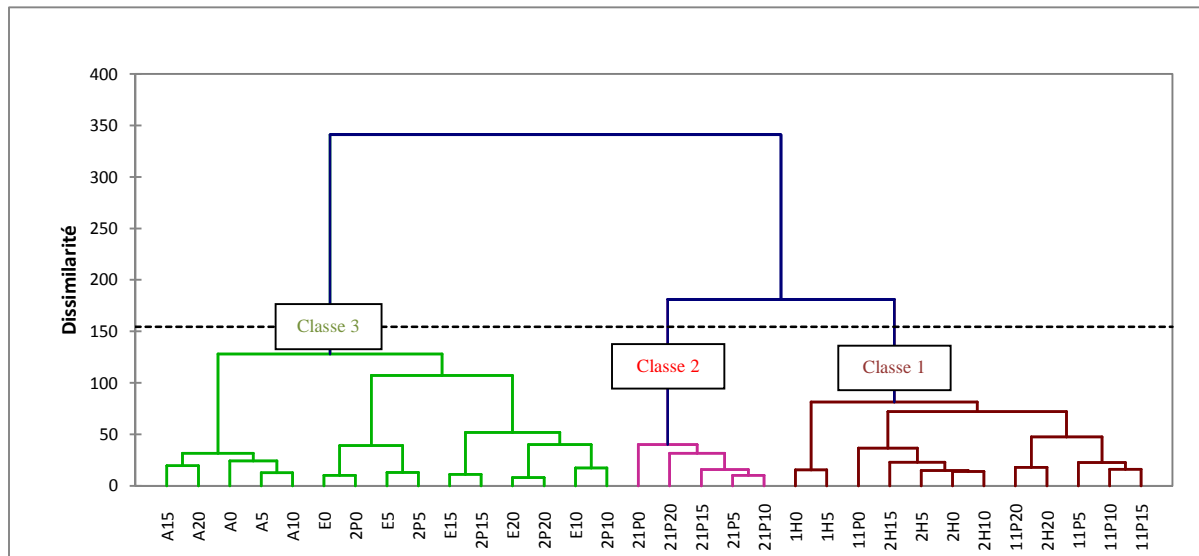


Figure 21 : L'analyse en dendrogramme des différents périodes d'échantillonnage dans notre site d'étude (Ain Tagourait).

Tableau 10 : Listes des périodes d'études des trois classes

Classe	1	2	3
	1H5	21P5	E5
	11P0	21P10	E10
	11P5	21P15	E15
	11P10	21P20	E20
	11P15		A0
	11P20		A5
	2H0		A10
	2H5		A15
	2H10		A20
	2H15		2P0
	2H20		2P5
			2P10
			2P15
			2P20

- CAH des espèces

Le dendrogramme de la classification montre trois principaux groupes d'espèces (figure 20) développées dans le tableau suivant:

Tableau 11 : Listes des espèces des trois groupes.

Groupe 1	Groupe 2	Groupe 3
<i>Tintinnopsis nana</i> (Tina)	<i>Acanthostomella conicoides</i> (Acc)	<i>Gymnodinium sp</i> (Gmsp)
<i>Alexandrium affine</i> (Ala)	<i>Acanthostomella sp</i> (Acsp)	<i>Gyrodinium fusiforme</i> (Grf)
<i>Alexandrium sp1</i> (Alsp1)	<i>Codonellopsis sp</i> (Cdpsp)	<i>Heterocapsa circularisquama</i> (Htc)
<i>Ceratium furca</i> (Cef)	<i>Codonnella sp</i> (Cdsp)	<i>Katodinium glaucum</i> (Ktg)
<i>Cochlodinium pulchellum</i> (Ccp)	<i>Dictyocista sp</i> (Dcsp)	<i>Laboea strobila</i> (Lbst)
<i>Cochlodinium sp</i> (Ccsp)	<i>Dinophysis sp</i> (Dnsp)	<i>Lohmanniella oviformis</i> (Lho)
Stade larvaire des Copepodes (Cop)	<i>Epiplocyclus sp</i> (Epsp)	<i>Mesodinium rubrum</i> (Msr)
<i>Gonyaulax sp1</i> (Gnsp1)	<i>Gymnodinium sp2</i> (Gmsp2)	<i>Plectodinium sp</i> (Plsp)
<i>Gymnodinium sp1</i> (Gmsp1)	<i>Leptotintinnus sp</i> (Lpsp)	<i>Prorocentrum lima</i> (Pcli)
<i>Kofooidinium splendens</i> (Kfs)	<i>Noctiluca scintillans</i> (Ncs)	<i>Prorocentrum sp</i> (Pcsp)
<i>Prorocentrum micans</i> (Pcmc)	<i>Prorocentrum minimum</i> (Pcmi)	<i>Protopteridinium depressum</i> (Ptde)
<i>Protopteridinium divergens</i> (Ptdi)	<i>Rhabdonella conica</i> (Rhc)	<i>Salpingella sp</i> (Sasp)
<i>Protopteridinium pellucidum</i> (Ptpl)	Stade larvaire de la moule (Stmoul)	<i>Scrippsiella trochoidea</i> (Sct)
<i>Protopteridinium sp1</i> (Ptsp1)	<i>Strombidium epidenium</i> (Srep)	<i>Stenosemella sp</i> (Stsp)
<i>Rhabdonella sp1</i> (Rhsp1)	<i>Tintinnopsis beroidea</i> (Tibe)	<i>Stenosemella steini</i> (Sts)
<i>Scrippsiella sp</i> (Scsp)	<i>Tintinnopsis major</i> (Tima)	<i>Strombidium capitatum</i> (Srca)
<i>Strombidium acutum</i> Srac()	<i>Tintinnopsis rapa</i> (Tirp)	<i>Strombidium conicum</i> (Srco)
<i>Tintinnopsis campanula</i> (Tica)		<i>Strombidium sp</i> (Srsp)
<i>Tintinnopsis sp1</i> (Tisp1)		<i>Strombidium wulffi</i> (Srw)
<i>Tintinnopsis sp2</i> (Tisp2)		<i>Tintinnopsis baltica</i> (Tiba)
		<i>Tintinnopsis minuta</i> (Timi)
		<i>Tontonia gracillima</i> (Totg)

Le groupe 1 rassemble les espèces microzooplanctoniques des dinoflagellés : *Alexandrium affine*, *Alexandrium sp*, *Ceratium furca*, *Cochlodinium pulchellum*, *Cochlodinium sp*, *Gonyaulax sp*, *Gymnodinium sp1*, *Kofooidinium splendens*, *Prorocentrum micans*, *Protopteridinium divergens*, *Protopteridinium pellucidum*, *Protopteridinium sp1*, *Scrippsiella sp*, ainsi celles des ciliés telle que: *Rhabdonella sp1*, *Strombidium acutum*, *Tintinnopsis campanula*, *Tintinnopsis sp1*, *Tintinnopsis sp2*. *Tintinnopsis nana*, et les Stade larvaire des Copepodes,

Le groupe 2 réunit les espèces microzooplanctoniques des ciliés comme : *Acanthostomella sp*, *Codonellopsis sp*, *Codonnella sp*, *Dictyocista sp*, *Leptotintinnus sp*, *Rhabdonella*

conica, *Strombidium epidenium*, *Tintinnopsis beroidea*, *Tintinnopsis major*, *Tintinnopsis rapa*, et celles des dinoflagellés telle que : *Dinophysis sp*, *Gymnodinium sp2*, *Noctiluca scintillans*, *Prorocentrum minimum*, et les stades larvaires de la moule

Le groupe 3 rassemble les les espèces microzooplanctoniques des dinoflagellés comme : *Gymnodinium sp*, *Gyrodinium fusiforme*, *Heterocapsa circularisquama*, *Katodinium glaucum*, *Prorocentrum lima*, *Prorocentrum sp*, *Protoperidinium depressum* et *Scrippsiella trochoidea*, et des ciliés comme : *Laboea strobila*, *Salpingella sp*, *Lohmanniella oviformis*, *Mesodinium rubrum*, *Plectodinium sp*, *Stenosemella sp* et *Stenosemella steini*.

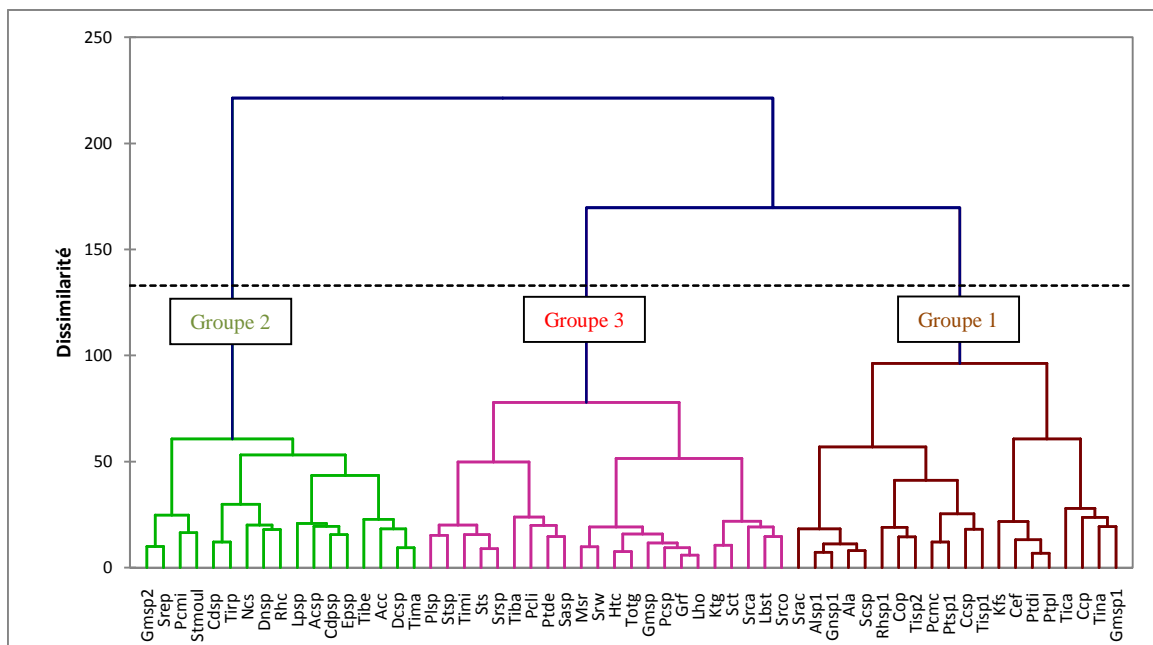


Figure 22 :L'analyse en dendrogramme des espèces récoltées dans notre site d'étude (Ain Tagourait) durant toutes les périodes d'échantillonnage.

DISCUSSION GENERALE & CONCLUSION

1. Discussion

L'inventaire faunistique que nous avons dressé, nous a permis de mettre en évidence une composition spécifique des ciliés et des dinoflagellés, les espèces de ces derniers sont très voisines de celle répertoriées au cours des travaux antérieurs le long des côtes Algériennes (Gaumer. 1981 ; Illoul,H.1991 ;Ounnissi et Frehi. 1999,Touahria et al. 2006 ; Touahria et al. 2007 et Touahria et Seridji; 2010). Les analogies sont nombreuses avec les inventaires des travaux précédents. Les quelques différences tiennent au mode et au choix de la zone de prélèvement.

Les dinoflagellés hétérotrophes sont généralement de tailles différentes, sont assez mal échantillonnés par la technique de prélèvement à la bouteille. Nous avons tenté de classer les espèces les plus fréquentes en une seule catégorie en nous basant sur leurs distributions temporelles. Durant notre travail 53 espèces de dinoflagellés hétérotrophes identifiées, mais les plus fréquentes sont : *Ceratium furca*, *Cochlodinium pulchellum*, *Gyrodinium fusiforme*, *Kofoidinium splendens*, *Noctiluca scintillans*, *Prorocentrum micans* et *Protoperidinium pellucidum*. Concernant la répartition verticale et le temps, ces espèces dans leur ensemble présentent une large distribution verticale et temporelle au niveau de la côte. Ce qui fait, ces espèces ont un caractère néritique qui présentent une répartition verticale et temporelle.

Les résultats de l'analyse qualitative des ciliés indiquent un nombre d'une seule espèce pour chacun des deux groupes Litostomates et Prostomates et 56 espèces qui appartiennent au groupe des Spirotriches dont l'identification a été basée essentiellement sur la forme de la cellule. Les espèces les plus fréquentes telle que *Acanthostomella conicoides*, *Laboea strobila*, *Strombidium capitatum*, *Strombidium wulffi*, *Strombidium conicum* et *Lohmanniella oviformis*, présentent une répartition verticale et temporelle dans notre site d'étude.

Le nombre d'espèces tintinnides récoltées est incomparable à celui de la baie d'Alger (Touahria et al. 2006 ; Touahria et al. 2007 et Touahria et Seridji.2010), et même pour les espèces du groupe dinoflagellé répertoriées par (Gaumer. 1981 & Illoul, H.1991), car notre choix est basé sur une catégorie spécifique de ce groupe, qui a un caractère d'hétérotrophie.

Pour avoir une idée plus exacte de la richesse spécifique en microzooplancton de notre zone d'étude à Ain Tagourait ou bien d'une autre zone, il serait nécessaire de multiplier les prélèvements à la bouteille et au filet sur plusieurs années, à différentes profondeurs et de déterminer certaines espèces avec plus de précision.

L'étude de la dynamique du microzooplancton en relation avec les paramètres physicochimiques (Figure 8) entre janvier 2010 et mai 2010 pendant toutes les périodes d'échantillonnages réalisées au niveau du cite d'étude (Ain Tagourait) a montré des fluctuations temporelles. Néanmoins, le paramètres physique (la Température) de l'eau est entièrement semblable (figure 8a), d'une part durant les quatre périodes : Janvier 2010, mars 2010, novembre 2010 et janvier 2011 ; d'autre part pendant les mois : mai 2010, juillet 2010 et mai 2011. En général, il est connu que la répartition du zooplancton, notamment les copépodes, est trop dépendante de la qualité hydrologique de l'eau (c'est-à-dire l'état de stratification thermique, le brassage hydrologique et la transition entre ces deux états) (Halsband-Lenk et al., 2002; Fernandez et al., 2003a, 2007; Souissi et al., 2008; Molinero et al., 2008). Ces mouvements hydrologiques sont essentiellement gérés par des facteurs physiques tels que la température et la salinité qui sont les facteurs principaux affectant la répartition et la dynamique des Stade larvaire des Copepodes (Regner, 1985; Roy, 1992; Sioukou-Frangou, 1996; Christou, 1998; Calbet et al., 2001; Youssara et Gaudy, 2001; Kovalev et al., 2003; Chiba et Saino, 2003; Vieira et al., 2003, Fernandez de Puellas et al., 2003a; Riandey, et al., 2005). Au sein de cette présente étude, la distribution temporelle des moyennes du paramètre physique mesuré (Température) a montré que la température est le seul paramètre présentant une relation étroite avec la fluctuation de la densité de chacun des trois groupes microzooplanctoniques suivant : les dinoflagellés, les prostomates et les copépodites (Figure 23).

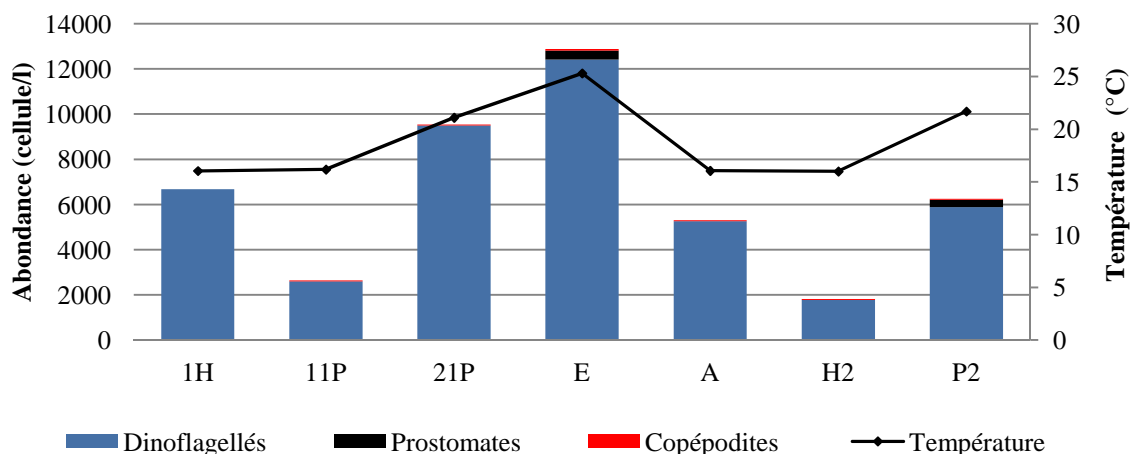


Figure 23 : Répartition temporelle des moyennes de la densité des dinoflagellés, des prostomates, des copépodites et de la température au niveau de site d'étude (Ain Tagourait) pendant toutes les périodes d'échantillonnage.

