

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل
École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer
et de l'Aménagement du Littoral



Mémoire de Fin d'Études
En vue de l'obtention du Diplôme d'Ingénieur d'État en Sciences de la Mer

Option : Environnement

Thème :

*Contribution à l'étude qualitative, quantitative et
Biomasse des Tintinnides (Ciliophora: Oligotrichea)
dans la région centre et ouest d'Alger.*

Présenté par : Melle SOUMIA BERRAZOUANE

Soutenu le 29 Septembre 2011, devant le jury composé de :

M. HEMIDA F. (MCA ENSSMAL).....Président
M. TOUAHRIA T. (MAA USTHB-FSB).....Promoteur
Mme BACHARI F. (MCA ENSSMAL).....Examinatrice
M. HAFFERSSAS A. (MCA USTHB-FSB).....Examineur

Promotion 2010/2011

Remerciements

Je remercie, avant tout, Dieu le tout puissant pour m'avoir guidé dans mon choix.

*Je tiens à remercier vivement **M. ZOUAKH D.**, notre directeur de l'ENSSMAL, pour toutes les facilités qu'il nous a accordées, afin que ce stage se déroule dans les meilleures conditions.*

*J'adresse mes remerciements les plus chaleureux au professeur **SERIDJI R.** pour son aimable accueil dans son laboratoire d'écosystèmes pélagiques à l'U.S.T.H.B.*

*Je remercie **M. HEMIDA** qui nous a fait l'honneur de présider le jury de cette soutenance, qu'il trouve ici l'expression de mon profond respect.*

*Je remercie également, **Mme BACHARI F.** d'avoir accepté d'examiner ce modeste mémoire, qu'elle soit assurée de toute ma gratitude.*

*J'exprime mes plus vifs remerciements à **M. HAFFERSSAS A.** pour ses encouragements ainsi que pour avoir accordé son attention à l'évaluation de mon travail.*

*Je tiens à remercier, plus particulièrement, **M. TOUAHRIA T.**, mon promoteur, qui m'a toujours assuré son aide, sa disponibilité et sa patience. Ses précieux conseils et ses discussions enrichissantes au laboratoire m'ont été très utiles, qu'il trouve ici le témoignage de ma profonde reconnaissance.*

Un grand merci, à mes chers parents que je ne remercierai jamais assez, pour leur soutien tout au long de mes années d'études.

*Mes sincères remerciements vont aussi, à **Mme EDDALIA N.**, **M. AZZOUC M.**, **M. BOUDJELLAL Y.** et **M. MATOUK Y.** du laboratoire de chimie à l'ENSSMAL, pour m'avoir assistés durant mes analyses au laboratoire ;*

*À l'équipage du navire **IBTESSIM**, pour leur hospitalité et leur efficace aide ;*

À tout le corps professoral de l'ENSSMAL pour la qualité de leur enseignement ;

À toutes les personnes qui de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce document.

À la mémoire de mon grand père ;
À mon père qui a tout fait pour me voir réussir ;
À ma grande mère mama lahbiba ;
À ma chère maman ;
À mes frères Abd El Aziz & Abd Araouf ;
À tous ceux qui comptent pour moi.

Sommaire

I. Introduction	1
II. Matériel et Méthodes	3
1. Description géographique et présentation de la zone d'étude.....	3
1.1. La Baie de Bou-Ismaïl.....	3
1.2. La Baie d'Alger.....	3
1.3. Positionnement et choix des stations.....	3
2. Prélèvements et échantillonnage.....	5
3. Mesure des paramètres physicochimiques.....	5
4. Traitement et conservation des échantillons.....	7
5. Analyses chimiques et modes opératoires.....	7
5.1. Dosage des sels nutritifs.....	7
5.1.1. Dosage de l'ammonium.....	8
5.1.2. Dosage des nitrites.....	8
5.1.3. Dosage des nitrates.....	9
5.1.4. Dosage des orthophosphates.....	9
5.1.5. Dosage du silicium dissout	10
5.1.6. Etalonnage, mesure et calcul	10
5.2. Dosage de la chlorophylle <i>a</i> par fluorométrie.....	10
6. Étude biologique.....	13
6.1. Sédimentations, identification et numération cellulaire des spécimens microplanctoniques.....	13
6.2. Calcul des densités cellulaires.....	13
6.3. Analyse structurale.....	14

Sommaire

6.4. Biomasse.....	15
6.5. Analyse statistique.....	15
III. Résultats et discussions.....	16
1. Résultats physicochimiques.....	16
1.1. Température.....	16
1.2. Salinité.....	16
1.3. Distribution des sels nutritifs.....	17
1.3.1. L'azote.....	17
1.3.2. Le phosphore.....	20
1.3.3. Le silicium.....	21
1.4. La chlorophylle- <i>a</i> et les phéopigments.....	22
2. Étude qualitative.....	23
2.1. Diversité générique et spécifique des tintinnides au sein des stations.....	23
2.2. Classification selon Pierce & Turner (1993).....	24
2.3. Classification selon Alder (1999).....	25
2.4. Discussion.....	26
2.5. Caractères morphologiques des Tintinnides observés.....	46
3. Étude quantitative.....	49
4. Analyse structurale.....	55
5. Biovolumes et biomasses	58
IV. Conclusion.....	61

Références bibliographiques.

Annexes.

Introduction

I. Introduction

Ces dernières années, la productivité des écosystèmes marins et l'évaluation de l'impact des changements climatiques liés aux activités humaines demeurent la préoccupation majeure de la communauté scientifique.

Étant donné la complexité des processus naturels en jeu et l'accroissement de la pression anthropique sur le milieu côtier, il est apparu nécessaire d'étudier chaque compartiment de cet écosystème et son implication dans les cycles biogéochimiques, permettant ainsi le maintien de l'utilisation de la biodiversité marine dans un environnement en constante évolution.

Dans le but de développer la compréhension du compartiment pélagique, il est important d'étudier la structure du réseau microbien et sa relation avec les échelons trophiques supérieurs. Cependant, le microzooplancton constitue un élément central du réseau trophique marin car il se situe à l'interface entre le phytoplancton et les grands hétérotrophes.

En effet, le bilan annuel simplifié du cycle du carbone dans l'océan mondial montre que, la production phytoplanctonique peut emprunter deux voies de circulation. La première passe par le réseau microbien puis par le zooplancton. La seconde voie est dominée par du phytoplancton de plus grande taille ($> 5 \mu\text{m}$ de diamètre ; surtout des diatomées), et par la consommation massive de ce phytoplancton par les organismes hétérotrophes: flagellés, dinoflagellés, ciliés et zooplancton (Sherr et Sherr, 1984 ; Kirchmen, 2000).

Les Ciliés sont des protozoaires très évolués à structure complexe, dont le corps porte de nombreux cils vibratiles. Ces microorganismes constituent une fraction numérique importante du microzooplancton où ils peuvent représenter de 50 à 80% du nombre total des organismes zooplanctoniques inférieurs à $200 \mu\text{m}$ (Hecq et Goffart, 2007).

Parmi les ciliés, les Tintinnides¹ forment une des principales composantes animales du plancton des aires marines pélagiques et néritiques, ce sont des prédateurs d'autres protistes animaux et végétaux et peuvent être très abondants en haute mer tropicale ou subtropicale (Grassé, 1991). Ils sont logés dans une coque de nature protéinique désignée sous le nom de "Lorica", cette dernière peut être hyaline ou agglutinée. La nature de leur Lorica paraît être une adaptation à la survie aussi bien face à la prédation qu'à sa protection dans un milieu

¹**Phylum:** Ciliophora, **Classe:** Oligotrichea, **Sous-classe:** Oligotrichia, **Ordre:** Oligotrichida, **Sous-ordre:** Tintinnoinea (Alder, 1999).

turbulent (Paulmier, 1999). En outre, l'association de certaines espèces peut constituer un bon indicateur de l'origine des masses d'eau (Umani *et al.* 2011).

Actuellement, de nombreux chercheurs en méditerranée et notamment dans d'autres régions du monde s'intéressent au rôle des Tintinnides dans les réseaux alimentaires. En revanche, très peu d'études qualitatives sont consacrées aux peuplements microzooplanctoniques marins des côtes algériennes. Cela peut notamment s'expliquer par la diversité des groupes systématiques qui le composent ainsi que la petite taille des espèces et les difficultés d'identification de celles-ci qui constituent un travail long et fastidieux.

Par ailleurs, hormis le travail de Vitiello en baie d'Alger qui date de 1964 et plus récemment ceux d'Ounissi et Frehi (1999), Arfouni et Djemai (2009) et Touahria et Seridji (2010), la richesse spécifique des Tintinnides tout comme sa structure n'est encore que partiellement identifiées.

Ainsi, le présent travail vise en premier lieu à évaluer l'aspect qualitatif et quantitatif des communautés microzooplanctoniques appartenant au groupe des Tintinnides de la côte algéroise. Pour ce faire, les prélèvements de plancton ont été effectués sur une colonne d'eau de 20m et dans quatre stations: deux positionnées en baie d'Alger et deux autres dans la baie de Bou-Ismaïl. Cependant, afin de pouvoir mieux étudier le lien entre les paramètres hydrologiques et les phénomènes biologiques une première partie a été consacrée à l'étude physicochimique.

Dans une deuxième étape, l'établissement d'un inventaire spécifique qui donne une image de la composition systématique des Tintinnides dans notre zone d'étude a constitué l'essentiel de notre travail, suivi, parallèlement, d'un dénombrement cellulaire réalisé par la technique d'Uthermol et qui nous a permis d'obtenir une idée sur les abondances de chaque espèce durant la période échantillonnée.

En fin, et en complément à ce travail, nous avons tenté de faire une analyse structurale par le calcul de l'indice de diversité de Shannon et de la régularité, de plus, une estimation de la biomasse a été réalisée en exploitant les mesures linéaires obtenues par l'étude microscopique.

Matériel
et
Méthodes

II. Matériel et Méthodes

II.1. Description géographique et présentation de la zone d'étude

II.1.1. La Baie de Bou-Ismaïl : Située entre 2° 24' E et 2° 54' E et avec un linéaire de plus de 60 km et une ouverture de l'ordre de 48 Km, la baie de Bou-Ismaïl (ex : Golfe de Castiglione) se situe dans la wilaya de Tipaza à 30 Km à l'Ouest d'Alger. Son rivage, orientée N 60°, est soumis à l'influence des houles d'Ouest et Nord-Ouest. Elle est délimitée par le cap du mont Chenoua à l'Ouest, Ras-Acrata à l'Est, la plaine de la Mitidja au Sud et la Méditerranée occidentale au Nord (Fig. 1).

II.1.2. La Baie d'Alger : La baie d'Alger est située dans la partie centrale de la côte algérienne. Elle s'inscrit en creux dans la plaine de Mitidja de forme semi-circulaire d'une superficie approximative de l'ordre de 180 Km², délimitée par deux caps, la Pointe Pescade (Rais Hamidou) à l'ouest et le cap Matifou (Bordj El- Bahri) à l'est.

Elle est limitée au Nord par la mer Méditerranée avec une longitude Est 03°.14'.50 à 03°.00'.40 et une latitude nord 36°.49'.35 à 36°.49'.50. Le plateau continental est très étroit mais s'élargit au centre de la baie. Ce dernier ne dépasse pas l'isobathe 120 m. En effet, l'isobathe 50m est à 4,1Km de la côte, celui de 100m est à 7,6Km quant à celui 1000 m il ne se trouve qu'à 12,1Km de la côte (Fig. 2).

II.1.3. Positionnement et choix des stations :

Tableau 1 : coordonnées géographiques des stations de prélèvement en latitude (φ) et longitude (λ).

Zones	Localisation des stations		Fond (m)
Sidi Fredj	S1	φ : 36°46'506"N	20
		λ : 2°50'549" E	
Ain-Tagourait	S2	φ : 36°37'09" N	24,5
		λ : 2°37'22,7" E	
Baie d'Alger	S5	φ : 36°45'56,7"N	24
		λ : 3°05'12,4" E	
	S6	φ : 36°48'42,7"N	57,8
		λ : 3°04'47" E	



Figure 1: Situation géographique de la baie de Bou-Ismaïl et localisation des stations S1 et S2.



Figure 2 : Situation géographique de la baie d'Alger et localisation des stations S5 et S6.

II.2. Prélèvements et échantillonnage :

Les prélèvements ont été effectués durant la période s'étalant de Mars à Mai 2011, cependant, pour le mois d'Avril nous n'avons pas eu la possibilité de sortir en mer pour des raisons météorologiques.

Nous avons procédé au prélèvement d'eau au moyen d'une bouteille Niskin (Fig. 3) de capacité de 5l à différentes profondeurs (de 0 à 20m selon les stations). Une fois la bouteille remontée, deux flacons sont rincés avec l'eau de mer à analyser puis remplis : l'un servira au dosage des sels nutritifs et l'autre pour la chlorophylle; cependant, le reste de l'échantillon (d'un volume $\approx 9,5$ l pour l'ensemble des prélèvements) est transvasé dans des jerricans pour l'étude microscopique des tintinnides.

Nous signalons que les prises d'eaux effectuées le 30/03/11 en S1 correspondent à un volume de 5l pour chaque niveau, alors que pour les autres zones nous avons recueilli 10 l d'eaux de mer de chaque profondeur.

En parallèle, nous avons effectué un trait vertical de 20m à 0m de profondeur, en utilisant un filet à plancton de marque Hydrobios de 25cm de diamètre et d'une longueur de 50 cm ainsi qu'une ouverture de maille de 20 μ m (Fig. 3). L'échantillon extrait du collecteur est récupéré dans un pilulier, immédiatement fixé au Lugol et conservé dans une glacière.

Tableau 2 : Profondeurs échantillonnées pour chaque station.

S1				S2				S5			S6						
30/03/2011		08/05/2011		23/05/2011			25/05/2011			25/05/2011							
0	5	10	20	0	5	10	15	0	10	20	0	10	20	0	5	10	20

II.3. Mesure des paramètres physicochimiques :

Pour chaque station, les prélèvements effectués sont accompagnés par la mesure de la température et de la salinité qui sont des caractéristiques spécifiques des eaux marines, ces paramètres varient en fonction des latitudes, longitudes, des saisons et de la profondeur (Sekhara, 2007 *in* Kina et Rahal, 2009).

L'appareillage utilisé est un conductimètre de la marque Wissenschaftlich Technische Werkstätten « WTW cond 315i » est doté d'une sonde submersible qui permet la mesure in situ (Fig.3).



Figure 3 : photos de la bouteille Niskin, du filet à plancton et du conductimètre utilisés.



Figure 4 : Photos du microscope inversé (Zeiss HBO 50/AC Axio vert 25 équipé d'une caméra HRC) et des chambres d'Uthermol de 4, 5 et 10ml.

II.4. Traitement et conservation des échantillons :

Immédiatement après le prélèvement, les échantillons destinés aux dosages des sels nutritifs sont transportés dans une glacière puis congelés une fois arrivés au laboratoire, alors que ceux destinés au dosage de la chlorophylle sont filtrés sur un filtre en fibre de verre whatman GF\F de diamètre 25mm, le filtre est plié sur quatre et enrobé dans du papier aluminium déjà étiqueté. Ensuite, les filtres sont conservés dans un congélateur jusqu'au moment de l'analyse.

L'eau réservée à l'étude microscopique est filtrée à travers une mèche, dont les mailles ont 20 μ m; maintenue au fond d'un cylindre en PVC (Dolan *et al*, 2009), l'échantillon concentré est fixé immédiatement au Lugol pour obtenir une concentration finale de 2%. L'ensemble des échantillons est conservé à l'obscurité à une température de 4°C.