En effet, la température constitue un paramètre physique crucial vu son influence et sa relation étroite avec la dynamique et la distribution des trois groupes microzooplanctoniques précédent, particulièrement sur les copépodes agissant ainsi sur le taux de leur reproduction et leur prolifération (Abou Debs et Nival, 1983; Kovalev, 1988; Ban, 1994; Kovalev et al., 2003; Fernandez de Puelles et al., 2003a; Devreker et al., 2005; Cartes et al., 2007; Souissi et al., 2008) et aussi dans la régulation de leur métabolisme (Hirche et al., 1997). A Berard, on remarque que la densité moyenne la plus importante des Stades larvaires des Copépodes a été observée au mois de Juillet 2010. Ce maximum coïncide avec la température moyenne la plus élevée (25,3°C), montrant ainsi que ce paramètre a un effet direct sur la distribution et la reproduction des copépodes (Figure 24).

En ce qui concerne les éléments nutritifs figure (8c, d, e, f, g et h) la disponibilité des éléments azotés observés pendant les périodes d'études est quasiment semblable avec une nette dominance d'ion ammonium par rapport au nitrate et nitrite. D'ailleurs, la faible concentration en phosphate

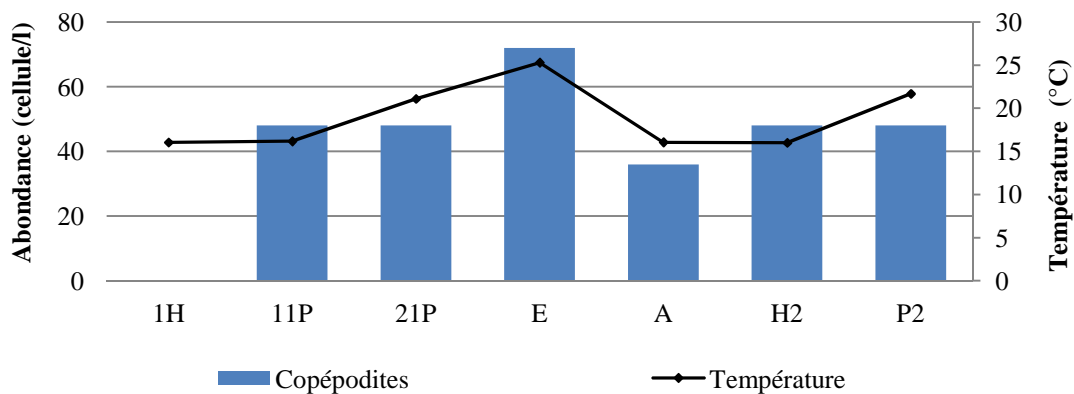


Figure 24 : Répartition temporelle des moyennes de la densité des Stades larvaires des Copépodes et de la température à Ain Tagourait pendant les mois d'échantillonnage.

enregistrée pendant le mois de Juillet 2010 est similaire à celles enregistrée en novembre 2010 et janvier 2011. D'après ces résultats nous pouvons dire que le phosphate est un élément limitant au niveau de notre cite d'étude à Ain Tagourait, comme le confirme le rapport N/P qui est élevé pendant les périodes évoquées précédemment. En plus, les concentrations importantes en chlorophylle *a* ont été enregistrées pendant ces périodes de faible concentrations en Phosphate qui correspondent aux concentrations d'ion ammonium très élevés. Au cours de cette période, la concentration en chlorophylle *a* est corrélée

négativement avec celle l'ion ammonium ($r = -0,543$; $p < 0,05$; d.d.l. = 28). Mais aussi les concentrations les plus élevés en chlorophylle *a* ont été enregistrées durant le mois mai 2011, en même période on a notés des concentrations de la cilice les plus supérieurs à celles d'autres mois d'échantillonnages. Ceci suggère que la biomasse du phytoplancton est strictement dépendante de la disponibilité de cet élément au cours de la période du développement du phytoplancton. En effet, à travers de ces résultats, on peut prévoir que le phosphate est l'élément qui limite la croissance du phytoplancton durant la saison estivale dans la mer méditerranéenne, comme il était déjà suggéré dans le bassin occidental (Berland et al., 1980; Thingstad et al., 1998; Marty et al., 2002) et dans le bassin oriental de la mer Méditerranée (Krom et al., 1991). Le maximum de la concentration en chlorophylle *a* est observé pendant es mois de Janvier-Mai 2010 et Mai 2011 (Figure 23). Il est associé d'une part à une disponibilité importante des trois éléments nutritifs quasiment sur toute la colonne d'eau (Annexe 4) d'abord en azote, les carences en azote provoquent d'importantes baisses de productivité, et une baisse de la concentration intracellulaire en chlorophylle chez les algues; (KIRK, 1986). En plus l'ammonium est la source azotée la plus utilisée par les algues. Son absence peut inhiber la croissance de certaines espèces, Suttle et Harrison.(1988); puis en phosphate, et après en cilice, cette dernier est utilise uniquement par les Diatomées pour l'élaboration de leur frustule ; il peut, à de très faibles concentration, jouer un rôle de facteur limitant du développement diatomique (Drira, Z.2009), et qui d'autre part est principalement associé à une faible abondance du microzooplancton , les concentrations importantes en chlorophylle *a* (4,646 $\mu\text{g/l}$, 2,414 $\mu\text{g/l}$ et 3,117 $\mu\text{g/l}$) sont observées respectivement pendant les mois de Janvier- Mars 2010 et Mai 2011, lors que les abondances des différents groupes microzooplanctoniques sont faibles (Figure 23). Ces derniers en mois de Mai-Juillet-novembre 2010 représentant 64,96% de l'abondance totale (Tableau 5) qui correspondent aux faibles concentrations en chlorophylle *a*. La diminution de la concentration de la chlorophylle *a*, selon les mois de Juillet-Novembre 2010 est du a une nette dominance du microzooplancton. En effet, les microzooplanctons peuvent exercer leur influence, sur les diatomées. Par exemple, Les diatomées du genre *Coscinodiscus*, constituent l'essentielle des proies du dinoflagellé *Noctiluca scintillans* (Allan & Kheith, 1996), et aussi sur les populations algales de petites tailles (Calbet, A. 2008). Une corrélation significative a été enregistrée entre l'abondance totale du microzooplancton et la concentration de la chlorophylle durant toutes les périodes d'étude ($r = 0,892$; $p < 0,05$). Ce type de brouteurs du phytoplancton s'étend également à d'autres proies, comme les autres protozoaires et des métazoaires (Jeong, 1999). Par exemple, les dinoflagellés mixotrophes *Ceratium furca*

enlevé, en moyenne, 67% de la *Strobilidium sp* de la population et ceci par jour dans la baie de Chesapeake (Smalley et Coats, 2002). Un autre exemple intéressant se rapporte au *Noctiluca sp*, qui pouvez diminuer jusqu'à 50% des œufs de copépodes (Daan, 1987). De plus, une forte corrélation a été détectée entre l'abondance des dinoflagellés et celle des prostomates ($r = 0,947$; $p < 0,05$) et aussi entre l'abondance des dinoflagellés et celle des larves de la moule ($r = 0,899$; $p < 0,05$). Cela est probablement dû à la pression de prédation et/ou de compétition exercée entre eux. Les dinoflagellés est le groupe le plus dominant du microzooplancton, ceci suggère que ce groupe pourrait être aussi "opportuniste" que d'autres groupes microzooplanctons qui exigent une concentration importante en éléments nutritifs. Le long de colonne d'eau aux mois de Mars-Novembre 2010 et Mai 2011, les dinoflagellés sont distingués par une abondance de *Gymnodinium* et de *Gyrodinium*. Il est rapporté que ces genres exigent une disponibilité élevée en élément phosphaté pour leurs développement (Satsmadjis et Friligos, 1983; Costas et Lopez-Rodas, 1991). Ces derniers suggèrent que la prolifération des dinoflagellés au moment des mois précédents caractérisée par un maximum de chlorophylle *a* est principalement due à la disponibilité du phosphate.

L'étude de la distribution verticale et temporelle du microzooplancton au niveau de la zone d'étude à Ain tagourait, entre janvier 2010 et Mai 2011 a montré que les dinoflagellés et les spirotriches sont présents à chaque niveau de la colonne d'eau (Fig.16 et fig.18), confirmant l'ubiquité remarquable de ces groupes qui peuvent s'adapter à une gamme étendue de conditions hydrographiques. En particulier, leurs présences à chaque niveau de la colonne d'eau peuvent être expliqués par le faite que les dinoflagellés et spirotriches sont favorisés par rapport aux autres groupes microzooplanctoniques par "leurs pouvoir de mobilité" leurs permettant de franchir tous les niveaux de la colonne d'eau. L'ubiquité des dinoflagellés sur toute la colonne d'eau a été déjà rapportée dans le bassin oriental de la mer d'Alborane (Claustre et al. 1994b), dans la baie Bou Ismail (Illoul, H. 1991) et dans le golfe de Gabès (Bel Hassen et al. 2008 ; Zaher Drira. 2009). Une corrélation significative a été enregistrée entre l'abondance totale du microzooplancton et celles des dinoflagellés et spirotriches durant toutes les périodes d'étude ($r = 0,968$ et $r = 0,687$; $p < 0,05$) respectivement. Contrairement à cette omniprésence des dinoflagellés et des spirotriches, les copepodites, et les larves de la moule ont été localisées au niveau de la surface pendant les mois Mars-Mai 2010 et Mai 2011 (Fig.16 et fig.18). La présence des dinoflagellés et des spirotriches le long de la colonne d'eau de chaque mois de prélèvement associée aux faibles concentrations en chlorophylle *a* (Tableau 2) ($r = 0,808$ et $r = 0,824$; $p < 0,05$) respectivement, suggérant que la

biomasse phytoplanctonique (chlorophylle *a*) joue un rôle important dans leurs distribution verticale. La distribution spatiale et saisonnière de la densité et de la biomasse des ciliés suit de façon générale les variations de la production bactérienne et du phytoplancton (Leakey et al., 1996; Kim et al., 2007).

Les valeurs de l'indice de diversité sont la conséquence des phases de développement des espèces microzooplanctoniques, favorisant ainsi une logique dans l'évolution des différents stades d'une succession écologique à différents niveaux de prélèvement durant toutes les périodes d'échantillonnages, à l'exception des populations qui se trouvent à 20 m de profondeur, dont l'allure des diagrammes rangs-fréquences réalisés à partir des échantillons de cet niveau, loin de caractériser le stade 2 et le stade 3. L'absence des deux derniers stades 3 et 2 est la traduction du caractère immature des populations de ce milieu dans lesquels aucun stade d'équilibre n'est atteint, jusqu'au mois janvier 2011 qu'il y a une apparition d'un stade d'évolution (stade 3). Ces grandes amplitudes de variations caractérisent des peuplements des différents stades d'une succession écologique entretenus par la richesse du milieu en sels nutritifs.

-AFC

Axes F1-F2 met en évidence des aspects de la communauté microzooplanctonique, premièrement c'est l'aspect du peuplement pendant l'Automne (mois de Novembre 2010 à différentes profondeurs) et l'aspect du peuplement pendant le Printemps (mois de Mars 2010 à 5m de profondeur et le mois de Mai 2011 à 20m de profondeur). Ces deux aspects sont caractérisés par la dominance de deux espèces de dinoflagellés : *Gyrodinium fusiforme* et *Gymnodinium sp*, ainsi une espèce de cilié : *Lohmanniella oviformis*. Deuxièmes, c'est l'aspect du peuplement pendant le Printemps (mois de Mai 2010 à différents niveaux : de 0m à 20m et du mois de Mars 2011 à deux niveaux de 0m et 10m) caractérisé par la dominance de cinq espèces microzooplanctoniques, deux appartiennent au groupe des dinoflagellé (*Noctiluca scintillans*, *Prorocentrum minimum*) et les autres au groupe des ciliés (*Dictyocista sp*, *Tintinnopsis major* et *Leptotintinnus sp*). Troisièmement, c'est l'aspect du peuplement pendant l'Hiver (mois de Janvier 2010 à deux niveaux 0m et 5m, de Janvier 2011 à deux niveaux 5m et 20m et le mois de Mai 2011 0m) et celui de l'Eté (mois de Juillet 2010 à 0m) sont caractérisés par la dominance des quatre espèces microzooplanctoniques du groupe des dinoflagellés (*Kofooidinium splendens*, *Protoperidinium pellucidum*, *Protoperidinium divergens* et *Prorocentrum micans*).

Axes F1-F3 met en évidence des autres aspects de la communauté microzooplanctonique, il s'agit de l'aspect du peuplement de la période Automnale (mois de Novembre 2010 à des profondeurs de 5m à 20m) et l'aspect de la communauté de la période Hivernal (mois de Janvier 2010 à deux niveaux de la colonne d'eau, 0m et 5m). Ces deux aspects sont définis par la dominance de deux espèces des dinoflagellés (*Cochlodinium pulchellum* et *Kofoidinium splendens*) et deux espèces des ciliés (*Laboea strobila* et *Strombidium conicum*).

Axes F2-F3 met en évidence des autres aspects de la communauté microzooplanctonique, il s'agit de l'aspect de la communauté pendant l'Eté (mois de juillet 2010 à deux niveaux, 10m et 20m) et celui de Printemps (mois de Mai 2011 à 20m de profondeur), ces aspects sont déterminés par la dominance de quelques espèces microzooplanctoniques telle que : *Alexandrium sp1*, *Strombidium sp*, *Acanthostomella sp* et *Plectodinium sp*.

-CAH (figure.13 et 14)

Les espèces du **groupe 3** sont associées aux prélèvements de la **classe 3** qui correspondent au mois de Novembre 2010, Juillet 2010 et de Mai 2011 où elles montrent leur abondance maximale : comme principales espèces, *Lohmanniella oviformis*, *Mesodinium rubrum*, *Strombidium wulffi*, *Gyrodinium fusiforme*, *Strombidium capitatum*, *Gymnodinium sp*, *Prorocentrum sp*, *Heterocapsa circularisquama* et *Strombidium conicum*.

- Les espèces du **groupe 1** sont abondantes dans les prélèvements de la **classe1** qui correspondent aux mois de Janvier 2010, Mars 2010 et de moi Janvier 2011, les espèces les plus importantes du **groupe1** sont : *Cochlodinium pulchellum*, *Prorocentrum micans*, *Tintinnopsis nana*, *Tintinnopsis sp1*, *Kofoidinium splendens*, *Gymnodinium sp1*, *Protopteridinium divergens*, *Ceratium furca* et *Protopteridinium sp1*.

- Les espèces du **groupe 2** telles que *Noctiluca scintillans*, *Dictyocista sp*, *Acanthostomella conicoides*, *Dinophysis sp*, *Prorocentrum minimum*, *Strombidium epidenium*, *Gymnodinium sp2*, *Tintinnopsis beroidea*, *Leptotintinnus sp*, *Codonnella sp* et *Tintinnopsis major* sont les plus abondantes pendant le mois de Mai 2010, ce dernier fait parti de la **classe 2**.

Tableau 12 : Matrice des coefficients de corrélation de Pearson.