II.5. Analyses chimiques et modes opératoires :

II.5.1. Dosage des sels nutritifs :

Le phytoplancton élabore sa matière vivante à partir des formes oxydées : CO₂ pour le carbone, H₂O pour l'hydrogène, NO₃⁻ pour l'azote, PO₄³⁻ pour le phosphore et Si(OH)₄ pour le silicium. En dehors du carbone qui n'est jamais limitant, la fertilité de la couche superficielle dépend principalement de son enrichissement en ces éléments nutritifs (Guy, 2006).

Avant le dosage, les échantillons sont décongelés à l'air libre puis homogénéisés jusqu'à disparition de la glace.

A- Principe :

Le principe de détermination des sels nutritifs est basé sur la formation de complexes spécifiques colorés dont 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.

$$D.O = A = \log (I_0 / I) = \lambda.l.C$$

I_0 et I : respectivement intensité lumineuse incidente et émergente du milieu absorbant;

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

l : longueur du milieu traversé exprimé en cm;

C : concentration de la solution absorbante exprimée en mol/l;

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

B- 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) selon le protocole décrit par le fabricant (SKALAR, 1998).

Un système de pompe crée un flux continu entre les différents éléments de la chaîne, ce flux entraîne automatiquement l'échantillon au travers du système pour son analyse (Fig. 6 en annexe 1). Le dosage de chaque paramètre est passé en revue ci-après :

II.5.1.1. Dosage de l'ammonium

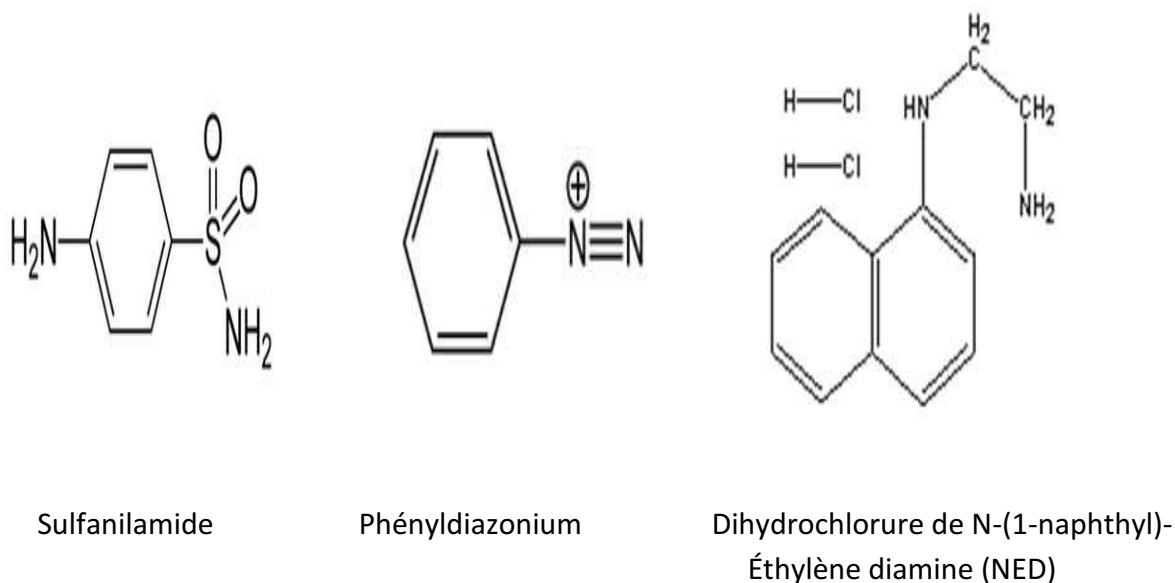
Le dosage de l'ammonium (NH_4^+) est réalisé suivant la méthode de Koroleff (1969 *in* Aminot et Chaussepied, 1983). En milieu alcalin ($8 < \text{pH} < 11,5$), l'ammonium dissout réagit sur l'hypochlorite pour former une monochloramine. Ce composé, en présence de phénol et d'un excès d'hypochlorite (milieu oxydant) donne lieu à la formation d'un bleu d'indophénol. La réaction est catalysée par le nitroprussiate de sodium. Le maximum d'absorption se fait à une longueur d'onde de 630 nm.

II.5.1.2. Dosage des nitrites

Le dosage des nitrites (NO_2^-) est réalisé selon la méthode de GRIESS qui repose sur la formation d'un complexe coloré par réaction de diazotation entre l'ion nitrite, une amine primaire aromatique, la Sulfanilamide et une autre amine aromatique, le Dihydrochlorure de N-(1-naphthyl)-éthylène diamine (NED). En effet, Il s'agit de la réaction de GRIESS, réaction de diazotation spécifique de l'acide nitreux, qui se produit en deux étapes :

L'ion nitrite réagit avec la sulfanilamide ($4\text{-H}_2\text{NC}_6\text{H}_4\text{SO}_2\text{NH}_2$) pour former un composé diazoïque (sel de diazonium) qui se combine ensuite en milieu acide ($\text{pH} < 2$) avec le NED pour former un composé rosé dont l'absorbance à 540nm (Benschneider et Robinson, 1952 et SKALAR, 1998 *in* lourguioui, 2006) est proportionnelle à la concentration des ions nitrite.

Figure 5 : Réactifs de GRIESS pour le dosage des nitrites



II.5.1.3. Dosage des nitrates

Le passage des échantillons dans une colonne de cadmium traité au cuivre permet la réduction des nitrates (NO_3^-) en nitrites (NO_2^-), (Wood *et al*, 1967 *in* Lourguioui, 2006). Ces dernières (NO_2^- initiaux + NO_3^- réduits) seront ensuite dosées par colorimétrie selon la méthode précédemment décrite. D'après Rodier *et al.* (1996), les concentrations de nitrates sont obtenues après la soustraction des concentrations de nitrites déterminés, antérieurement, avant le passage des échantillons dans la colonne réductrice.

II.5.1.4. Dosage des orthophosphates

Le principe du dosage des orthophosphates selon la méthode de Murphy et Riley (1962) repose sur la réaction de l'anion orthophosphate (PO_4^{3-}) avec l'ion molybdate d'ammonium et l'ion oxydrate de potassium (Antimoine) en milieu acide pour la formation de l'acide phosphomolybdique. Cet acide est réduit par l'acide ascorbique en bleu de molybdène dont

l'absorbance à 880nm est proportionnelle à la concentration de l'ion orthophosphate présent dans un échantillon.

II.5.1.5. Dosage du silicium dissout :

Le silicium dissous présent à 95 % sous forme d'acide orthosilicique Si(OH)₄ (Aminot et Chaussepied, 1983), réagit avec le molybdate d'ammonium en milieu acide pour former un complexe silicomolybdique qui réduit par l'acide ascorbique donne un composé coloré en bleu absorbant à 810 nm. L'ajout de l'acide oxalique évite l'interférence des phosphates.

II.5.1.6. Etalonnage, mesure et calcul :

L'étalonnage nécessite la préparation d'une solution mère et d'une solution fille pour chaque sel à doser (voir annexe1). Pour chacune de ces solutions filles, on réalise une série de six étalons couvrant la gamme de la concentration des échantillons rencontrée habituellement dans l'eau de mer, ainsi nous permettant de construire une gamme-étalons (voir annexe1).

Le logiciel intégré de l'appareil réalise automatiquement tous les calculs nécessaires à partir des concentrations connus des solutions étalons et leurs hauteurs de pic correspondantes, pour nous permettre d'obtenir les droites d'étalonnage illustrées en annexe1.

II.5.2. Dosage de la chlorophylle *a* par fluorométrie :

La mesure de la chlorophylle *a* est un indicateur de la biomasse phytoplanctonique du milieu marin. Ce pigment est présent chez tous les organismes photosynthétiques aérobies; il est sensible à la lumière et se dégrade en présence d'acide.

La concentration en chlorophylle *a* a été déterminée selon la méthode fluorimétrique de Yenkner et Menzel (1963) adaptée par Holm-Hansen et Rieman (1978) pour l'extraction des pigments à l'aide du méthanol. La technique d'acidification permettant de déterminer la part des phaeopigments a été utilisée (Riambault et Boudjellal, 1997).

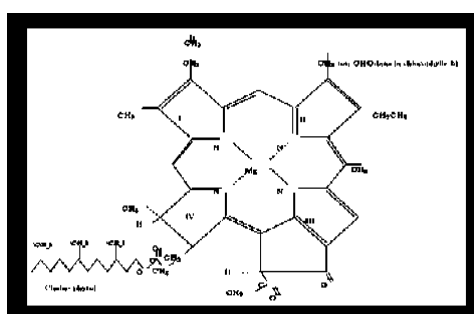


Figure 6: Structure chimique de la chlorophylle.

A. Principe de la méthode du dosage

Le phytoplancton est recueilli sur un filtre (GF/F, porosité 0,45µm et 25mm de diamètre) et repris dans une solution de méthanol. Les pigments chlorophylliens sont excités par un faisceau lumineux à 450 nm. La fluorescence émise est mesurée à 670 nm.

B. Protocole analytique :

- Ajouter 6 ml de méthanol à 99.7 % dans les tubes qui contiennent les échantillons à doser ;
- Les tubes sont ensuite bouchés et placés à l'obscurité dans un réfrigérateur (5 °C), pour une période d'extraction de 30 minutes ;
- Homogénéiser les échantillons en les plaçant dans une centrifugeuse pendant 5 min à 3000 tours/min ;
- Calibrer le spectrophotomètre fluorescence à l'aide d'une série de cinq standards, et un blanc du méthanol ;
- Remplir la cuvette en quartz avec l'échantillon et prendre la lecture fluorimétrique IF₀ ;
- Acidifier l'échantillon avec 10 µl de HCl de 0.5N et prendre de nouveau une lecture fluorimétrique IF_a ;

Rincer la cuvette avec le méthanol, avant de faire une nouvelle mesure.

C. Calcul des concentrations :

Les concentrations de chlorophylle dans les extraits du méthanol sont déterminées à partir de la droite d'étalonnage (Fig. 7). Elles sont évaluées d'après la formule de Lorenzen (1967) *in* (Aminot et Chaussepied, 1983) :

$$[\text{Phéopigments}] (\mu\text{g/l}) = \frac{\text{IF}_0 - \text{IF}_a}{\text{K}_0 - \text{K}_a} \times \text{VE}/\text{VF}$$

$$[\text{Chlorophylle } a] (\mu\text{g/l}) = \frac{\text{IF}_0}{\text{K}_0} \times \text{VE}/\text{VF}$$

IF₀ : Intensité de fluorescence avant acidification (U.A) ;

IF_a : Intensité de fluorescence après acidification (U.A) ;

K₀ : Coefficient d'étalonnage établie avec de la chlorophylle *a* pure avant acidification ;

K_a : Coefficient d'étalonnage établie avec de la chlorophylle *a* pure après acidification ;

VE : Le volume d'extraction (VE = 6ml) ;

VF : Le volume de l'échantillon filtré.

	[C] (µg/l)	IF ₀	IF _a
Méthanol	0	0	0
Std1	2	0,25	0,15
Std2	5	0,7	0,3
Std3	10	1,65	0,55
Std4	15	2,6	0,85
Std5	20	3,45	1,05

Tableau 3: Concentration des standards et leurs intensités de fluorescences correspondantes.

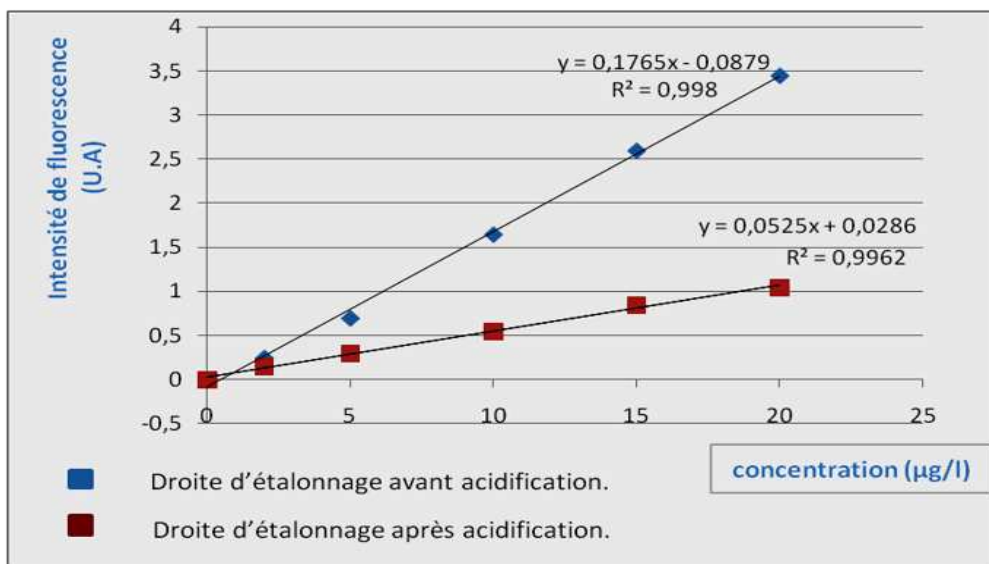


Figure 7 : Courbe d'étalonnage de la chlorophylle à 670nm.

II.6. Étude biologique :

II.6.1. Sédimentations, identification et numération cellulaire des spécimens microplanctoniques :

Nous avons utilisé la méthode d'Utermhol qui permet d'observer et de compter dans un échantillon fixé les organismes concentrés par sédimentation, cette méthode est la plus utilisée pour la numération des ciliés (Jaques, 1974 *in* Arfouni et Djemai, 2009).

Avant chaque sédimentation, le contenu des piluliers est homogénéisé délicatement afin de remettre en suspension tout le seston et de décoller les organismes qui peuvent adhérer aux parois.

Juste après, une petite partie de l'eau est versée dans une cuve à sédimentation dont le fond est constitué d'une lamelle de verre, nous avons utilisé des chambres de 4ml, 5ml et 10ml (Fig. 4), le temps de sédimentation est de 30 min.

Les Comptages et déterminations ont été réalisés au moyen d'un microscope inversé de marque Zeiss Axiovert doté d'une caméraHRC (Fig. 4). Les observations ont été souvent réalisées aux grossissements 20 x et pour certaines espèces de petites tailles, nous avons opté pour l'objectif 40 x.

L'identification des espèces de tintinnides est basée essentiellement sur la forme de la lorica, nous avons fait référence aux ouvrages suivants:

- ❖ Jorgensen (1924);
- ❖ Kofoed et Campbell (1929, 1939);
- ❖ Balech (1948);
- ❖ Marshall (1969);
- ❖ Paulmier (1995, 1997);
- ❖ Abboud-Abi saab (2008);

II.6.2. Calcul des densités cellulaires :

Le comptage des tintinnides microplanctoniques a été fait sur toute la cuve. Les résultats obtenus sont rendus en nombre d'individu par litre, en divisant le total des cellules comptées par le facteur de concentration FC (LeGresley et McDermott *in* IOC, UNESCO 2010).

$FC = A/B$ où **A**: volume filtré ($\approx 9,5$);

B: volume concentré.

II.6.3. Analyse structurale :

La systématique explore la biodiversité dans sa capacité à distinguer un organisme ou un taxon d'un autre. La diversité spécifique, correspond à la diversité des espèces (diversité interspécifique). Ainsi, chaque groupe défini peut alors être caractérisé par le nombre des espèces qui le composent.

De tous les indices, la formule de **Shannon** est la plus utilisée qui considère à la fois l'abondance et la richesse spécifique. Elle semble constituer le moyen le plus utile pour obtenir des indices de diversité significatifs, relativement indépendants de la taille des échantillons. Cet indice, permet de quantifier l'hétérogénéité de la biodiversité d'un milieu d'étude et donc d'observer une évolution au cours du temps.