	T°C	Chl a	NO2	SIO2	NO3	NH4	PO4
<i>Alexandrium sp1</i>	0,725	0,187	-0,217	0,109	0,001	-0,016	-0,099
<i>Cochlodinium pulchellum</i>	-0,480	-0,113	0,192	-0,066	0,191	0,084	0,021
<i>Gymnodinium sp</i>	0,502	-0,179	-0,194	0,105	0,142	0,252	-0,232
<i>Kofoidinium splendens</i>	-0,173	0,563	-0,207	-0,274	-0,346	-0,584	-0,212
<i>Leprotintinnus sp</i>	0,353	-0,138	-0,113	-0,038	-0,072	0,106	-0,046
<i>Noctiluca scintillans</i>	-0,134	0,575	-0,203	-0,239	-0,325	-0,569	-0,219
<i>Prorocentrum micans</i>	0,361	0,161	-0,168	-0,053	-0,064	-0,084	0,043
<i>Protoperidinium divergens</i>	-0,126	0,612	-0,255	-0,282	-0,388	-0,598	-0,173
<i>Protoperidinium pellucidum</i>	-0,039	0,659	-0,239	-0,325	-0,424	-0,543	0,010
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	-0,259	-0,252	-0,012	-0,159	0,212	0,463	-0,238
<i>Strombidium conicum</i>	-0,249	-0,023	-0,075	-0,134	0,059	-0,013	-0,393
<i>Strombidium sp</i>	0,390	-0,087	-0,169	-0,025	0,020	0,185	-0,114
<i>Tintinnopsis major</i>	-0,054	-0,192	0,329	0,012	-0,159	-0,011	0,385
<i>Tontonia gracillima</i>	-0,188	-0,176	-0,007	-0,159	0,149	0,363	-0,205

En gras, valeurs significatives (hors diagonale) au seuil alpha=0,050 (test bilatéral)

Les dinoflagellés et les Ciliés, sont les groupes les plus diversifiés dans la zone d'étude avec un total de 46 et 57 espèces respectivement. Les espèces les plus abondantes durant notre étude telle que : *Alexandrium sp1*, *Cochlodinium pulchellum*, *Gymnodinium sp*, *Kofoidinium splendens*, *Leprotintinnus sp*, *Noctiluca scintillans*, *Prorocentrum micans*, *Protoperidinium divergens*, *Protoperidinium pellucidum*, *Scrippsiella trochoidea*, *Strombidium conicum*, *Tontonia gracillima*, *Tintinnopsis major* et *Strombidium sp* sont bien corrélées avec les paramètres biotiques et abiotiques, la température est bien corrélée (Tableau 12) avec la plus part de ces espèces comme *Alexandrium sp1* ($r = 0,725$; $p < 0,05$), *Cochlodinium pulchellum* ($r = -0,480$; $p < 0,05$), *Gymnodinium sp* ($r = 0,502$; $p < 0,05$), *Leprotintinnus sp* ($r = 0,353$; $p < 0,05$), *Prorocentrum micans* ($r = 0,361$; $p < 0,05$) et *Strombidium sp* ($r = 0,390$; $p < 0,05$). De plus, une bonne corrélation a été détectée entre la chlorophylle *a* et les Abondances de quelques espèces (Tableau 12) tel que : *Kofoidinium splendens* ($r = 0,563$; $p < 0,05$), *Noctiluca scintillans* ($r = 0,575$; $p < 0,05$), *Protoperidinium divergens* ($r = 0,612$; $p < 0,05$), *Protoperidinium pellucidum* ($r = 0,659$; $p < 0,05$).

2. Conclusion

Ce travail a permis de (i) d'une part d'établir l'inventaire des populations microzooplanctoniques (ii) d'autre part, la répartition verticale et temporelle de la communauté microzooplanctonique en relation avec la variabilité environnementale réalisée durant les périodes d'échantillonnages (Janvier 2010, Mars 2010, Mai 2010, Juillet 2010, Novembre 2010, janvier 2011 et Mai 2011).

L'étude microscopique des récoltes du microzooplancton de notre site d'étude, nous a permis d'établir une liste des espèces qui appartiennent aux divers classe microzooplanctonique. En conclusion, nous avons reconnu les espèces les plus fréquentes telle que : *Ceratium furca*, *Cochlodinium pulchellum*, *Gyrodinium fusiforme*, *Kofooidinium splendens*, *Noctiluca scintillans*, *Prorocentrum micans*, *Protoperidinium pellucidum*, *Acanthostomella conicoidea*, *Laboea strobila*, *Strombidium capitatum*, *Strombidium wulffi*, *Strombidium conicum* et *Lohmanniella oviformis*, qui ont un caractère néritique et qui présentent une répartition verticale et temporelle.

Cette étude montre la distribution verticale et temporelle de la communauté microzooplanctonique au niveau de notre site d'étude à Ain Tagourait. En effet, Les dinoflagellés et les spirotriches sont les groupes les plus abondants le long de la colonne d'eau pendant toutes les périodes d'échantillonnages, ils prolifèrent principalement durant les trois périodes Mai-Juillet-Novembre 2010. Ils semblent être les groupes les plus stables en termes d'abondance, pouvant s'adapter à plusieurs conditions hydrographiques. A noter que, les valeurs moyennes de la température et l'un des principaux paramètres physiques influençant la répartition verticale et temporelle de ces groupes microzooplanctoniques. Les teneurs en chlorophylle *a* (biomasse phytoplanctonique), montrent une distribution inversement proportionnelle à celle des microzooplanctons montrant la relation trophique de broutage entre cette communauté microzooplanctonique et le phytoplancton, ce qui fait la biomasse phytoplanctonique (chlorophylle *a*) joue un rôle important dans leurs distribution verticale et temporelle.

Les indices de diversité spécifique et les diagrammes rangs-fréquences ont permis d'apprécier le degré de structure des peuplements microzooplanctoniques de notre cite d'étude à Ain Tagourait. Ces peuplements caractérisent par un faible degré de maturité (immature) ; les successions écologiques y sont limitées dans la majeure du temps aux stades pionniers (1 et

l'). Ces petites profondeurs de l'écosystème côtier associé à sa charge nutritive, cette dernière favorise l'état d'immaturation presque permanent.

L'analyse factorielle des correspondances et la classification ascendante hiérarchique ont permis de mettre en évidence les principaux aspects saisonniers de la communauté microzooplanctonique caractérisé par les espèces principales en fonction de la dominance. C'est l'aspect du peuplement pendant l'Automne (mois de Novembre 2010 à différentes profondeurs) et l'aspect du peuplement pendant le Printemps (mois de Mars 2010 à 5m de profondeur et le mois de Mai 2011 à 20m de profondeur) caractérisés par la dominance de *Gyrodinium fusiforme*, *Gymnodinium sp* et *Lohmanniella oviformis*. En suite il s'agit de l'aspect du peuplement de la période pendant le Printemps (mois de Mai 2010 à différents niveaux : de 0m à 20m et du mois de Mars 2011 à deux niveaux de 0m et 10m) caractérisé par la dominance de cinq espèces microzooplanctoniques : *Noctiluca scintillans*, *Prorocentrum minimum*, *Dictyocista sp*, *Tintinnopsis major* et *Leprotintinnus spI*. Puis, l'aspect du peuplement pendant l'Hiver (mois de Janvier 2010 à deux niveaux 0m et 5m, de Janvier 2011 à deux niveaux 5m et 20m et le mois de Mai 2011 0m) et celui de l'Eté (mois de Juillet 2010 à 0m) sont caractérisés par la dominance des quatre espèces microzooplanctoniques tel que : *Kofooidinium splendens*, *Protoperidinium pellucidum*, *Protoperidinium divergens* et *Prorocentrum micans*. De plus, l'aspect du peuplement de la période Automnale (mois de Novembre 2010 à des profondeurs de 5m à 20m) et l'aspect de la communauté de la période Hivernal (mois de Janvier 2010 à deux niveaux de la colonne d'eau, 0m et 5m). Ces deux aspects sont définis par la dominance des quatre espèces suivantes : *Cochlodinium pulchellum*, *Kofooidinium splendens*, *Laboea strobila* et *Strombidium conicum*). Enfin, c'est l'aspect de la communauté pendant l'Eté (mois de juillet 2010 à deux niveaux, 10m et 20m) et celui de Printemps (mois de Mai 2011 à 20m de profondeur), ces aspects sont définis par la dominance de *Alexandrium spI*, *Strombidium sp*, *Acanthostomella sp*, *Plectodinium sp*, *Prorocentrum micans* et de *Scrippsiella sp*.

Pour finir, la distribution verticale et temporelle des espèces microzooplanctoniques semble être dépendante d'une part, des paramètres physico-chimiques tel que la température, des éléments nutritifs, et d'autre part, des concentrations en chlorophylle *a* et de leurs capacité de prédation.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Abou Debs, C. & Nival, P., 1983. Etude de la ponte et du développement embryonnaire en relation avec la température et la nourriture chez *Temora stylifera* Dana. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* **72**: 125-145.

Aït Kaci A.D. & Pauc H., 1981. Le rôle de l'oued Mazafran dans la sédimentation fine en baie de Bou- Ismaïl. *Pelagos*, 26 (1): 1 - 14. Nature et structure. *Pelagos*, 28 (6): 203 - 204.

Aït Kaci A.D. & Pauc H., 1983b. La sédimentation en baie de Bou - Ismaïl et les apports en suspension de l'oued Mazafran. Variations saisonnières. *Pelagos*, 28 (6): 255 - 256.

Alan.S & Kheith.W., 1996. - Feeding by a heterotrophic dinoflagellate (*Noctiluca scintillans*) in marine snow. *Limnol.Oceanogr.* 41 (1): 177 -181.

Asso, A., 1982. Contribution à l'étude de polluants métalliques chez la moule *Perna perna* (L.) dans la région d'Alger. Thèse de 3ème cycle, Univ.Sc.Tech. Languedoc-Monpellier. pp316.

Azam F., Fenchel T., Field J.G., Gray J.S., Meyer-Reil L.A. & Thingstad F., 1983. The ecological role of water-column microbes in the sea. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 10: 257-263

Baden, D.G. & Trainer, V.L., 1993. Mode of action of toxins of seafood poisoning. In Falconer, I.A. (ed.), *Algal Toxins in Seafood and Drinking Water*. Academic Press, London, San Diego, New York, Boston, Sydney, Tokyo, Toronto: 49-74.

Bakalem A., 2008. Contribution à l'étude des peuplements benthiques du plateau continental algérien. *Thèse Doct. Etat, Univ. Sci. Tech. H. Boumédiène*, 600p.

Balech, E., 1957. Dinoflagellés et Tintinnides de la Terre Adélie (Secteur français antarctique). *Vie et Milieu*, Vol. 8, n.3, 382-408.

Balache, E.,1988. Los dinoflagelados del atlantico sudoccidental. *Pub. Espec. Inst.Oceanogr.* n° 1. Madrid.

Ban, S., 1994. Effect of temperature and food concentration on post embryonic development, egg production and adult body size of Calanoid *Eurytemora affinis*. *Journal of Plankton Research* **16**: 721-735.

Beers, J. R. & Stewart, G. L., 1967. Microzooplankton in the euphotic zone at five locations across the California Current. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada* **24**: 2053-2068.

Beers, J.R., 1982. An introduction and historical review. *Annales de l'Institut Oceanographique, Paris* **58**: 5-14.

Beers, J.R., Reid, F.M.H. & Stewart, G.L., 1982. Seasonal abundance of microplankton population in the North Pacific central gyre. *Deep-Sea Research* **29**: 227-245.

- Bel Hassen, M., Drira, Z., Hamza, A., Ayadi, H., Akrou, F. & Issaoui, H., 2008.** Summer phytoplankton pigments and community composition related to water mass properties in the Gulf of Gabes. *Estuarine Coastal and Shelf Science* **77**: 645-656.
- Benzohra, M., 1993.** Les structures hydrodynamiques le long des côtes Algériennes. Workshop sur la circulation des eaux et pollution des côtes méditerranéennes du Maghreb, 9-11 novembre 1992, INOC :33-44.
- Berland, B.R., Bonin, D.J. & Maestrini, S.Y., 1980.** Azote ou phosphore? Considérations sur « paradoxe nutritionnel » de la Méditerranée. *Oceanologia Acta* **3**: 135-142.
- Bernard F. & Taleb R., 1970.** Diatomés et Coccolithophoridés indicateurs d'une provenance atlantique en Méditerranée. *Comm. int. Explor. Scient. Mer Medit., jour. Etude Planct., Monaco*: 35-38.
- Calbet A. 2008.** The trophic roles of microzooplankton in marine systems. *ICES Journal of Marine Science* **65** (3) 325-331.
- Calbet, A. and M.R. Landry., 2004.** Phytoplankton growth, microzooplankton grazing and carbon cycling in marine systems. *Limnol. Oceanogr.*, **49**: 51-57.
- Calbet, A., and E. Saiz., 2005.** The ciliate-copepod link in marine ecosystems. *Aquat. Microb. Ecol.* **38**: 157-167.
- Calbet, A., Garrido, S., Saiz, S., Alcarz, M. & Durate, C.M., 2001.** Annual zooplankton succession in coastal NW Mediterranean waters: The importance of smaller size fractions. *Journal of Plankton Research* **23**(3): 319-331.
- Cariou, J., Dolan, J. & Dallot, S., 1999.** A preliminary study of tintinnid diversity in the NW Mediterranean Sea. *Journal of plankton research* **21**(6): 1065-1075.
- Cartes, J.E., Papiol, V., Palanques, A., Guillén, J. & Demestre, M., 2007.** Dynamics of suprabenthos of The Ebro Delta (Catalan Sea: western Mediterranean): Spatial 13 and temporal patterns and relationships with environmental factors. *Estuarine, Coastal and Shelf Sciences* **75**: 501-515.
- Chavance, P. et Girardin, M., 1986.** Niveau d'exploitation en 1982 et potentialité régionale de la pêche chalutière algérienne. Application d'un modèle de production composite. *FAO. fish. rep. (347)*. 113-134.
- Chiba, S. & Saino, T., 2003.** Variation in mesozooplankton community structure in the Japan/East Sea (1991-1999) with possible influence of the ENSO scale climatic variability. *Progress in Oceanography* **57**: 317-339.
- Christou, E.D., 1998.** Interannual variability of copepods in a Mediterranean coastal area (Saronik Gulf, Aegean Sea). *Journal of Marine Systems* **15**: 523-532.

- Claustre, H., Kerherve, P., Marty, J.C., Prieur, L., Videau, C. & Hecq, J.H., 1994b.** Phytoplankton distribution associated with a geostrophic front: ecological and biogeochemical implications. *Journal of Marine Research* 52: 711-742.
- Corliss, J. O., 1978a.** Une note sur l'abondance des protozoaires ciliées, leur diversité morphologique et écologique et leur potentiel en recherche biologique et de la biomédecine. *Proc. Zool. SOC., Calcutta*, 29.
- Corliss, J.O., 1979.** The ciliated protozoa. Characterization, classification and guide to the literature. Pergamon Press, Oxford, 455 pp.
- Costas, E. & Lopez-Rodas, V., 1991.** A comparative study of DNA content in six Dinoflagellate species. *Scientia Marina* 55: 557-561.
- Daan R., 1987.** Impact of egg predation by *Noctiluca miliaris* on the summer development of copepod populations in the southern North Sea. - *Marine Ecology Progress Series* 37: 9-17.
- Dagorne A., 1973.** Sédimentologie et bionomie benthiques en Baie de Bou-Ismaïl. *Pelagos*, 4 (2): 40 - 53.
- Davis, C.C., 1981.** Variations of lorica shape in the genus *Ptychocylis* (Protozoa: Tintinnina) in relation to species identification. *Journal of Plankton Research* 3: 433-443.
- Delgado, M., Estrada, M., Camp, J., Fernández J.V., Santmarti, M. & Lletí C., 1990.** Development of a toxic *Alexandrium minutum* Halim (Dinophyceae) bloom in the harbour of Sant Carles de la Ràpita (Ebro Delta, northwestern Mediterranean). *Scientia Marina* 54(1): 1
- Delmas, D., Herbland, A. & Maestrini, S.Y., 1992.** Environmental conditions which lead to increase in cell density of the toxic dinoflagellates *Dinophysis* spp. in nutrient-rich and nutrient poor waters of the French Atlantic coast. *Marine Ecology Progress Series* 89: 53-61.
- Devreker, D., Souissi, S. & Seuront, L., 2005.** Effects of chlorophyll concentration and temperature variation on the reproduction and survival of *Temora longicornis* (Copepoda, Calanoida) in the Eastern English Channel. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 318: 145-162.
- Dolan, J.R. & Gallegos, C.L., 2001.** Estuaire diversity of tintinnids (planktonic ciliates). *Journal of plankton research* 23(9): 1009-1027.
- Dolan, J.R. & Marrasé, C., 1995.** Planktonic ciliate distribution relative to a deep chlorophyll maximum: Catalan Sea, NW Mediterranean, June 1993. *Deep-Sea Research I* 42(11/12): 1965-1987.
- Dolan, J.R., Claustre, H., Carlotti, F., Plounevez, S. & Moutin, T., 2002.** Microzooplankton diversity: relationships of tintinnid ciliates with resources, competitors and predators from the Atlantic Coast of Morocco to the Eastern Mediterranean. *Deep-Sea*

Research I **49**: 1217-1232.

Dolédec, S. & Chessel, D., 1989. Rythmes saisonniers et composantes stationnelles en milieu aquatique. II. Prise en compte et élimination d'effets dans un tableau faunistique. *Acta Oecologica Oecologica Generalis* **10**: 207-232.

Fernández de Puellas, M.L., Alemany, F. & Jansá, J., 2007. Zooplankton time-series in the Balearic Sea (Western Mediterranean): Variability during the decade 1994-2003. *Progress In Oceanography* **74**(2-3): 329-354.

Fernández de Puellas, M.L., Pinot, J.M. & Valencia, J., 2003a. Seasonal and interannual variability of zooplankton community in waters off Mallorca Island (Balearic Sea, Western Mediterranean): 1994-1999. *Oceanologica Acta* **26**(5-6): 673-686.

Frontier S., 1969. Méthodes d'analyse statistique applicables à l'écologie du plancton. *Doc. sci. Centre O.R.S.T.O.M: Nosy Be*, **7**, multigr. 45 pp.

Frontier S., 1976. Utilisation des diagrammes rang-fréquence dans l'analyse des écosystèmes. *J. Rech. Océanogr., Fr.*, **1**, **3**, 35-48.

Frontier, S., 1973. Etude statistique de la dispersion du zooplancton. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* **12**: 229-262.

Gaumer G., 1981. Evolution annuelle des communautés microplanctoniques de la baie d'Alger. Variations de la composition spécifique liées à la nature du facteur nutritionnel limitant la biomasse algale. Thèse de 3ème cycle, Univ.Paris 6 .

Geohab, 2003. Global Ecology and Oceanography of Harmful Algal Blooms, Implementation Plan. In : Gentien, P., Pitcher, G., Cembella, A. & Gilbert, P., (ed.). SCOR and IOC. Batlimore and Paris. 44 pp.

Giacobbe, M.G., Olivia, F., La Fera, R., Puglisi, A., Crisafi, E. & Marimone, G., 1995. Potentially toxic diinoflagellates in Medioterranean waters (Sicily) and related hydrological conditions. *Aquatic Micobial Ecology* **9**: 63-68.

Gifford, D. j., 1991, the protozoan-metazoan trophic link in pelagic ecosystems. *J. Protozool.*, **38**: 81-86.

Gold, K. & Morales, E.A., 1976. Studies on Tintinnida using scanning electron microscopy. *Transactions of the American Microscopical Society* **95**: 707 - 711.

Govaert, G. & Nadif, M., 2006. Clustering of contingency table and mixture model. *European Journal of Operational Research* .**183**: 1055 - 1066.

Graham,H.W., 1942. The Studies in the Morphology, Taxonomy, and Ecology of the Peridinales. Carnegie Institution of Washington Publication 542

Grovel A., 1961. Recherches sédimentologiques en baie d'Alger. Thèse 3e cycle, Université d'Alger, 45p.

Hafferssas, A., Seridji, R., Dallot, S., 2010. Mesozooplankton abundance and biomass related to hydrological structure along the Algerian coasts (SW Mediterranean Sea). *Crustaceana*.

Hallegraeff, G.M., 1993. A review of harmful algal blooms and their apparent global increase. *Phycologia* **32**(2): 79-99.

Hallegraeff, G.M., 1998. Transport of toxic dinoflagellates via ship's ballast water: bioeconomic risk assessment and efficacy of possible ballast water management strategies. *Marine Ecology Progress Series* **168**: 297-309.

Halsband-Lenk, C., Hirche, H.J. & Carlotti, F., 2002. Temperature impact on reproduction and development of congener copepod populations. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* **271**: 121-153.

Hardy J.T., 1973 Phytoneuston ecology of a temperate marine lagoon. *Limnol. Oceanogr.*, **18**:525-533.

Hirche, H.J. Meyer, U. & Niehoff, B., 1997. Egg production of *Calanus finmarchicus* effect of food, temperature and season. *Marine Biology* **127**: 609–620.

Honsell, G., Nichetto, P., Sidari, L. & Tubaro, A., 1995. Toxic dinoflagellates in the Mediterranean Sea. *Giornale Botanico Italiano* **129**: 391-403.

Illoul H., 1991. Contribution a l'étude qualitative, quantitative et structurale des populations Phytoplanktoniques au large du cap Caxine (région algéroise). *Thèse de Magister*. ISMAL, Alger: 170P.

Jean-Henri Hecq et Anne Goffart., 2007. diversité de l'écosystème planctonique de la baie de calvi jean. *Université de Liège Laboratoire d'Océanologie*.

Jean-Henri Hecq et Anne Goffart., 2007. Interannual Variability of the Surface Zooplankton of the Bay of Calvi-Corsica. *Oceanology-MARE Center- University of Liège STARESO Calvi Corsica*.

Jeong, H.J., 1999. The ecological roles of hetero-trophic dinoflagellates in marine planktonic community. *Journal of Eukaryotic Microbiology* **46**:390–396.

Kamiyama, T., 1994. Effects of extracellular products from phytoplankton on the excystment of tintinnids from marine sediments. *Marine Ecology Progress Series* **105**: 199-201.

- Kemka .N et al., 1997.** Phytoplankton du lac municipal de Yaoundé (Cameroun) :succession écologique et structure des peuplements. *Revue Des Sciences De L'eau* 17 / 3/2004 301-316.
- Kim,S., Gil Park,M., Moon,C., Shin,K. and Chang,M., (2007).** Seasonal variations in phytoplankton growth and microzooplankton grazing in a temperate coastal embayment, Korea. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*,71, 159–169.
- Kofoid, C. A., 1907a.** New species of dinoflagellates. *Bull. Mus. Comp. Zool. Harvard*, 50, 163-207, pis. 1- 17.
- Kofoid, C. A., 1907b.** The structure and systematic position of *rohkriko.s* Bitsch. *Zool. Anz.*, 31, 291-293, 1 fig. in text.
- Kofoid, C. A., 1907c.** Dinoflagellata of the San Diego region. III. Description of new species. *Univ. Calif. Publ. Zool.*, 3. 299-340, pis. 22-33.
- Kofoid, C. A., 1908.** Exuviation, autotomy and regeneration in *Ceratium*. *Ibid.*, 4, 345-386, 33 figs, in text.
- Kovalev, A.V., Mazzocchi, M.G., Kideys A.E. & Toklu, B., 2003.** Seasonal changes in the composition and abundance of zooplankton in the Seas of the Mediterranean Basin. *Turkish Journal of Zoology* 27: 205-219.
- Krom, M.D., Brenner, S., Kress, N. & Gordon, L.I., 1991.** Phosphorus limitation of primary productivity in the E. Mediterranean Sea. *Limnology and Oceanography* 36: 424-432.
- Lalami-Taleb, R. 1970.** Facteurs de répartition verticale du phytoplancton au large d'Alger. *Thèse de Doct. 3ème cycle en biologie. Université d'Alger: pp168.*
- Laval-Peuto, M., 1983.** Sexual reproduction in *Favella ehrenbergii* (Ciliophora, Tintinnina). Taxonomical implications. *Protistologica* 29: 503-512.
- Leakey,R., Burkill,P. and Sleight,M., 1996.** Planktonic ciliates in the northwestern Indian Ocean : their abundance and biomass in waters of contrasting productivity. *Journal of Plankton Research*, 18, 1063–1071.
- Leclaire, L., 1972.** La sédimentation holocène sur le versant méridional du bassin Algéro-Baléares (Pré-continent Algérien). *Mémoire Museum histoire Naturelle.Paris. Série C, Tome 24, pp391.*
- Maeda, M & Carey,P.G., 1985.** An illustrated guide to the species of the family Strombidiidae (Oligotrichida, Ciliophora), free swimming protozoa common in the aquatic environment. *Bulletin of the Ocean Research Institute University of Tokyo*.19.
- Marty, J.C., Chiaverini, J., Pizay, M.D. & Avril, B., 2002.** Seasonal and inter-annual

dynamics of nutrients and phytoplankton pigments in the western Mediterranean Sea at the DYFAMED time-series station (1991-1999). *Deep-Sea Research* 49: 1965-1985.

McQueen D.J., Post J.R. & Mills E.L., 1986. Trophic relationships in freshwater pelagic ecosystems. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, **43** : 1571-1581.

Meunier,A., 1910. Microplancton des Mers de Barents et de Kara.in C. Bulens (Ed.) Duc d'Orleans, Campagne Arctique de 1907.Bulen, Bruxelles, 355 pp.

Millot, C., 1985. Some features of the Algerian Current. *Journal of Geophysical Research* 90, 7169-7176.

Millot, C., 1987. The circulation of the levantine intermediate water in the Algerian basin. *Journal of geophysical research*, 92(C8): 8265-8276.

Millot, C., 1993. La circulation générale en Méditerranée occidentale. Workshop sur la circulation des eaux et pollution des côtes Méditerranéennes du Maghreb. 9-11 novembre 1992, INOC. 29-30.

Molinero, J.C., Ibanez, F., Souissi, S., Bosc, E. & Nival, P., 2008. Surface patterns of zooplankton spatial variability detected by high frequency sampling in the NW Mediterranean. Role of density fronts. *Journal of Marine Systems* 69(3-4): 271-282.

Ounissi. M et Frehi. H., 1999. Variabilité du microphytoplancton et des Tintinnida (Protozoaires ciliés) d'un secteur eutrophe du golfe d'Annaba (Méditerranée sudoccidentale).*Cah.Biol.Mar*, 40: 141-153.

Pielou E. C., 1966. The mesurement of diversity in different types of biological collections. *J. theor. Biol.* 13 : 131-144.

Pierce, R.W. & Turner, J.T., 1993. Global biogeography of marine tintinnids. *Marine Ecology - Progress Series* **94**: 11-26.

Psarra, S et al ., 2005. Phytoplankton response to a Lagrangian phosphate addition in the Levantine Sea (Eastern Mediterranean). *Deep-Sea Research II* **52**(22-23): 2944-2960.

Regner, D., 1985. Seasonal and multiannual dynamics of copepods in the middle Adriatic. *Acta Adriatica* **26**: 11-99.

Riandey, V., Champalbert, G., Carlotti, F., Taupier-Letage, I. & Thibault-Botha, D., 2005. Zooplankton distribution related to the hydrodynamic features in the Algerian Basin (western Mediterranean Sea) in summer 1997. *Deep Sea Research Part I: Oceanographic Research Papers* **11**(52): 2029-2048.

Roy, C., 1992. Réponses des stocks de poissons pélagiques à la dynamique des upwellings en Afrique de l'Ouest: Analyse et Modélisation. Ed. Orstom. Collection Etudes et Thèses, Paris: 5-146.

Sanders, R.W., 1987. Tintinnids and other microplankton - Seasonal distributions and relationships to resources and hydrography in a marine estuary. *Journal of Plankton Research* **9**: 65-77.

Satsmadjis, J. & Frigilos, N., 1983. Red tide in Greek waters. *Vie et Milieu* **33**: 111-117.

Seridji, R., 2000. Le bassin Algérien: sa dynamique, sa production, son environnement. cours d'études avancées *soutenu par la commission Européenne sur : La gestion intégrée des zones côtières en Méditerranée.*

Sherr, B.F., E.B. Sherr, T.L. Andrew, R.D. Fallon, and S.Y. Newell., 1986. Trophic interactions between heterotrophic Protozoa and bacterioplankton in estuarine water analysed using selective metabolic inhibitors. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* **32**:169-180.

Sherr, E.B. and B.F. Sherr., 2002. Significant of predation by protists in aquatic microbial food webs. *Antonie Van Leeuwenhoek International Journal of General and Molecular Microbiology* **81**:293-308.

Sieburth, J. McN., Smetacek, V. and Lenz, J., 1978. Pelagic ecosystem structure: heterotrophic compartments of the plankton and their relationship to plankton size fractions. *Limnology and Oceanography*, **23**: 1256-1263.

Sieburth, J., 1971. Distribution and activity of bacteria. *Deep-Sea Res.*, **18**, 1111-21

Siokou-Frangou, I., 1996. Zooplankton annual cycle in a Mediterranean coastal area. *Journal of Plankton Research* **18**: 203-223.

Smalley, G. W. & Coats, D. W., 2002. Ecology of the red-tide dinoflagellates *Ceratium furca*: distribution, mixotrophy, and grazing impact on ciliate populations of Chesapeake Bay. *J. Euk. Microbiol.*, **49**: 64-74.

Souissi, A., Souissi, S. & Daly-Yahia, M.N., 2008. Temporal variability of abundance and reproductive traits of *Centropages kroyeri* (Calanoida; Copepoda) in Bizerte Channel (SW Mediterranean Sea, Tunisia). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* **355**: 125-136.

Sournia, A., 1995. Red tide and toxic marine phytoplankton of the world ocean: an inquiry into biodiversity. In : Lassus, P., Arzul, G., Erard, E., Gentien, P. & Marcaillou-Le Baut, C. (ed.), *Harmful marine algal blooms*. Lavoisier Publishing, Paris, pp. 103-102

Suttle C.A. & Harrisonp .J., 1988. Ammonium and phosphorus uptake rates, N/P supply ratios , and evidences for N and P limitation in some oligotrophic lakes. *Limnol. Oceanogr.* **32** (2): 186-202.

Thingstad, F., Zweifel, U.L. & Rassoulzadegan, F., 1998. Limitation of heterotrophic bacteria and phytoplankton in the northwest Mediterranean. *Limnology and Oceanography*

43: 33-44.

Touahria, T & Seridji R., 2010. Contribution à l'analyse qualitative et quantitative des tintinnides de la baie d'Alger (juillet 2008) et de la région Bejaia (hiver, 2008). Postaire (U.S.T.H.B).

Touahria, T et al. 2006 étude qualitative, quantitative et structurale des communautés phytoplanctoniques et des ciliés dans deux stations situées à Tamenfoust et Sidi fredj. *Institut des sciences biologiques / USTHB. Mémoire d'ingénieur.*

Touahria, T et al. 2007 étude qualitative et quantitative des peuplements phytoplanctoniques (recherche de micro algues nuisibles) et des ciliés planctoniques dans une station située dans une ferme aquacole (printemps 2007, Baie de Bou-Ismaïl). *Institut des sciences biologiques / USTHB. Mémoire d'ingénieur.*

Travers M., 1971. Diversité du microplancton du Golfe de Marseille. *Mar. Biol.* 8 (4), p p . 308-343.

Uye, S., Nagano, N. & Tamaki, H., 1996. Geographical and seasonal variations in abundance, biomass and estimated production rates of microzooplankton in the inland Sea of Japan. *Journal of Oceanography* 52: 689-703.

Vaissière, R. et Fredj, G., 1963. Contribution à l'étude de la faune benthique du plateau continental de l'Algérie. *Bull. Inst. Oceanog. Monaco.* 60 (1272). pp83.