Calcul de l'indice de Shannon :

$$H' = - \sum P_i \text{Log}_2 P_i$$

(In Magurran, 2004).

H' : indice de biodiversité de Shannon ;

i : une espèce du milieu d'étude ;

p_i : Proportion d'une espèce *i* par rapport au nombre total d'espèces (S) dans le milieu d'étude qui se calcule de la façon suivante :

$$P_i = n_i / N$$

Où n_i est le nombre d'individus pour l'espèce *i* et N est l'effectif total (nombre total d'individus de toutes les espèces).

La valeur de H' varie généralement de 1,5 à 3,5 et dépasse rarement 4 (Margalef, 1972 in Magurran, 2004).

Indice d'équitabilité

L'indice de Shannon est souvent associé à l'indice d'équitabilité **E** pour rapporter la diversité observée à la diversité théorique maximale ou l'équirépartition des effectifs entre S espèces présentes. Ce dernier est calculé par la relation :

$$E = H' / \text{Log}_2 (S)$$

(In Magurran, 2004).

H' : indice de Shannon **S** : nombre des espèces

II.6.4. Biomasse :

Pour calculer les biovolumes des tintinnides, les dimensions linéaires (longueur et diamètre) de la lorica ont été mesurées sous microscope inversé à l'aide d'un micromètre oculaire calibré. Les équations géométriques appropriées selon la forme de la lorica (cylindre, sphère, cône) sont utilisées pour le calcul des biovolumes. Les biovolumes des tintinnides sont ensuite convertis en biomasse (teneur en carbone cellulaire) en utilisant le facteur de conversion décrit par Verity et Langdon (1984):

$$C \text{ (pg.l}^{-1}\text{)} = [\text{volume de lorica (}\mu\text{m}^3\text{)}] \times 0,053 + 444,5$$

II.6.5. Analyse statistique :

Les résultats des abondances des principales espèces ont été exploités par des statistiques multivariées en utilisant le logiciel Statistica 7. Une classification hiérarchique ascendante (dendrogramme) a été utilisée pour mettre en évidence la ressemblance entre les sites de prélèvement. Pour cela nous avons utilisé la distance euclidienne et la méthode de Ward pour une meilleure interprétation des résultats.

Pour tester la relation entre les paramètres morphologiques de la lorica, nous avons réalisé des analyses de variance avec un degré de signification de 95% de sécurité.

Résultats
et
Discussions

III. Résultats et discussions

III. 1. Résultats physicochimiques

III. 1.1. Température

Étant donné que ces mesures de température ont été relevées pour une même période, le tracé de ce paramètre (Fig.8) indique un faible écart thermique entre les deux régions. Les valeurs de la température montrent une diminution de la surface vers la profondeur ; en effet, nous avons enregistré un maximum de **20,7°C** pour les eaux de surface des stations de la **baie d'Alger**, cette valeur s'atténue à mesure que l'on s'enfonce en profondeur pour atteindre un minimum de **18°C** à 20m. Tandis qu'à **Ain-Tagourait** la température oscille entre un maximum de **19,8°C** et un minimum de **17,4°C**.

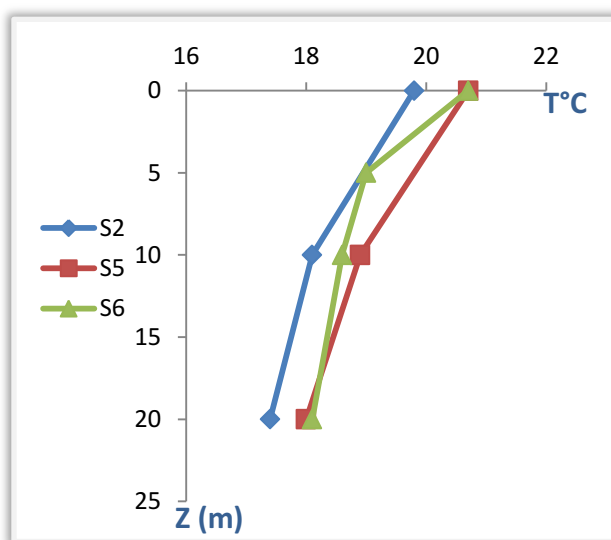


Figure 8 : Profil de température des trois stations.

III. 1.2. Salinité

Si la température diminue de la surface vers la profondeur, les teneurs halines ne semblent pas suivre la même évolution, cependant, celles-ci varient de **36,1‰** à **36,5‰** pour les stations **S5** et **S6**, alors qu'à la station **S2**, la salinité est comprise entre **35,4‰** et **36,5‰**.

En ce qui concerne la station de Sidi Fredj, nous n'avons pas mesuré ces deux paramètres faute de l'indisponibilité du conductimètre.

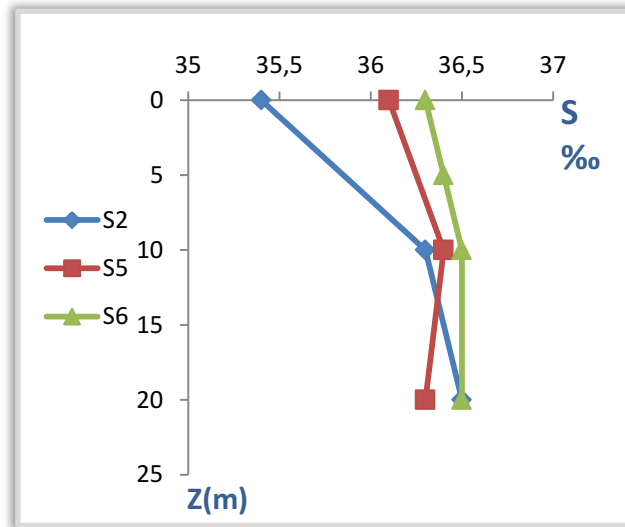


Figure 9 : Profil de salinité des trois stations.

III. 1.3. Distribution des sels nutritifs

La distribution verticale de ces traceurs chimiques non conservatifs est caractérisée par des teneurs généralement faibles en surface, et qui augmente progressivement avec la profondeur pour atteindre un maximum au niveau du minimum d'oxygène qui coïncide, en général, avec la thermocline permanente (Jaques et Tréguer, 1986). Cette distribution est gouvernée par les facteurs physiques, chimiques et l'activité biologique.

Nous allons présenter par la suite l'ensemble des résultats obtenus pour chaque élément :

III. 1.3.1. L'azote

Ammonium

D'après Aminot et Chaussepied (1983), dans les eaux côtières non polluées, les concentrations sont généralement inférieure à $1\mu\text{mol/l}$, ce qui n'est pas le cas dans notre zone d'étude. En effet, de fortes concentrations en NH_4^+ sont enregistrés dans les trois régions, à **Sidi Fredj** le minimum est de $1,81\mu\text{mol/l}$ et le maximum atteint $8,82\mu\text{mol/l}$, cette teneur assez élevé peut être due aux rejets portuaires dont la décomposition des matières organiques azotées aboutissent à la formation d'azote ammoniacal. En revanche, les valeurs calculées à **Ain-Tagourait** sont comprises entre $4,78\mu\text{mol/l}$ et $6,58\mu\text{mol/l}$, cette concentration peut être expliquée par les excréments libérées par les animaux de la station conchylicole. En fin, les eaux de la **baie d'Alger** influencées par les apports continentaux et les différents rejets domestiques et industriels montrent des concentrations aussi élevées avec des valeurs

comprises entre **4,01 $\mu\text{mol/l}$** et **8,38 $\mu\text{mol/l}$** . Cette même constatation a été faite par Madi (2009) qui a relevé des teneurs variant de 2,28 à 9,06 à 1m de profondeur, 1,75 et 8,97 à 10m et 0,39 à 9,32 $\mu\text{mol/l}$ à 25m de profondeur.

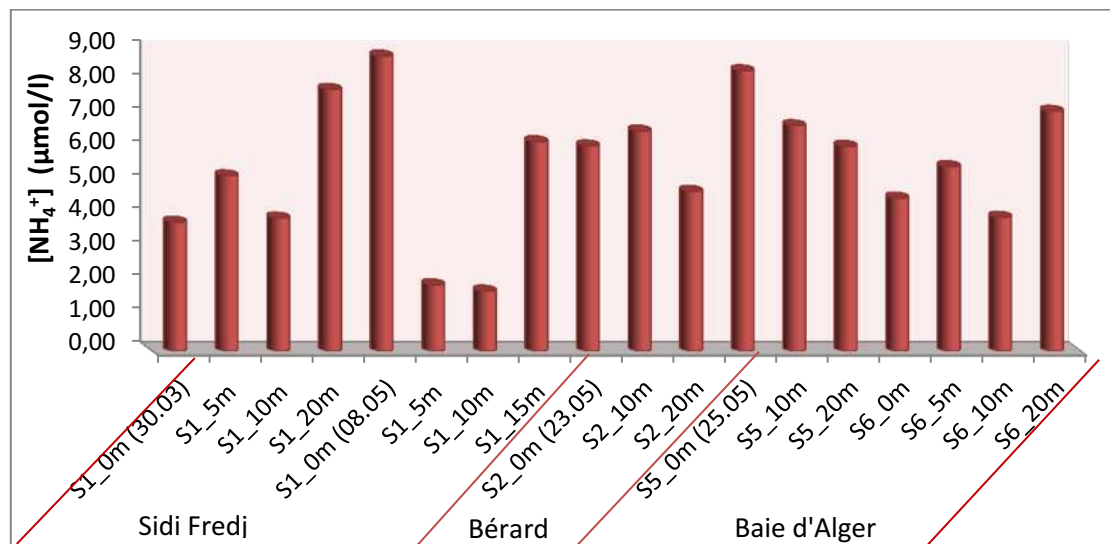


Figure 10 : Histogramme des concentrations en ammonium dans les trois zones d'étude.

Nitrates

Nous avons enregistré de très faibles concentrations en nitrates les valeurs sont comprises dans un intervalle très étroit et représentées par un minimum de **0,002 $\mu\text{mol/l}$** relevé à la station **S6** à 20m et un maximum de **0,32 $\mu\text{mol/l}$** mesuré à 20m de profondeur de la station **S1**. Cependant, ces valeurs augmentent globalement de la surface vers les profondeurs pour l'ensemble des échantillons à l'exception de la station **S6** située sur un fond de 58m où nous avons obtenu une concentration minimale de l'ordre de 0,002 $\mu\text{mol/l}$. Ces teneurs réduites, peuvent être expliquées par une multiplication intense de diatomées en période printanière.

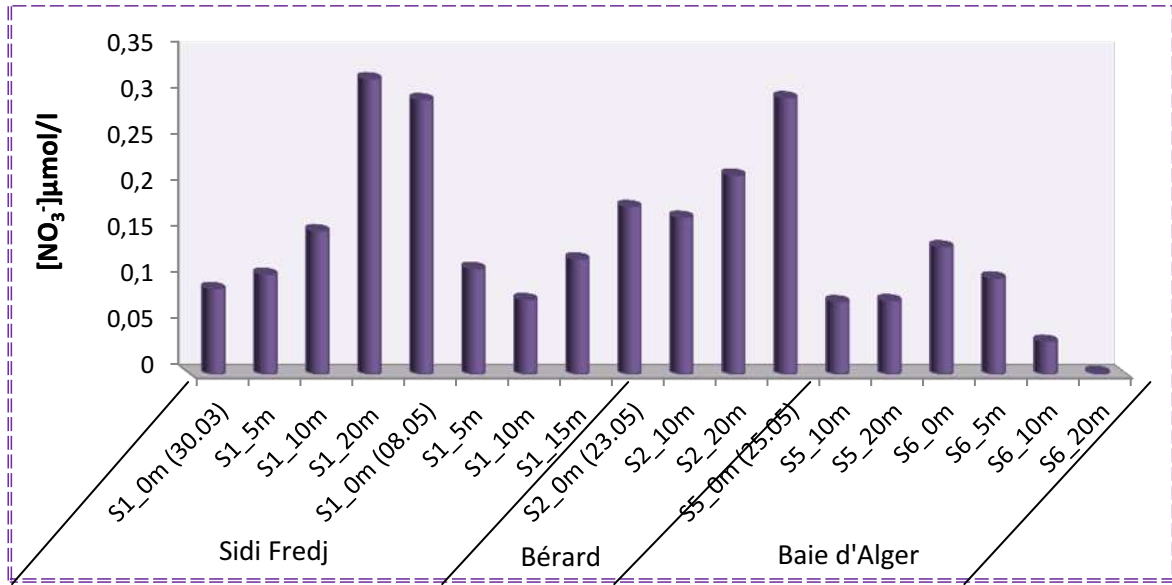


Figure 11 : Histogramme des concentrations en nitrates dans les trois zones d'étude.

Nitrites

En examinant la figure 12, nous remarquons que les concentrations des nitrites obtenues sont généralement présentes en quantités à peine mesurables, effectivement, dans les niveaux 0m-5m et 10m les valeurs sont < **0,1 µmol/l**. La valeur minimale détectée égale à **0,001µmol/l** et à l'exception de quelques teneurs plus ou moins significatives avec un maximum atteint de **0,3 µmol/l** enregistré en surface à la station **S5**. Ces concentrations pourraient provenir de l'excrétion zooplanctonique (régénération directe), à cela s'ajoute la régénération bactérienne (Bougis, 1974 *in* Kina et Rahal, 2009).

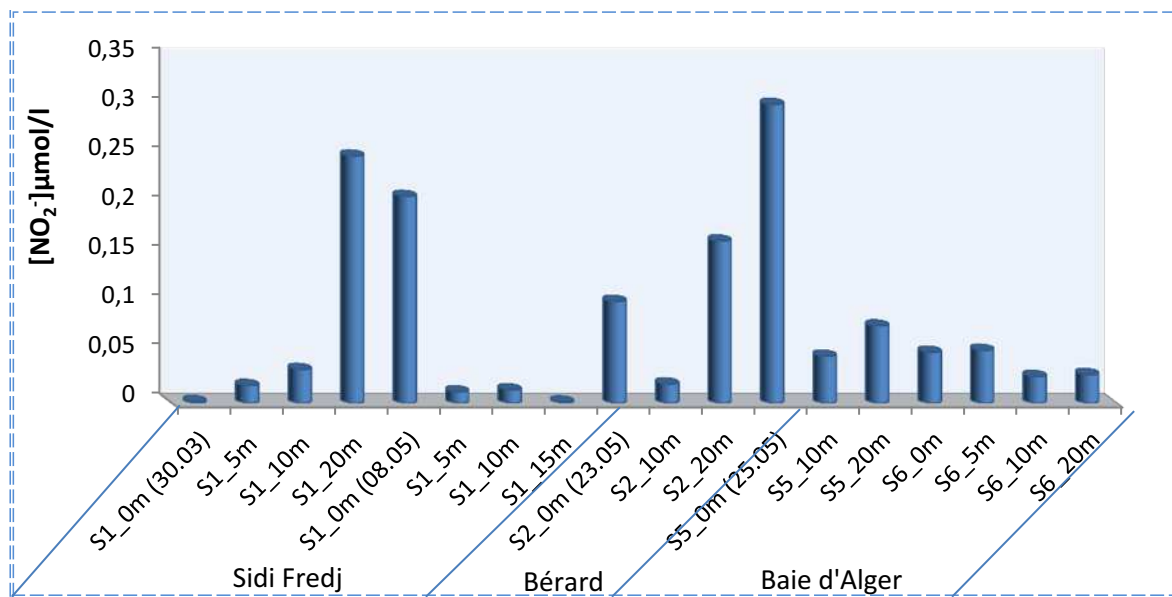


Figure 12 : Histogramme des concentrations en nitrites dans les trois zones d'étude.