Vieira, L., Azeiteiro, U., Ré, P., Pastorinho, R., Marques, J.C. & Morgado, F., 2003. Zooplankton distribution in a temperate estuary (Mondego estuary southern arm: Western Portugal). *Acta Oecologica* 24: 163-173.

Vila, M., Capm, J., Garcés, E., Maso, M. & Delgado, M., 2001. High resolution spatiotemporal detection of potentially harmful dinoflagellates in confined waters of the NW Mediterranean. *Journal of Plankton Research* 23(5): 497-514.

Vitiello P., 1964. Contribution à l'étude des Tintinnides de la baie d'Alger. *Pélagos*, II (2):5-18.

Yasumoto, T., 1990. Marine microorganisms toxins-an overview. In: Granéli, E., Edler, L. & Anderson, D.M. (ed.), *Toxic Marine phytoplankton*, Proc. 4th Int. Conf. on Toxic Marine Phytoplankton, Sweden, 1989. Elsevier, New York, Amsterdam, London, pp. 3-10.

Youssara, F. & Gaudy, R., 2001. Variations of zooplankton in the frontal area of the Alboran sea (Mediterranean sea) in winter 1997. *Oceanologica Acta* 4(24): 361-376.

Zaher Drira., 2009. Contribution à la compréhension du fonctionnement du Golfe de Gabès: Etude des caractéristiques dynamiques et structurales des communautés phyto-zooplanctoniques en relation avec la variabilité environnementale et les caractéristiques

hydrographiques des zones côtières et océaniques. *Faculté des Sciences de Sfax.these de Doctorat d'Eta.*

Zaitsev, Y.P., 1971. *Marine Neustonology* (translated from Russian). National Marine Fisheries Service, NOAA, and NSF. National Technical Information Service, Springfield, Virginia.

ANNEXES

Annexe 1 : Liste qualitative de la communauté microzooplanctonique établie dans le notre site d'étude à Berard durant toute les périodes d'échantillonnage.

Classe	Famille	Genre	Espèces	
Dinoflagellés	Gymnodiniacées	<i>Gymnodinium</i>	<i>pulchellum ; sanguineum ; pulvisculus ; sp ; sp1 ; sp2 ; sp3.</i>	
		<i>Gyrodinium</i>	<i>fusiforme sp,</i>	
		<i>Katodinium</i>	<i>glaucum</i>	
		<i>Cochlodinium</i>	<i>pulchellum ; sp.</i>	
	Prorocentracées	<i>Prorocentrum</i>	<i>lima, micans, , minimum triestinum, sp</i>	
	Dinophysacées	<i>Dinophysis</i>	<i>fortii; tripos; sp.</i>	
	Peridiniacées	<i>Protoperidinium</i>	<i>Bipes ; claudicans ; conicoide ; depressum ; divergens ; grani ; micrapium ; minutum ; pellucidum ; pentagonum ; sp1 ; sp2.</i>	
			<i>Scrippsiella</i>	<i>trochoidea ; sp</i>
			<i>Heterocapsa</i>	<i>circularisquama; sp.</i>
	Gonyaulacacées	<i>Alexandrium</i>	<i>affine sp1.</i>	
		<i>Gonyaulax</i>	<i>sp1</i>	
	Kofoidiniacée	<i>Kofoidinium</i>	<i>Splendens ; sp</i>	
	Noctilucaceae	<i>Noctiluca</i>	<i>scintillans</i>	
	Leptodiscaceae	<i>Cymbodinium</i>	<i>elegans</i>	
	Ceratiacées	<i>Ceratium</i>	<i>furca</i>	

Spirotrichea	Codonellidae	Tintinnopsis	<i>Acuminata ; baltica ; beroidea; campanula ; funbriata; fusiformis; major; minuta; nana; ovalis; parva; Patula ; rapa ; sp1 ; sp2.</i>
		Codonella	<i>sp</i>
	Codonellopsidae	Stenosemella	<i>sp ; steini</i>
		Codonellopsis	<i>sp</i>
	Metacyclididae	<i>Coxiella</i>	<i>sp</i>
		<i>Helicostomella</i>	<i>subulata</i>
	Xystonellidae	<i>Cymatocylis</i>	<i>sp</i>
		<i>Favella</i>	<i>Azorica ; ehrenbergii sp ;</i>
	Epiplocyclididae	<i>Epiplocylis</i>	<i>sp</i>
	Tintinnidae	Tintinnus	<i>sp</i>
		Eutintinnus	<i>sp</i>
		Salpingella	<i>sp</i>
		Ormosella	<i>sp</i>
	Ascampbelliellidae	<i>Acanthostomella</i>	<i>sp ; armilla ; conicoides.</i>
	Strombidiidae	<i>Laboea</i>	<i>strobila</i>
		<i>Strombidium</i>	<i>sp; sp2; epidenium ; acutum ; capitatum ; conicum ; lynni; wulffi.</i>
		<i>Tontonia</i>	<i>gracillima</i>
	Strombidinopsidae	<i>Strombidinopsis</i>	<i>acuminatum</i>
	Rhabdonellidae	<i>Protorhabdonella</i>	<i>curta</i>
		<i>Rhabdonella</i>	<i>Amora ; conica ; sp1.</i>
	Leegaardiellidae	<i>Leegaardiella</i>	<i>ovalis</i>
	Tintinnidiidae	<i>Leprotintinnus</i>	<i>sp</i>

	Lohmanniellidae	<i>Lohmanniella</i>	<i>oviformis</i>
	Dictyocystidae	dictyocysta	<i>mulleri</i> ; <i>elegans</i> ; <i>ovalis</i> ; <i>sp</i>
Litostomatea	Mesodiniidae	Mesodinium	<i>rubrum</i>
Prostomatea	Balanionidae	<i>Balanion</i>	<i>comatum</i>

Annexe 2 : Matrice prélèvement – espèces transformé en Log (x+1)

	Codes	1H0	1H5	11P0	11P5	11P10	11P15	11P20	21P0	21P5	21P10	21P15	21P20
<i>Tintinnopsis nana</i>	Tina	1,79	0,85	0,85	0,85	1,83	1,74	1,79	0,85	0,85	0,85	1,40	0,00
<i>Acanthostomella conicoides</i>	Acc	0,00	0,00	1,99	2,30	2,01	2,29	2,30	1,40	1,90	2,01	1,49	1,93
<i>Acanthostomella sp</i>	Acsp	0,00	0,00	0,00	0,00	1,57	1,28	0,00	0,00	0,85	1,40	1,28	0,00
<i>Alexandrium affine</i>	Ala	1,96	1,40	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Alexandrium sp1</i>	Alsp1	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,57	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Ceratum furca</i>	Cef	2,26	1,49	1,86	0,85	1,28	0,85	0,00	1,40	1,11	1,40	0,00	0,00
<i>Cochlodinium pulchellum</i>	Ccp	1,79	1,28	0,85	1,74	1,90	1,99	1,40	1,40	1,49	1,69	1,86	1,49
<i>Cochlodinium sp</i>	Ccsp	1,49	0,00	0,00	0,00	1,69	0,00	1,69	1,11	0,85	1,57	0,00	1,69
<i>Codonellopsis sp</i>	Cdpsp	0,00	0,00	0,85	0,00	0,85	0,85	0,00	0,00	1,28	1,11	1,40	0,00
<i>Codonnella sp</i>	Cdsp	0,00	0,00	0,85	1,40	0,85	0,00	0,00	1,11	1,49	1,11	0,85	0,00
<i>Stade larvaire des Copepodes</i>	Cop	0,00	0,00	1,40	1,11	0,00	0,85	0,85	1,49	0,85	0,00	1,11	0,00
<i>Dictyocysta sp</i>	Dcsp	0,00	0,00	0,00	1,74	1,49	1,83	2,18	1,40	1,79	1,57	1,90	2,20
<i>Dinophysis sp</i>	Dnsp	2,08	0,00	1,11	2,20	1,90	1,63	0,00	1,11	1,96	1,93	1,79	1,69
<i>Epiplocylis sp</i>	Epsp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,85	0,85	0,00	0,00	0,85	1,11	0,85	0,00
<i>Gonyaulax sp1</i>	Gnsp1	1,79	1,28	0,85	0,00	0,00	0,00	0,00	1,40	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Gymnodinium sp</i>	Gmsp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Gymnodinium sp1</i>	Gmsp1	1,96	0,00	0,85	1,79	1,63	1,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Gymnodinium sp2</i>	Gmsp2	0,00	0,00	1,11	0,00	0,00	0,00	0,00	1,28	1,69	1,49	1,28	0,00
<i>Gyrodinium fusiforme</i>	Grf	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Heterocapsa circularisquama</i>	Htc	0,00	1,11	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Katodinium glaucum</i>	Ktg	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,57	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Kofofidinium splendens</i>	Kfs	3,23	2,37	0,00	0,85	0,00	0,00	2,18	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Laboea strobila</i>	Lbst	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,85	1,28	0,00	0,85	2,18
<i>Leprotintinnus sp</i>	Lpsp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,11	0,85	1,11	1,40	1,28	0,00
<i>Lohmanniella oviformis</i>	Lho	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,11
<i>Mesodinium rubrum</i>	Msr	1,96	0,00	0,00	1,49	0,00	1,28	1,93	1,63	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Noctiluca scintillans</i>	Ncs	3,42	2,29	1,63	0,00	0,00	0,00	0,00	2,31	1,86	1,49	1,74	1,83
<i>Plectodinium sp</i>	Plsp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,86	1,11	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Prorocentrum lima</i>	Pcli	1,49	0,00	0,00	0,00	0,00	0,85	0,00	0,00	1,11	0,00	1,11	0,00
<i>Prorocentrum micans</i>	Pcmc	1,79	0,00	2,47	1,96	1,69	1,79	1,57	0,00	0,00	0,00	0,85	0,00
<i>Prorocentrum minimum</i>	Pcmi	0,00	0,85	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	2,29	1,79	1,57	1,83	0,85
<i>Prorocentrum sp</i>	Pcsp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Protoperidinium depressum</i>	Ptde	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,85	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Protoperidinium divergens</i>	Ptdi	2,08	1,57	1,11	1,57	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Protoperidinium pellucidum</i>	Ptpl	2,71	2,24	1,79	2,20	2,18	1,79	1,96	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Protoperidinium sp1</i>	Ptsp1	0,00	0,00	0,85	0,00	1,57	1,28	1,63	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Rhabdonella conica</i>	Rhc	1,79	0,85	0,00	0,85	1,11	0,00	0,00	0,00	1,11	0,85	0,00	0,00
<i>Rhabdonella sp1</i>	Rhsp1	0,00	0,00	1,11	0,00	0,00	0,00	0,00	0,85	0,00	0,00	0,00	0,00

<i>Salpingella sp</i>	Sasp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,11	0,00	0,00	0,00	0,85	1,11	0,00
<i>Scrippsiella sp</i>	Scsp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,28	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	Sct	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,85	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>stade larvaire de la moule</i>	Stmoul	0,00	0,00	1,93	1,28	1,11	0,00	0,00	1,83	1,63	1,57	0,00	0,00
<i>Stenosemella sp</i>	Stsp	0,00	0,00	1,11	0,00	0,85	0,00	0,00	1,11	0,00	0,85	0,00	0,00
<i>Stenosemella steini</i>	Sts	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,11	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Strombidium epidenium</i>	Srep	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	2,34	1,57	1,63	1,69	0,00
<i>Strombidium acutum</i>	Srac	0,00	1,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Strombidium capitatum</i>	Srca	1,96	1,79	0,00	1,86	1,79	1,79	1,49	2,14	1,86	1,79	1,79	1,49
<i>Strombidium conicum</i>	Srco	1,79	1,69	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,69	1,79	1,11	1,63	1,40
<i>Strombidium sp</i>	Srsp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,57	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Strombidium wulffi</i>	Srw	2,08	1,63	0,00	0,00	0,00	1,69	1,49	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Tintinnopsis baltica</i>	Tiba	0,00	0,00	0,85	1,11	0,00	1,49	0,00	0,85	0,00	0,85	1,28	0,00
<i>Tintinnopsis beroidea</i>	Tibe	1,49	0,00	0,00	1,99	1,79	1,63	1,69	1,11	1,28	0,00	0,85	1,40
<i>Tintinnopsis campanula</i>	Tica	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,85	1,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Tintinnopsis major</i>	Tima	0,00	0,00	0,00	0,00	1,11	0,85	1,40	0,00	1,11	1,28	0,85	1,11
<i>Tintinnopsis minuta</i>	Timi	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Tintinnopsis rapa</i>	Tirp	0,00	0,85	1,86	1,86	0,00	0,00	0,00	1,28	0,85	1,11	0,00	0,00
<i>Tintinnopsis sp1</i>	Tisp1	0,00	0,00	1,57	1,28	1,49	1,28	1,49	1,11	0,85	1,28	1,11	1,40
<i>Tintinnopsis sp2</i>	Tisp2	0,00	0,00	1,49	0,85	0,00	0,00	0,00	0,85	0,85	0,00	0,00	0,00
<i>Tontonia gracillima</i>	Totg	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

Annexe 2 : suite

	Codes	E0	E5	E10	E15	E20	A0	A5	A10	A15	A20
<i>Tintinnopsis nana</i>	Tina	1,28	1,57	1,11	0,85	1,28	1,28	1,63	1,11	1,74	1,79
<i>Acanthostomella conicoides</i>	Acc	0,85	2,34	0,00	1,83	0,00	0,85	0,00	0,85	1,40	0,85
<i>Acanthostomella sp</i>	Acsp	0,00	0,00	1,57	1,74	1,11	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Alexandrium affine</i>	Ala	2,82	2,20	1,63	1,90	2,53	1,28	1,86	1,63	0,00	0,00
<i>Alexandrium sp1</i>	Alsp1	2,33	1,81	1,57	1,74	2,00	1,57	0,00	0,00	1,11	0,85
<i>Ceratium furca</i>	Cef	2,49	2,46	0,85	1,11	0,85	0,00	0,85	0,00	0,00	0,00
<i>Cochlodinium pulchellum</i>	Ccp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,28	2,08	2,37	1,74	1,28
<i>Cochlodinium sp</i>	Ccsp	1,93	1,28	2,08	1,79	1,74	0,85	0,00	0,00	0,00	1,63
<i>Codonellopsis sp</i>	Cdpsp	0,00	0,00	0,85	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,11
<i>Codonnella sp</i>	Cdsp	0,00	0,00	0,00	1,11	0,85	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Stade larvaire des Copepodes</i>	Cop	1,40	0,85	1,28	0,85	1,28	0,85	0,85	0,00	0,00	1,40
<i>Dictyocista sp</i>	Dcsp	1,40	0,00	1,28	1,40	0,85	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Dinophysis sp</i>	Dnsp	0,00	0,00	1,28	0,00	0,85	0,85	0,00	0,85	1,11	0,00
<i>Epiploeylis sp</i>	Epsp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Gonyaulax sp1</i>	Gnsp1	2,52	1,96	1,49	1,40	1,49	0,85	0,00	1,40	1,28	1,28
<i>Gymnodinium sp</i>	Gmsp	1,11	1,74	1,79	2,04	1,40	0,00	1,28	0,85	1,57	1,57
<i>Gymnodinium sp1</i>	Gmsp1	2,04	1,28	0,00	0,85	1,11	1,28	1,63	2,23	1,79	0,00
<i>Gymnodinium sp2</i>	Gmsp2	0,00	1,57	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,40	1,90	1,69
<i>Gyrodinium fusiforme</i>	Grf	1,79	0,00	2,01	0,00	1,40	2,24	2,31	2,39	2,23	2,27
<i>Heterocapsa circularisquama</i>	Htc	0,00	1,28	1,57	1,90	0,00	1,28	1,11	1,86	1,83	1,74
<i>Katodinium glaucum</i>	Ktg	1,57	1,63	0,00	0,85	0,00	0,00	2,37	2,24	2,18	1,28
<i>Kofofidinium splendens</i>	Kfs	0,85	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Laboea strobila</i>	Lbst	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	2,24	2,37	2,21	2,04
<i>Leprotintinnus sp</i>	Lpsp	0,00	0,00	1,99	0,00	0,85	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Lohmanniella oviformis</i>	Lho	1,57	1,93	1,96	2,18	2,24	2,92	3,13	3,02	3,01	2,65
<i>Mesodinium rubrum</i>	Msr	2,45	2,10	2,90	1,79	2,64	3,20	2,82	2,58	2,35	2,27
<i>Noctiluca scintillans</i>	Nes	0,00	0,00	0,00	1,11	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Plectodinium sp</i>	Plsp	0,00	0,00	1,96	1,28	1,63	0,00	1,57	0,00	0,00	0,00
<i>Prorocentrum lima</i>	Pcli	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,28	1,11
<i>Prorocentrum micans</i>	Pcmc	3,31	1,28	1,40	1,11	1,11	1,49	0,00	0,85	1,11	1,28
<i>Prorocentrum minimum</i>	Pcmi	0,00	1,28	0,85	0,00	0,00	0,00	1,63	0,00	0,00	0,00
<i>Prorocentrum sp</i>	Pcsp	2,10	1,83	1,53	0,85	1,11	1,63	1,69	1,90	1,40	0,00
<i>Protoperidinium depressum</i>	Ptde	1,11	0,00	1,28	0,85	0,00	0,00	0,00	0,00	0,85	0,00
<i>Protoperidinium divergens</i>	Ptdi	1,40	1,49	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Protoperidinium pellucidum</i>	Ptpl	2,39	2,10	1,11	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,28	0,00
<i>Protoperidinium sp1</i>	Ptsp1	2,21	1,63	1,63	1,74	1,40	1,11	0,85	0,00	0,00	0,00