III. 1.3.2. Le phosphore

Les phénomènes biologiques de la couche superficielle étant à la base de l'utilisation et du transfert du phosphore et dans un degré moindre que celui de l'azote, il est possible de déterminer la fertilité potentielle liée à l'assimilation de ces nutriments.

Les résultats des orthophosphates calculées indiquent que leurs teneurs ne dépassent pas les **0,15 $\mu\text{mol/l}$** et se distribuent généralement d'une manière croissante de la surface vers le fond. D'après Copin-Montégut (1996) signale que dans la zone superficielle, le phosphore est très consommé par le phytoplancton au point que ses concentrations peuvent être non mesurables (bloom printanier). Cependant, dans la station S1 à 20m nous avons relevé une concentration anormalement élevée (2,13 $\mu\text{mol/l}$). Selon Béthoux *et al.* (2002) montrent que dans les eaux du bassin algéro-provençal les concentrations de phosphates ont augmenté de 0,38 $\mu\text{mol.kg}^{-1}$ à 0,47 $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ en trente ans, et attribuent cette augmentation à celle des apports terrigènes anthropiques.

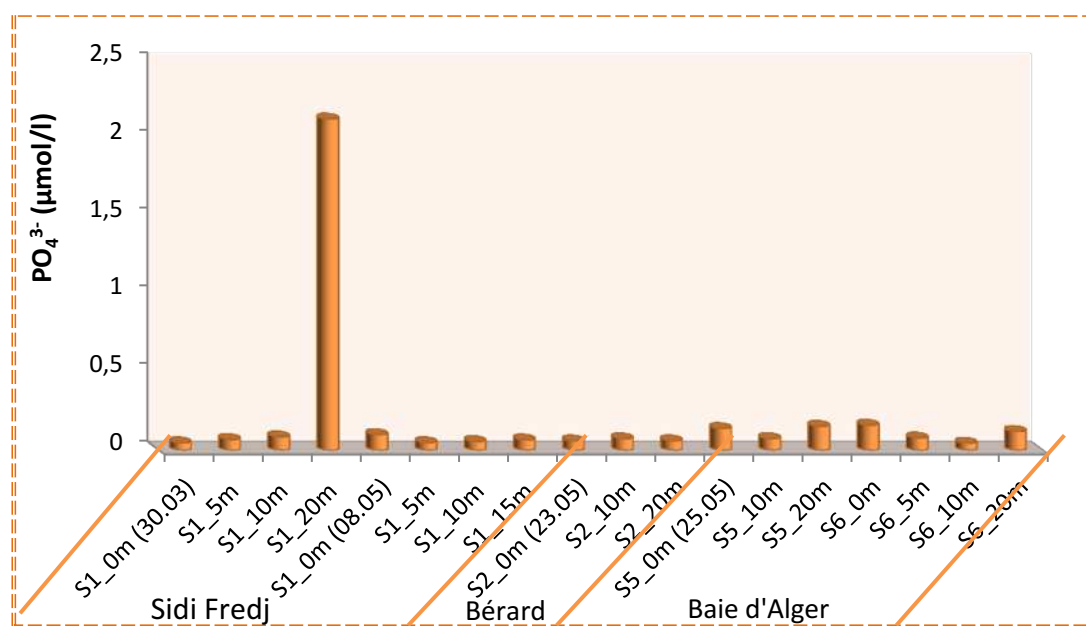


Figure 13 : Histogramme des concentrations en orthophosphates dans les trois zones d'étude.

III. 1.3.3. Le silicium

Le silicium est un élément chimique, qui se présente en eau de mer à 96,2% sous forme d'acide silicique ; il rentre dans la formation des squelettes siliceux de certaines espèces planctoniques, comme les diatomées et les radiolaires qui jouent un rôle important dans les cycles biogéochimiques du silicium dans les mers.

Dans notre zone d'étude la distribution verticale du silicium est légèrement différente de celle du phosphore et de l'azote. Dans la station **S1** ces valeurs semblent être plus élevées en profondeur ; elles ont atteint au début de la saison printanière un maximum de **4,90 $\mu\text{mol/l}$** au niveau **10m**. Tandis qu'en début du moi de mai 2011, la valeur maximale enregistrée en surface est de 2,21 $\mu\text{mol/l}$ qui s'atténue en profondeur et avoisine un minimum de 0,37 $\mu\text{mol/l}$ à 10m.

Par ailleurs, à la **station S2**, les teneurs en silice dissoute augmentent de la surface vers le fond, les valeurs mesurées oscillent entre un minimum de **1,71 $\mu\text{mol/l}$** et un maximum de **5,53 $\mu\text{mol/l}$** .

En **baie d'Alger**, nous avons enregistré les teneurs les plus réduites aux profondeurs de **20m**, le minimum se situe en **S5** avec **0,05 $\mu\text{mol/l}$** , alors que la concentration maximale est relevée à la **S6_5m** égale à **6,4 $\mu\text{mol/l}$** . Ces résultats pourraient être en relation avec les apports terrigènes et continentaux qui peuvent contribuer à cette richesse silicique. En ce qui concerne les faibles valeurs, elles sont dues probablement à une multiplication du phytoplancton principalement le groupe des Diatomées. En effet, dans nos observations microscopiques nous avons remarqué une abondance du genre *Chaetoceros* et *Nitzschia*.

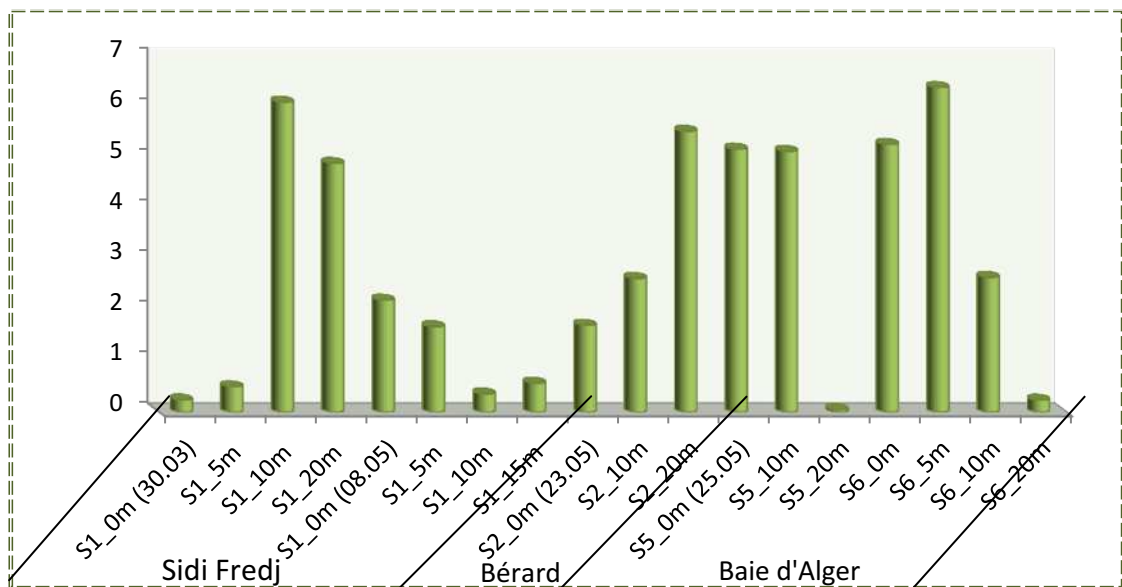


Figure 14 : Histogramme des concentrations en silicium dissout dans les trois zones d'étude.

III. 1.4. La chlorophylle-*a* et les phéopigments

Les résultats obtenus des teneurs en chlorophylle *a* varient entre **0,03** et **0,9µg/l**, nombreuses stations connaissent un bloom phytoplanctonique avec des concentrations supérieures à 0.1µg/l (1mg/m³).