<i>Rhabdonella conica</i>	Rhc	0,00	0,00	0,85	0,85	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Rhabdonella sp1</i>	Rhsp1	1,11	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Salpingella sp</i>	Sasp	0,00	0,00	1,79	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,85	0,00
<i>Scrippsiella sp</i>	Scsp	3,28	1,49	0,00	0,85	2,10	1,11	1,49	0,85	0,00	0,00
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	Sct	0,00	0,00	0,00	1,28	0,00	1,11	1,74	1,11	1,93	1,83
<i>Stade larvaire de la moule</i>	Stmoul	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Stenosemella sp</i>	Stsp	0,00	1,11	1,28	1,40	1,28	0,00	1,49	0,00	1,63	1,11
<i>Stenosemella steini</i>	Sts	0,00	0,00	0,00	1,11	1,28	0,85	0,00	0,00	0,85	1,49
<i>Strombidium epidenium</i>	Srep	0,00	1,74	0,00	0,00	1,40	0,00	0,00	0,00	2,14	1,40
<i>Strombidium acutum</i>	Srac	2,16	1,69	0,00	0,00	0,00	1,11	0,00	0,00	0,00	1,40
<i>Strombidium capitatum</i>	Srca	0,00	0,00	1,11	2,04	1,49	2,26	3,11	3,00	1,79	1,63
<i>Strombidium conicum</i>	Srco	0,00	0,85	1,28	1,49	0,00	0,85	2,31	2,18	1,74	1,49
<i>Strombidium sp</i>	Srsp	0,00	0,00	2,49	1,74	1,83	0,00	0,00	1,11	0,00	1,79
<i>Strombidium wulffi</i>	Srw	1,28	1,99	2,24	0,00	1,49	2,16	2,54	2,53	2,26	1,99
<i>Tintinnopsis baltica</i>	Tiba	1,11	1,28	0,85	1,11	0,00	1,11	0,85	0,00	1,11	0,00
<i>Tintinnopsis beroidea</i>	Tibe	1,28	1,11	0,85	1,11	0,00	1,28	0,00	0,00	1,90	0,00
<i>Tintinnopsis campanula</i>	Tica	0,00	0,00	0,00	0,00	0,85	0,85	0,00	0,85	0,00	0,00
<i>Tintinnopsis major</i>	Tima	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Tintinnopsis minuta</i>	Timi	0,00	0,00	0,85	0,00	0,85	0,00	0,00	0,00	0,85	0,00
<i>Tintinnopsis rapa</i>	Tirp	1,28	0,00	0,00	1,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Tintinnopsis sp1</i>	Tisp1	1,97	0,85	1,28	1,83	1,96	0,85	1,93	0,00	0,85	0,85
<i>Tintinnopsis sp2</i>	Tisp2	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,11	0,00	0,00	0,00	0,85
<i>Tontonia gracillima</i>	Totg	0,00	1,11	1,28	0,00	0,00	1,49	1,28	1,86	1,90	1,28

Annexe 2 : suite

	Codes	2H0	2H5	2H10	2H15	2H20	2P0	2P5	2P10	2P15	2P20
<i>Tintinnopsis nana</i>	Tina	1,11	0,85	1,86	1,63	1,28	1,40	1,49	1,28	1,11	0,00
<i>Acanthostomella conicoides</i>	Acc	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,69	2,30	0,00	1,96	0,00
<i>Acanthostomella sp</i>	Acsp	0,00	0,00	1,11	1,28	0,00	0,00	0,00	1,49	1,69	0,85
<i>Alexandrium affine</i>	Ala	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,79	2,08	1,69	1,86	2,32
<i>Alexandrium sp1</i>	Alsp1	1,11	0,00	0,00	0,85	0,00	2,18	1,93	1,63	1,63	1,86
<i>Ceratium furca</i>	Cef	1,90	1,40	1,28	1,49	0,85	2,29	2,23	1,28	1,49	1,11
<i>Cochlodinium pulchellum</i>	Ccp	1,28	1,57	1,83	1,63	1,40	1,11	0,00	0,85	0,00	0,00
<i>Cochlodinium sp</i>	Ccsp	0,00	0,00	1,28	0,00	1,11	1,74	1,28	1,90	1,57	1,40
<i>Codonellopsis sp</i>	Cdpsp	0,85	0,00	0,85	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Codonnella sp</i>	Cdsp	0,85	1,40	0,85	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Stade larvaire des Copepodes</i>	Cop	1,11	1,28	1,11	0,85	0,00	1,28	1,11	0,85	0,00	1,11
<i>Dictyocista sp</i>	Dcsp	0,85	1,11	0,00	0,85	0,00	1,28	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Dinophysis sp</i>	Dnsp	1,11	1,11	1,49	1,40	0,00	1,40	1,11	1,28	1,11	0,85
<i>Epillocylis sp</i>	Epsp	0,00	0,85	0,00	1,11	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Gonyaulax sp1</i>	Gnsp1	0,85	0,00	0,00	0,00	0,00	2,31	1,79	1,11	1,11	1,28
<i>Gymnodinium sp</i>	Gmsp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,28	1,11	1,63	1,93	1,28
<i>Gymnodinium sp1</i>	Gmsp1	0,85	1,11	1,11	1,28	0,00	1,40	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Gymnodinium sp2</i>	Gmsp2	1,11	0,00	0,85	0,00	0,00	1,11	1,49	0,00	0,00	0,00
<i>Gyrodinium fusiforme</i>	Grf	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,93	0,00	1,99	0,00	1,57
<i>Heterocapsa circularisquama</i>	Htc	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,11	1,57	1,93	0,00
<i>Katodinium glaucum</i>	Ktg	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,28	1,40	0,00	0,85	0,00
<i>Kofoidinium splendens</i>	Kfs	0,00	0,85	1,11	0,00	1,40	0,85	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Laboea strobila</i>	Lbst	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,40	1,93	0,00	1,11
<i>Leprotintinnus sp</i>	Lpsp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Lohmanniella oviformis</i>	Lho	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,63	1,86	1,83	1,93	1,99
<i>Mesodinium rubrum</i>	Msr	1,69	1,49	1,11	1,57	1,79	2,36	1,99	2,51	1,83	2,41
<i>Noctiluca scintillans</i>	Ncs	1,11	0,00	0,85	1,28	0,00	0,00	0,00	0,00	1,11	0,00
<i>Plectodinium sp</i>	Plsp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,28	1,63	1,40	1,49
<i>Prorocentrum lima</i>	Pcli	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,74	1,57	1,28	0,00
<i>Prorocentrum micans</i>	Pcmc	1,74	1,83	1,63	1,69	1,57	2,61	1,40	1,28	1,49	0,85
<i>Prorocentrum minimum</i>	Pcmi	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,11	1,49	1,11	0,00	0,00
<i>Prorocentrum sp</i>	Pcsp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,40	1,28	0,85	0,85	0,00
<i>Protoperidinium depressum</i>	Ptde	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,85	1,11	0,85	0,00
<i>Protoperidinium divergens</i>	Ptdi	1,49	1,63	1,28	0,85	0,00	1,11	1,28	0,00	0,00	0,00

<i>Protopteridinium pellucidum</i>	Ptpl	1,93	2,14	2,10	1,63	1,28	2,31	2,01	1,11	0,00	0,00
<i>Protopteridinium sp1</i>	Ptsp1	0,85	1,40	1,11	1,57	1,28	2,08	1,40	1,28	1,57	1,11
<i>Rhabdonella conica</i>	Rhc	1,28	0,85	1,49	0,00	0,00	0,00	0,00	0,85	0,85	0,00
<i>Rhabdonella sp1</i>	Rhsp1	1,11	1,28	0,85	1,28	0,00	1,28	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Salpingella sp</i>	Sasp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,11	1,83	0,00	0,00
<i>Scrippsiella sp</i>	Scsp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	2,59	1,40	0,00	0,85	1,90
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	Sct	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>stade larvaire de la moule</i>	Stmoul	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,40	1,11	1,11	0,00	0,00
<i>Stenosemella sp</i>	Stsp	0,00	0,85	0,85	0,85	0,00	0,00	1,28	1,11	0,85	1,28
<i>Stenosemella steini</i>	Sts	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,28	1,11	1,28
<i>Strombidium epidenium</i>	Srep	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,63	0,00	0,00	1,49
<i>Strombidium acutum</i>	Srac	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,40	1,28	0,00	0,00	0,00
<i>Strombidium capitatum</i>	Srca	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,28	1,93	1,40
<i>Strombidium conicum</i>	Srco	1,11	1,74	1,40	0,85	0,00	0,00	1,11	1,40	1,49	0,00
<i>Strombidium sp</i>	Srsp	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,85	0,00	1,83	1,57	1,79
<i>Strombidium wulffi</i>	Srw	1,63	1,11	1,49	0,00	0,85	1,11	1,90	2,14	0,00	1,28
<i>Tintinnopsis baltica</i>	Tiba	0,00	0,85	0,85	1,28	0,00	1,28	1,11	1,11	0,85	0,00
<i>Tintinnopsis beroidea</i>	Tibe	1,11	1,40	0,00	1,11	0,85	1,28	0,00	1,11	1,11	0,00
<i>Tintinnopsis campanula</i>	Tica	0,00	0,00	0,00	0,85	1,28	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Tintinnopsis major</i>	Tima	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Tintinnopsis minuta</i>	Timi	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,11	0,00	1,11	0,85	0,85
<i>Tintinnopsis rapa</i>	Tirp	1,40	0,00	1,11	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Tintinnopsis sp1</i>	Tisp1	1,11	1,28	1,40	0,85	1,63	2,32	1,28	2,08	1,40	1,86
<i>Tintinnopsis sp2</i>	Tisp2	1,11	0,85	0,85	0,00	0,00	1,69	1,57	1,63	0,00	1,28
<i>Tontonia gracillima</i>	Totg	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,28	1,11	0,00	0,00

Annexe 3 : Liste et Abondances des espèces microzooplanctoniques observées au niveau de notre site d'étude pendant les périodes d'échantillonnage.

Espèces	Codes	1H0	1H5	11P0	11P5	11P10	11P15	11P20	21P0	21P5	21P10	21P15	21P20
<i>Balanion comatum</i>	Bac	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mesodinium rubrum</i>	Msr	90	0	0	30	0	18	84	42	0	0	0	0
<i>Acanthostomella armilla</i>	Aca	0	0	0	6	0	0	0	0	6	6	0	0
<i>Acanthostomella conicoides</i>	Acc	0	0	96	198	102	192	198	24	78	102	30	84
<i>Acanthostomella sp</i>	Acsp	0	0	0	0	36	18	0	0	6	24	18	0
<i>Codonellopsis sp</i>	Cdpsp	0	0	6	0	6	6	0	0	18	12	24	0
<i>Stenosemella sp</i>	Stsp	0	0	12	0	6	0	0	12	0	6	0	0
<i>Stenosemella steini</i>	Sts	0	0	0	0	0	0	0	12	0	0	0	0
<i>Helicostomella subulata</i>	Hls	0	0	0	0	6	0	0	0	0	12	36	0
<i>Coxiella sp</i>	Cxsp	0	0	0	0	0	0	36	0	0	0	0	18
<i>Cymatocylis sp</i>	Csp	0	0	0	0	0	24	0	0	0	0	24	6
<i>Favella azorica</i>	Fea	0	0	0	12	0	0	0	0	12	6	0	0
<i>Favella ehrenbergii</i>	Fee	0	0	6	0	0	0	0	12	6	0	12	0
<i>Favella sp</i>	Fesp	0	0	0	0	12	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dictyocista mulleri</i>	Dcm	0	0	0	0	0	12	0	0	0	0	12	0
<i>Dictyocista elegans</i>	Dce	0	0	0	0	6	0	0	0	0	6	0	0
<i>Dictyocista ovalis</i>	Deo	0	0	0	0	0	0	6	0	0	0	0	6
<i>Dictyocista sp</i>	Dcsp	0	0	0	54	30	66	150	24	60	36	78	156
<i>Epillocylis sp</i>	Epsp	0	0	0	0	6	6	0	0	6	12	6	0
<i>Eutintinnus sp</i>	Eusp	0	0	0	0	0	12	0	0	0	0	18	0
<i>Tintinnus sp</i>	Tisp	0	0	0	0	0	6	84	0	0	18	0	42
<i>Salpingella sp</i>	Sasp	0	0	0	0	0	12	0	0	0	6	12	0
<i>Ormosella sp</i>	Orsp	0	0	0	0	6	0	0	6	0	12	0	6
<i>Leegaardiella ovalis</i>	Leeo	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Leprotintinnus sp</i>	Lpsp	0	0	0	0	0	0	12	6	12	24	18	0
<i>Lohmanniella oviformis</i>	Lho	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	12
<i>Protorhabdonella curta</i>	Prbc	0	0	0	0	0	24	0	0	6	0	6	0
<i>Rhabdonella amora</i>	Rba	0	0	78	6	0	0	0	54	6	0	0	0
<i>Rhabdonella conica</i>	Rhc	60	6	0	6	12	0	0	0	12	6	0	0

<i>Rhabdonella sp1</i>	Rhsp1	0	0	12	0	0	0	0	6	0	0	0	0
<i>Strombidinopsis acuminatum</i>	Srpa	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Strombidium epidenium</i>	Srep	0	0	0	0	0	0	0	216	36	42	48	0
<i>Strombidium acutum</i>	Srac	0	18	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Strombidium capitatum</i>	Srca	90	60	0	72	60	60	30	138	72	60	60	30
<i>Strombidium conicum</i>	Srco	60	48	0	0	0	0	0	48	60	12	42	24
<i>Strombidium lynni</i>	Srly	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Strombidium sp</i>	Srsp	0	0	0	0	0	0	0	36	0	0	0	0
<i>Strombidium sp2</i>	Srsp2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Strombidium wulffi</i>	Srw	120	42	0	0	0	48	30	0	0	0	0	0
<i>Tontonia gracillima</i>	Totg	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Laboea strobila</i>	Lbst	0	0	0	0	0	0	0	6	18	0	6	150
<i>Tintinnopsis acuminata</i>	Tiac	0	0	6	0	0	0	0	6	0	0	0	0
<i>Tintinnopsis baltica</i>	Tiba	0	0	6	12	0	30	0	6	0	6	18	0
<i>Tintinnopsis beroidea</i>	Tibe	30	0	0	96	60	42	48	12	18	0	6	24
<i>Tintinnopsis campanula</i>	Tica	0	0	0	0	0	6	18	0	0	0	0	0
<i>Tintinnopsis fimbriata</i>	Tifn	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tintinnopsis fusiformis</i>	Tifs	0	0	0	30	60	0	30	0	30	60	0	30
<i>Tintinnopsis major</i>	Tima	0	0	0	0	12	6	24	0	12	18	6	12
<i>Tintinnopsis minuta</i>	Timi	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tintinnopsis nana</i>	Tina	60	6	6	6	66	54	60	6	6	6	24	0
<i>Tintinnopsis ovalis</i>	Tiov	0	0	60	54	96	30	0	6	0	12	0	0
<i>Tintinnopsis parva</i>	Tipr	0	0	12	6	0	24	0	0	0	0	0	0
<i>Tintinnopsis patula</i>	Tipt	0	0	6	12	0	0	0	6	6	0	6	0
<i>Tintinnopsis rapa</i>	Tirp	0	6	72	72	0	0	0	18	6	12	0	0
<i>Tintinnopsis sp1</i>	Tisp1	0	0	36	18	30	18	30	12	6	18	12	24
<i>Tintinnopsis sp2</i>	Tisp2	0	0	30	6	0	0	0	6	6	0	0	0
<i>Codonnella sp</i>	Cdsp	0	0	6	24	6	0	0	12	30	12	6	0
<i>Gymnodinium pulchellum</i>	Gmpl	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gymnodinium sanguineum</i>	Gmsa	0	0	0	0	0	0	0	27	0	0	0	0
<i>Gymnodinium sp</i>	Gmsp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gymnodinium sp1</i>	Gmsp1	90	0	6	60	42	18	0	0	0	0	0	0
<i>Gymnodinium sp2</i>	Gmsp2	0	0	12	0	0	0	0	18	48	30	18	0
<i>Gymnodinium sp3</i>	Gmsp3	0	0	0	0	0	0	0	138	0	0	0	0
<i>Gymnodinium catenatum</i>	Gmc	0	0	0	0	0	0	0	48	0	0	0	0
<i>Gymnodinium pulvisculus</i>	Gmpu	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrodinium fusiforme</i>	Grf	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrodinium sp</i>	Grsp	0	0	0	0	0	42	0	162	0	0	0	0
<i>Katodinium glaucum</i>	Ktg	0	0	0	0	0	0	0	36	0	0	0	0
<i>Kofoidinium sp</i>	Kfsp	0	0	0	0	12	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cochlodinium pulchellum</i>	Ccp	60	18	6	54	78	96	24	24	30	48	72	30
<i>Cochlodinium sp</i>	Ccsp	30	0	0	0	48	0	48	12	6	36	0	48
<i>Prorocentrum lima</i>	Pcli	30	0	0	0	0	6	0	0	12	0	12	0
<i>Prorocentrum micans</i>	Pcmc	60	0	294	90	48	60	36	0	0	0	6	0
<i>Prorocentrum minimum</i>	Pcmi	0	6	0	0	0	0	0	192	60	36	66	6
<i>Prorocentrum sp</i>	Pcsp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Prorocentrum triestinum</i>	Pct	0	0	0	0	0	0	0	12	6	0	6	0
<i>Dinophysis fortii</i>	Dnf	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dinophysis sp</i>	Dnsp	120	0	12	156	78	42	0	12	90	84	60	48
<i>Dinophysis tripos</i>	Dnt	0	0	0	0	0	6	0	0	6	0	12	0
<i>Protopteridinium bipes</i>	Ptb	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protopteridinium claudicans</i>	ptc	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protopteridinium conicoide</i>	Ptcc	0	0	12	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protopteridinium depressum</i>	Ptde	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	0	0
<i>Protopteridinium divergens</i>	Ptdi	120	36	12	36	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protopteridinium grani</i>	Ptgr	0	0	0	0	0	18	0	6	6	0	0	0
<i>Protopteridinium micrapium</i>	Ptmc	0	0	42	36	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protopteridinium minutum</i>	Ptmn	0	0	0	0	0	0	0	0	12	0	0	0
<i>Protopteridinium pellucidum</i>	Ptpl	510	174	60	156	150	60	90	0	0	0	0	0
<i>Protopteridinium pentagonum</i>	Ptpn	0	0	0	0	0	0	0	30	18	30	24	36
<i>Protopteridinium sp1</i>	Ptsp1	0	0	6	0	36	18	42	0	0	0	0	0
<i>Protopteridinium sp2</i>	Ptsp2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Scrippsiella sp</i>	Scsp	0	0	0	0	0	0	0	18	0	0	0	0
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	Sct	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	0	0

<i>Tintinnopsis minuta</i>	Timi	0	0	6	0	6	0	0	0	6	0
<i>Tintinnopsis nana</i>	Tina	18	36	12	6	18	18	42	12	54	60
<i>Tintinnopsis ovalis</i>	Tiov	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tintinnopsis parva</i>	Tipr	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tintinnopsis patula</i>	Tipt	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tintinnopsis rapa</i>	Tirp	18	0	0	18	0	0	0	0	0	0
<i>Tintinnopsis sp1</i>	Tisp1	93	6	18	66	90	6	84	0	6	6
<i>Tintinnopsis sp2</i>	Tisp2	0	0	0	0	0	12	0	0	0	6
<i>Codonnella sp</i>	Cdsp	0	0	0	12	6	0	0	0	0	0
<i>Gymnodinium pulchellum</i>	Gmpl										
<i>Gymnodinium sanguineum</i>	Gmsa	0	0	0	0	0	0	174	0	132	48
<i>Gymnodinium sp</i>	Gmsp	0	0	0	0	0	0	48	36	0	0
<i>Gymnodinium sp1</i>	Gmsp1	12	54	60	108	24	0	18	6	36	36
<i>Gymnodinium sp2</i>	Gmsp2	108	18	0	6	12	18	42	168	60	0
<i>Gymnodinium sp3</i>	Gmsp3	0	36	0	0	0	0	0	24	78	48
<i>Gymnodinium catenatum</i>	Gmc	0	0	0	0	0	0	48	0	0	0
<i>Gymnodinium pulvisculus</i>	Gmpu	0	0	30	0	0	12	0	0	0	0
<i>Gyrodinium fusiforme</i>	Grf	0	0	0	0	0	18	0	18	6	0
<i>Gyrodinium sp</i>	Grsp	60	0	102	0	24	174	204	246	168	186
<i>Katodinium glaucum</i>	Ktg	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0
<i>Kofofidinium sp</i>	Kfsp	36	42	0	6	0	0	234	174	150	18
<i>Cochlodinium pulchellum</i>	Ccp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cochlodinium sp</i>	Ccsp	0	0	0	0	0	18	120	234	54	18
<i>Prorocentrum lima</i>	Pcli	84	18	120	60	54	6	0	0	0	42
<i>Prorocentrum micans</i>	Pcmc	0	0	0	0	0	0	0	0	18	12
<i>Prorocentrum minimum</i>	Pcmi	2058	18	24	12	12	30	0	6	12	18
<i>Prorocentrum sp</i>	Pcsp	0	18	6	0	0	0	42	0	0	0
<i>Prorocentrum triestinum</i>	Pct	126	66	33	6	12	42	48	78	24	0
<i>Dinophysis fortii</i>	Dnf	0	6	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dinophysis sp</i>	Dnsp	366	0	0	12	0	18	0	0	6	0
<i>Dinophysis tripos</i>	Dnt	0	0	18	0	6	6	0	6	12	0
<i>Protoperidinium bipes</i>	Ptb	0	0	12	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium claudicans</i>	ptc	0	0	0	6	0	0	0	6	0	0
<i>Protoperidinium conicoide</i>	Ptcc	0	0	0	0	0	0	30	0	0	0
<i>Protoperidinium depressum</i>	Ptde	36	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium divergens</i>	Ptdi	12	0	18	6	0	0	0	0	6	0
<i>Protoperidinium grani</i>	Ptgr	24	30	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium micrapium</i>	Ptmc	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium minutum</i>	Ptmn	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium pellucidum</i>	Ptpl	0	6	0	6	6	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium pentagonum</i>	Ptpn	246	126	12	0	0	0	0	0	18	0
<i>Protoperidinium sp1</i>	Ptsp1	0	24	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium sp2</i>	Ptsp2	162	42	42	54	24	12	6	0	0	0
<i>Scrippsiella sp</i>	Scsp	1260	36	0	0	30	0	0	0	0	0
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	Set	1920	30	0	6	126	12	30	6	0	0
<i>Heterocapsa circularisquama</i>	Htc	0	0	0	18	0	12	54	12	84	66
<i>Heterocapsa sp</i>	Htsp	0	18	36	78	0	18	12	72	66	54
<i>Peridinium quinquecorne</i>	Peq	0	0	0	0	66	0	0	0	0	0
<i>Alexandrium affine</i>	Ala	210	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Alexandrium sp1</i>	Alsp1	660	156	42	78	336	18	72	42	0	0
<i>Gonyaulax sp1</i>	Gnsp1	213	63	36	54	99	36	0	0	12	6
<i>Ceratium furca</i>	Cef	330	90	30	24	30	6	0	24	18	18
<i>Cymbodinium elegans</i>	Cbsp	306	288	6	12	6	0	6	0	0	0
<i>Kofofidinium splendens</i>	Kfs	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Noctiluca scintillans</i>	Nes	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stade larvaire des Copepodes</i>	Cop	0	0	0	12	0	0	0	0	0	0
<i>stade larvaire de la moule</i>	Stmoul	24	6	18	6	18	6	6	0	0	24

Annexe 3 : suite

Espèces	Codes	2H0	2H5	2H10	2H15	2H20	2P0	2P5	2P10	2P15	2P20
<i>Balanion comatum</i>	Bac	0	0	0	0	0	252	0	42	24	0
<i>Mesodinium rubrum</i>	Msr	48	30	12	36	60	228	96	324	66	258

<i>Gyrodinium sp</i>	Grsp	0	0	0	0	0	84	0	96	0	36
<i>Katodinium glaucum</i>	Ktg	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Kofoidinium sp</i>	Kfsp	0	0	0	0	0	18	24	0	6	0
<i>Cochlodinium pulchellum</i>	Ccp	6	0	12	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cochlodinium sp</i>	Ccsp	18	36	66	42	24	12	0	6	0	0
<i>Prorocentrum lima</i>	Pcli	0	0	18	0	12	54	18	78	36	24
<i>Prorocentrum micans</i>	Pcmc	0	0	0	0	0	0	54	36	18	0
<i>Prorocentrum minimum</i>	Pcmi	54	66	42	48	36	402	24	18	30	6
<i>Prorocentrum sp</i>	Pcsp	0	0	0	0	0	12	30	12	0	0
<i>Prorocentrum triestinum</i>	Pct	0	0	0	0	0	24	18	6	6	0
<i>Dinophysis fortii</i>	Dnf	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dinophysis sp</i>	Dnsp	0	0	0	0	0	366	0	0	0	0
<i>Dinophysis tripos</i>	Dnt	12	12	30	24	0	24	12	18	12	6
<i>Protoberidinium bipes</i>	Ptb	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoberidinium claudicans</i>	ptc	0	0	0	0	0	0	12	0	6	0
<i>Protoberidinium conicoide</i>	Ptcc	12	0	6	6	0	0	0	0	0	0
<i>Protoberidinium depressum</i>	Ptde	0	0	0	0	0	12	0	0	0	0
<i>Protoberidinium divergens</i>	Ptdi	0	0	0	0	0	0	6	12	6	0
<i>Protoberidinium grani</i>	Ptgr	30	42	18	6	0	12	18	0	0	0
<i>Protoberidinium micrapium</i>	Ptmc	0	0	0	18	0	0	0	0	0	0
<i>Protoberidinium minutum</i>	Ptmn	42	36	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoberidinium pellucidum</i>	Ptpl	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoberidinium pentagonum</i>	Ptpn	84	138	126	42	18	204	102	12	0	0
<i>Protoberidinium sp1</i>	Ptsp1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoberidinium sp2</i>	Ptsp2	6	24	12	36	18	120	24	18	36	12
<i>Scrippsiella sp</i>	Scsp	0	0	0	0	0	258	24	0	0	24
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	Sct	0	0	0	0	0	390	24	0	6	78
<i>Heterocapsa circularisquama</i>	Htc	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Heterocapsa sp</i>	Htsp	0	0	0	0	0	0	12	36	84	0
<i>Peridinium quinquecorne</i>	Peq	0	0	0	0	0	0	0	0	0	60
<i>Alexandrium affine</i>	Ala	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Alexandrium sp1</i>	Alsp1	0	0	0	0	0	60	120	48	72	210
<i>Gonyaulax sp1</i>	Gnsp1	12	0	0	6	0	150	84	42	42	72
<i>Ceratium furca</i>	Cef	6	0	0	0	0	204	60	12	12	18
<i>Cymbodinium elegans</i>	Cbsp	78	24	18	30	6	192	168	18	30	12
<i>Kofoidinium splendens</i>	Kfs	12	6	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Noctiluca scintillans</i>	Ncs	0	6	12	0	24	6	0	0	0	0
<i>Stade larvaire des Copepodes</i>	Cop	12	0	6	18	0	0	0	0	12	0
<i>Stade larvaire de la moule</i>	Stmoul	12	18	12	6	0	18	12	6	0	12

Annexe 4 : les valeurs des différents paramètres abiotiques et biotiques mesurées durant les périodes de prélèvements à cinq niveaux de profondeurs dans notre site d'étude.

	Z (m)	Codes	T°C	Chl a (µg/l)	NO2 (µmol/l)	SIO2 (umol/l)	NO3 (µmol/l)	NH4 (µmol/l)	PO4 (µmol/l)
25/01/2010	0	1H0	16,5	6,194					
	5	1H5	15,6	3,097					
21/03/2010	0	11P0	16,5	3,097	0,013	0,593	0,667	11,48	0,578
	5	11P5	16,5	2,884	0,138	1,289	0,434	11,25	0,694
	10	11P10	16,4	2,243	0,012	0,266	0,591	10,76	0,718
	15	11P15	16,3	2,136	0,265	4,337	5,667	8,92	0,576
	20	11P20	16,2	1,709	0,086	0,419	0,486	10,18	0,393
04/05/2010	0	21P0	21,5	4,272	0,023	0,941	0,973	7,90	0,136

	5	21P5	21,5		0,120	2,220	1,370	8,20	0,260
	10	21P10	21	1,388	0,094	0,808	1,347	7,36	0,294
	15	21P15	21		0,052	3,396	2,734	7,90	0,081
	20	21P20	20,5	2,456	0,158	1,667	0,851	8,92	0,191
14/07/2010	0	E0	26,5	2,617	0,014	1,125	1,488	7,36	0,185
	5	E5	26,1	2,243	0,010	1,289	1,675	11,57	0,164
	10	E10	25,5	1,816	0,012	0,869	1,383	11,57	0,142
	15	E15	25	0,107	0,012	1,084	1,570	10,18	0,087
	20	E20	23,4	0,214	0,010	0,982	1,607	11,57	0,136
13/11/2010	0	A0	16,6	2,563	0,003	1,708	2,424	7,61	0,152
	5	A5	16,1	2,243	0,054	1,125	2,431	11,56	0,077
	10	A10	15,6	1,175	0,058	0,583	1,988	10,42	0,077
	15	A15	16	0,748	0,071	0,683	2,085	15,22	0,093
	20	A20	16	0,641	0,075	0,825	2,662	13,34	0,103
19/01/2011	0	2H0	16,4	1,983	0,010	1,812	1,920	5,19	0,095
	5	2H5	16,4	2,078	0,044	1,102	2,354	9,12	0,067
	10	2H10	16	1,132	0,053	0,467	1,390	8,43	0,062
	15	2H15	15,7	0,864	0,061	0,578	1,870	13,13	0,084
	20	2H20	15,5	0,641	0,069	0,713	2,024	10,67	0,132
18/05/2011	0	2P0	24,5	4,235	0,034	1,207	1,366	8,91	0,189
	5	2P5	23,6	3,107	0,151	2,251	1,401	8,23	0,291
	10	2P10	20,4	3,034	0,115	0,891	1,679	7,39	0,351
	15	2P15	20,4	2,665	0,052	3,396	2,734	7,90	0,081
	20	2P20	19,5	2,149	0,079	3,477	2,878	8,93	0,208

Annexe 5 : Matrice de corrélation (Pearson (n)) :

	Dinof	Spirot	Litost	Prost	copép	Stlrvm	Ab totale	T°C	Chl a	NO2	SIO2	NO3	NH4	PO4	N/p
Dinof	1	0,503	0,499	0,947	0,486	0,899	0,968	0,822	0,808	-0,039	0,054	-0,368	-0,118	0,339	-0,450
Spirot	0,503	1	0,739	0,358	0,042	0,688	0,687	0,817	0,824	0,648	0,187	-0,234	-0,335	0,848	-0,688
Litost	0,499	0,739	1	0,455	0,102	0,590	0,675	0,593	0,659	0,365	0,146	0,018	-0,194	0,805	-0,750
Prost	0,947	0,358	0,455	1	0,380	0,846	0,900	0,645	0,690	-0,227	-0,101	-0,371	-0,033	0,205	-0,323
copép	0,486	0,042	0,102	0,380	1	0,384	0,416	0,258	0,385	-0,185	-0,124	-0,284	-0,223	0,018	-0,073
St lrv ml	0,899	0,688	0,590	0,846	0,384	1	0,938	0,837	0,835	0,264	-0,197	-0,593	-0,132	0,622	-0,616
Ab totale	0,968	0,687	0,675	0,900	0,416	0,938	1	0,885	0,892	0,128	0,074	-0,353	-0,184	0,537	-0,588
T°C	0,822	0,817	0,593	0,645	0,258	0,837	0,885	1	0,907	0,428	0,324	-0,233	-0,262	0,652	-0,678
Chl a	0,808	0,824	0,659	0,690	0,385	0,835	0,892	0,907	1	0,228	0,264	-0,204	-0,462	0,615	-0,648
NO2	-0,039	0,648	0,365	-0,227	-0,185	0,264	0,128	0,428	0,228	1	-0,010	-0,199	0,100	0,775	-0,481
SIO2	0,054	0,187	0,146	-0,101	-0,124	-0,197	0,074	0,324	0,264	-0,010	1	0,757	-0,298	-0,024	-0,134
NO3	-0,368	-0,234	0,018	-0,371	-0,284	-0,593	-0,353	-0,233	-0,204	-0,199	0,757	1	0,029	-0,270	0,203
NH4	-0,118	-0,335	-0,194	-0,033	-0,223	-0,132	-0,184	-0,262	-0,462	0,100	-0,298	0,029	1	-0,214	0,488
PO4	0,339	0,848	0,805	0,205	0,018	0,622	0,537	0,652	0,615	0,775	-0,024	-0,270	-0,214	1	-0,863
N/p	-0,450	-0,688	-0,750	-0,323	-0,073	-0,616	-0,588	-0,678	-0,648	-0,481	-0,134	0,203	0,488	-0,863	1

Les valeurs en gras sont différentes de 0 à un niveau de signification $\alpha=0,05$

Annexe 6 : suite

	Codes	E0	E5	E10	E15	E20	A0	A5	A10	A15	A20
<i>Tintinnopsis nana</i>	Tina	18	36	12	6	18	18	42	12	54	60
<i>Acanthostomella conicoides</i>	Acc	6	216	0	66	0	6	0	6	24	6
<i>Acanthostomella sp</i>	Acsp	0	0	36	54	12	0	0	0	0	0
<i>Alexandrium affine</i>	Ala	660	156	42	78	336	18	72	42	0	0
<i>Alexandrium sp1</i>	Alsp1	213	63	36	54	99	36	0	0	12	6
<i>Ceratium furca</i>	Cef	306	288	6	12	6	0	6	0	0	0
<i>Cochlodinium pulchellum</i>	Ccp	0	0	0	0	0	18	120	234	54	18
<i>Cochlodinium sp</i>	Ccsp	84	18	120	60	54	6	0	0	0	42
<i>Codonellopsis sp</i>	Cdpsp	0	0	6	0	0	0	0	0	0	12
<i>Codonnella sp</i>	Cdsp	0	0	0	12	6	0	0	0	0	0
<i>Stade larvaire des Copepodes</i>	Cop	24	6	18	6	18	6	6	0	0	24
<i>Dictyocista sp</i>	Dcsp	24	0	18	24	6	0	0	0	0	0
<i>Dinophysis sp</i>	Dnsp	0	0	18	0	6	6	0	6	12	0
<i>Epilocylis sp</i>	Epsp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gonyaulax sp1</i>	Gnsp1	330	90	30	24	30	6	0	24	18	18
<i>Gymnodinium sp</i>	Gmsp	12	54	60	108	24	0	18	6	36	36
<i>Gymnodinium sp1</i>	Gmsp1	108	18	0	6	12	18	42	168	60	0
<i>Gymnodinium sp2</i>	Gmsp2	0	36	0	0	0	0	0	24	78	48
<i>Gyrodinium fusiforme</i>	Grf	60	0	102	0	24	174	204	246	168	186
<i>Heterocapsa circularisquama</i>	Htc	0	18	36	78	0	18	12	72	66	54
<i>Katodinium glaucum</i>	Ktg	36	42	0	6	0	0	234	174	150	18
<i>Kofoidinium splendens</i>	Kfs	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Laboea strobila</i>	Lbst	0	0	0	0	0	0	174	234	162	108
<i>Leprotintinnus sp</i>	Lpsp	0	0	96	0	6	0	0	0	0	0
<i>Lohmanniella oviformis</i>	Lho	36	84	90	150	174	828	1350	1056	1014	444
<i>Mesodinium rubrum</i>	Msr	282	126	786	60	438	1590	666	378	222	186
<i>Noctiluca scintillans</i>	Ncs	0	0	0	12	0	0	0	0	0	0
<i>Plectodinium sp</i>	Plsp	0	0	90	18	42	0	36	0	0	0
<i>Prorocentrum lima</i>	Pcli	0	0	0	0	0	0	0	0	18	12
<i>Prorocentrum micans</i>	Pcmc	2058	18	24	12	12	30	0	6	12	18
<i>Prorocentrum minimum</i>	Pemi	0	18	6	0	0	0	42	0	0	0
<i>Prorocentrum sp</i>	Pcsp	126	66	33	6	12	42	48	78	24	0
<i>Protoferidinium depressum</i>	Ptde	12	0	18	6	0	0	0	0	6	0
<i>Protoferidinium divergens</i>	Ptdi	24	30	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoferidinium pellucidum</i>	Ptpl	246	126	12	0	0	0	0	0	18	0
<i>Protoferidinium sp1</i>	Ptsp1	162	42	42	54	24	12	6	0	0	0
<i>Rhabdonella conica</i>	Rhc	0	0	6	6	0	0	0	0	0	0
<i>Rhabdonella sp1</i>	Rhsp1	12	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Salpingella sp</i>	Sasp	0	0	60	0	0	0	0	0	6	0
<i>Scrippsiella sp</i>	Scsp	1920	30	0	6	126	12	30	6	0	0
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	Sct	0	0	0	18	0	12	54	12	84	66
<i>stade larvaire de la moule</i>	Stmoul	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stenosemella sp</i>	Stsp	0	12	18	24	18	0	30	0	42	12
<i>Stenosemella steini</i>	Sts	0	0	0	12	18	6	0	0	6	30
<i>Strombidium epidenum</i>	Srep	0	54	0	0	24	0	0	0	138	24
<i>Strombidium acutum</i>	Srac	144	48	0	0	0	12	0	0	0	24
<i>Strombidium capitatum</i>	Srca	0	0	12	108	30	180	1290	996	60	42
<i>Strombidium conicum</i>	Srco	0	6	18	30	0	6	204	150	54	30
<i>Strombidium sp</i>	Srsp	0	0	306	54	66	0	0	12	0	60
<i>Strombidium wulffi</i>	Srw	18	96	174	0	30	144	342	336	180	96
<i>Tintinnopsis ballica</i>	Tiba	12	18	6	12	0	12	6	0	12	0
<i>Tintinnopsis beroidea</i>	Tibe	18	12	6	12	0	18	0	0	78	0
<i>Tintinnopsis campanula</i>	Tica	0	0	0	0	6	6	0	6	0	0
<i>Tintinnopsis major</i>	Tima	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tintinnopsis minuta</i>	Timi	0	0	6	0	6	0	0	0	6	0
<i>Tintinnopsis rapa</i>	Tirp	18	0	0	18	0	0	0	0	0	0
<i>Tintinnopsis sp1</i>	Tisp1	93	6	18	66	90	6	84	0	6	6
<i>Tintinnopsis sp2</i>	Tisp2	0	0	0	0	0	12	0	0	0	6

<i>Tontonia gracillima</i>	Totg	0	12	18	0	0	30	18	72	78	18
----------------------------	------	---	----	----	---	---	----	----	----	----	----

Annexe 6 : suite

	Codes	2H0	2H5	2H10	2H15	2H20	2P0	2P5	2P10	2P15	2P20
<i>Tintinnopsis nana</i>	Tina	12	6	72	42	18	24	30	18	12	0
<i>Acanthostomella conicoides</i>	Acc	0	0	0	0	0	48	198	0	90	0
<i>Acanthostomella sp</i>	Acsp	0	0	12	18	0	0	0	30	48	6
<i>Alexandrium affine</i>	Ala	0	0	0	0	0	60	120	48	72	210
<i>Alexandrium sp1</i>	Alsp1	12	0	0	6	0	150	84	42	42	72
<i>Ceratium furca</i>	Cef	78	24	18	30	6	192	168	18	30	12
<i>Cochlodinium pulchellum</i>	Ccp	18	36	66	42	24	12	0	6	0	0
<i>Cochlodinium sp</i>	Ccsp	0	0	18	0	12	54	18	78	36	24
<i>Codonellopsis sp</i>	Cdpsp	6	0	6	0	0	0	0	0	0	0
<i>Codonnella sp</i>	Cdsp	6	24	6	0	0	0	0	0	0	0
<i>Stade larvaire des Copepodes</i>	Cop	12	18	12	6	0	18	12	6	0	12
<i>Dictyocista sp</i>	Dcsp	6	12	0	6	0	18	0	0	0	0
<i>Dinophysis sp</i>	Dnsp	12	12	30	24	0	24	12	18	12	6
<i>Epiplocylis sp</i>	Epsp	0	6	0	12	0	0	0	0	0	0
<i>Gonyaulax sp1</i>	Gnsp1	6	0	0	0	0	204	60	12	12	18
<i>Gymnodinium sp</i>	Gmsp	0	0	0	0	0	18	12	42	84	18
<i>Gymnodinium sp1</i>	Gmsp1	6	12	12	18	0	24	0	0	0	0
<i>Gymnodinium sp2</i>	Gmsp2	12	0	6	0	0	12	30	0	0	0
<i>Gyrodinium fusiforme</i>	Grf	0	0	0	0	0	84	0	96	0	36
<i>Heterocapsa circularisquama</i>	Htc	0	0	0	0	0	0	12	36	84	0
<i>Katodinium glaucum</i>	Ktg	0	0	0	0	0	18	24	0	6	0
<i>Kofoidinium splendens</i>	Kfs	0	6	12	0	24	6	0	0	0	0
<i>Laboea strobila</i>	Lbst	0	0	0	0	0	0	24	84	0	12
<i>Leprotintinnus sp</i>	Lpsp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lohmanniella oviformis</i>	Lho	0	0	0	0	0	42	72	66	84	96
<i>Mesodinium rubrum</i>	Msr	48	30	12	36	60	228	96	324	66	258
<i>Noctiluca scintillans</i>	Ncs	12	0	6	18	0	0	0	0	12	0
<i>Plectodinium sp</i>	Plsp	0	0	0	0	0	0	18	42	24	30
<i>Prorocentrum lima</i>	Pcli	0	0	0	0	0	0	54	36	18	0
<i>Prorocentrum micans</i>	Pcmc	54	66	42	48	36	402	24	18	30	6
<i>Prorocentrum minimum</i>	Pcmi	0	0	0	0	0	12	30	12	0	0
<i>Prorocentrum sp</i>	Pcsp	0	0	0	0	0	24	18	6	6	0
<i>Protoferidinium depressum</i>	Ptde	0	0	0	0	0	0	6	12	6	0
<i>Protoferidinium divergens</i>	Ptdi	30	42	18	6	0	12	18	0	0	0
<i>Protoferidinium pellucidum</i>	Ptpl	84	138	126	42	18	204	102	12	0	0
<i>Protoferidinium sp1</i>	Ptsp1	6	24	12	36	18	120	24	18	36	12
<i>Rhabdonella conica</i>	Rhc	18	6	30	0	0	0	0	6	6	0
<i>Rhabdonella sp1</i>	Rhsp1	12	18	6	18	0	18	0	0	0	0
<i>Salpingella sp</i>	Sasp	0	0	0	0	0	0	12	66	0	0
<i>Scrippsiella sp</i>	Scsp	0	0	0	0	0	390	24	0	6	78
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	Sct	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>stade larvaire de la moule</i>	Stmoul	0	0	0	0	0	24	12	12	0	0
<i>Stenosemella sp</i>	Stsp	0	6	6	6	0	0	18	12	6	18
<i>Stenosemella steini</i>	Sts	0	0	0	0	0	0	0	18	12	18
<i>Strombidium epidenium</i>	Srep	0	0	0	0	0	0	42	0	0	30
<i>Strombidium acutum</i>	Srac	0	0	0	0	0	24	18	0	0	0
<i>Strombidium capitatum</i>	Srca	0	0	0	0	0	0	0	18	84	24
<i>Strombidium conicum</i>	Srco	12	54	24	6	0	0	12	24	30	0
<i>Strombidium sp</i>	Srsp	0	0	0	0	0	6	0	66	36	60
<i>Strombidium wulffi</i>	Srw	42	12	30	0	6	12	78	138	0	18
<i>Tintinnopsis baltica</i>	Tiba	0	6	6	18	0	18	12	12	6	0
<i>Tintinnopsis beroidea</i>	Tibe	12	24	0	12	6	18	0	12	12	0
<i>Tintinnopsis campanula</i>	Tica	0	0	0	6	18	0	0	0	0	0
<i>Tintinnopsis major</i>	Tima	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tintinnopsis minuta</i>	Timi	0	0	0	0	0	12	0	12	6	6
<i>Tintinnopsis rapa</i>	Tirp	24	0	12	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tintinnopsis sp1</i>	Tisp1	12	18	24	6	42	210	18	120	24	72

<i>Tintinnopsis sp2</i>	Tisp2	12	6	6	0	0	48	36	42	0	18
<i>Tontonia gracillima</i>	Totg	0	0	0	0	0	0	18	12	0	0

Annexe 7 : Liste des codages

Codes	Mois	Z (m)	
1H0	Janvier 2010	à 0	1H : Hiver 2010 ;
1H5	Janvier 2010	à 5	1P : Printemps 2010 ;
11P0	Mars 2010	à 0	E : Eté 2010 ;
11P5	Mars 2010	à 5	A : Automne 2010 ;
11P10	Mars 2010	à 10	2H : Hiver 2011 ;
11P15	Mars 2010	à 15	2P : Printemps 2011.
11P20	Mars 2010	à 20	
21P0	Mai 2010	à 0	
21P5	Mai 2010	à 5	
21P10	Mai 2010	à 10	
21P15	Mai 2010	à 15	
21P20	Mai 2010	à 20	
E0	Juillet 2010	à 0	
E5	Juillet 2010	à 5	
E10	Juillet 2010	à 10	
E15	Juillet 2010	à 15	
E20	Juillet 2010	à 20	
A0	Novembre 2010	à 0	
A5	Novembre 2010	à 5	
A10	Novembre 2010	à 10	
A15	Novembre 2010	à 15	
A20	Novembre 2010	à 20	
2H0	Janvier 2011	à 0	
2H5	Janvier 2011	à 5	
2H10	Janvier 2011	à 10	
2H15	Janvier 2011	à 15	
2H20	Janvier 2011	à 20	
2P0	Mai 2011	à 0	
2P5	Mai 2011	à 5	
2P10	Mai 2011	à 10	
2P15	Mai 2011	à 15	
2P20	Mai 2011	à 20	