À la **S1/30.03.2011** la concentration de 0,07µmol/l retrouvée en surface, augmente jusqu'à 0,9µmol/l à 10m de profondeur, ensuite elle chute à 0,1µmol/l. Ces concentrations restent fluctuantes le **08.05.2011**, en effet, nous avons mesuré 0,07µmol/l à 5m et 0,3µmol/l à 15m.

En ce qui concerne la **station S2** nous avons relevé un minimum de 0,05µmol/l en surface et un maximum de 0,14µmol/l à 10m.

En **baie d'Alger**, les concentrations à la **S5** sont comprises entre 0,03 à 0,7µmol/l, cette forte teneur en chlorophylle s'aperçoit en surface et correspond à une densité cellulaire maximale des tintinnides. Ces résultats confortent l'hypothèse de Balkis (2004) qui a trouvé une corrélation négative entre l'abondance du phytoplancton et celle des tintinnides, cet auteur a supposé l'inhabilité de ces derniers à consommer les proies de grande taille qui ont contribué à cette forte concentration et préférerait plutôt de se nourrir du nanoplancton. En effet, nous avons observé une densité importante des diatomées du genre *Chaetoceros* qui s'organisaient en colonie, toutefois, ce caractère paraît être une adaptation à la survie pour échapper à la prédation. Un autre facteur soumis en cause, est que les toxines produites par les dinoflagellés ont un impact négatif sur les tintinnides et peuvent inhiber le broyage du zooplancton (Hansen, 1989 *in* Balkis, 2004).

Par contre, en **S6** les valeurs montrent une faible variation allant de 0,03µmol/l à 0,13µmol/l observée aussi en surface.

Nous remarquons que les faibles valeurs de pigments chlorophylliens coïncident en général avec les concentrations maximales des nutriments ; cependant, pour toutes les stations, les teneurs en chlorophylle excèdent celles des phéopigments, ces derniers résultent du broyage des cellules végétales et de la dégradation des pigments chlorophylliens par le zooplancton. Selon Aminot et Kérouel (2004), les phéopigments sont rarement absents dans les eaux côtières et toujours présentes dans les eaux marines et estuariennes turbides.

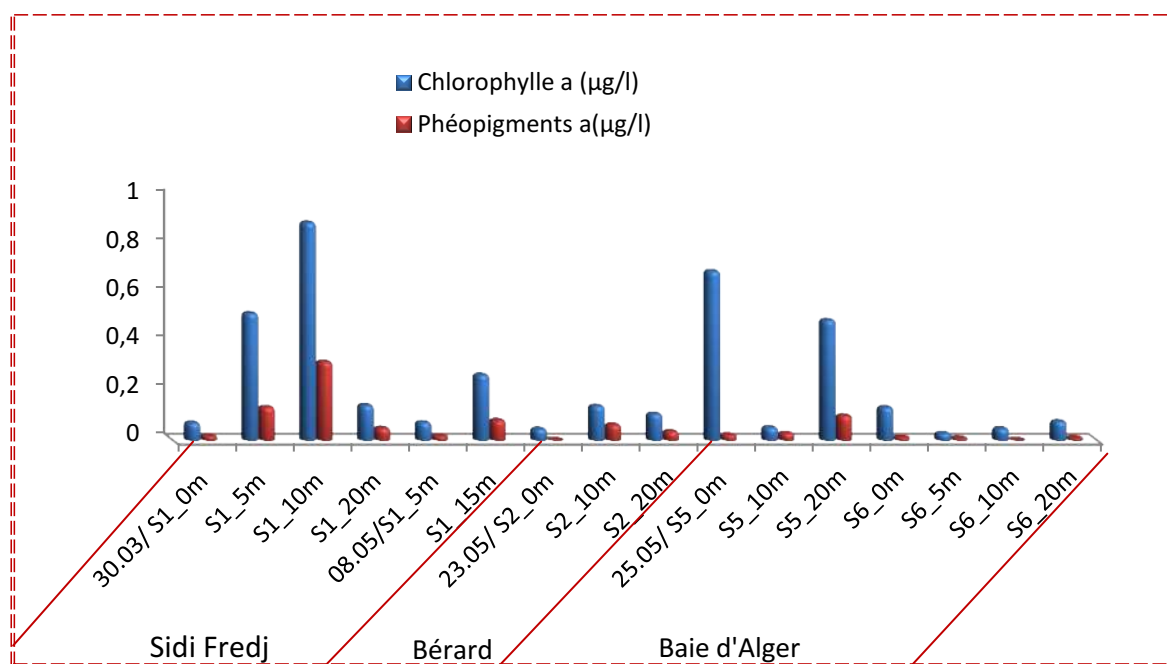


Figure 15 : Histogramme des concentrations en chlorophylle *a* et phéopigments dans les trois zones d'étude.

III.2. Étude qualitative :

Suite à l'analyse microscopique des échantillons récoltés, l'identification spécifique des tintinnides nous a permis de dresser un inventaire faunistique des espèces fréquentant les eaux algéroises.

Dans ce présent travail, nous avons recensé 86 espèces appartenant à 25 genres, que nous avons répertoriés dans un tableau en annexe 2. Notons que cet inventaire provient de récoltes obtenues avec le filet et la bouteille.

III.2.1. Diversité générique et spécifique des tintinnides au sein des stations

Sur l'ensemble des espèces identifiées, le genre *Tintinnopsis* est le mieux représenté avec un plus grand nombre d'espèces (16 espèces identifiées), ce genre est caractérisé par des espèces logées dans une lorica agglutinée¹ arénacée¹ et composée essentiellement de particules minérales d'origine non biologique (Gold et Morales, 1976) ; suivi par le genre *Eutintinnus* ayant une lorica hyaline² (Planche 11), qui serait une adaptation pour échapper à la prédation (Paulmier, 1997). En effet, nous avons remarqué la présence de ces deux genres

¹ Aspect opacifié par des particules agrégées.

² Translucide ou transparente.

dans tous les échantillons traités. Cependant, le reste des genres identifiés regroupent un nombre d'espèce qui varie de 1 à 5.

La répartition qualitative des espèces selon les zones prospectées indique une richesse spécifique importante en **baie d'Alger**. En effet, la **station 5** regroupe 44 espèces et la **station 6** comprend 27 espèces, suivie de la station de **Sidi Fredj** avec 44 espèces. Par contre, la station de **Ain-Tagourait** semble être la moins diversifiée avec seulement 12 espèces.

III.2.2. Classification selon Pierce et Turner (1993):

Pierce et Turner (1993) ont définis six modèles de distribution géographique des tintinnides, cette classification étant basée sur la présence des tintinnides dans une région donnée. En effet, cette classification ne tient pas compte des caractéristiques physico-chimiques des masses d'eau au point d'enregistrement. Dans notre zone d'étude, nous distinguons :

Une répartition cosmopolite :

Regroupant 11 genres retrouvés dans la majorité des échantillons : *Acanthostomella*, *Codonella*, *Codonellopsis*, *Coxliella*, *Dictyocysta*, *Eutintinnus*, *Parundella*, *Protorhabdonella*, *Salpingella*, *Steenstrupiella*, *Undella*.

Une répartition néritique :

Représentée par les 5 genres suivant: *Favella*, *Helicostomella*, *Leprotintinnus*, *Stenosemella*, *Tintinnopsis*, *Metacylis*.

Une répartition d'eaux chaudes :

Nous avons enregistré 5 genres, nous pouvons citer : *Ascampbelliella*, *Climacocyliis*, *Dadayiella*, *Rhabdonella*, *Xystonella*.

Une répartition australe :

Deux genres ont été recensé *Cymatocyliis* et *Laackmanniella* limités généralement à des eaux de l'antarctique et les eaux subantarctiques. Cependant, dans notre zone d'étude nous avons retrouvé qu'une seule espèce appartenant au genre *Cymatocyliis*, cette dernière étant observée 3 fois seulement avec la lorica vide est peut être introduite par les eaux de ballast.

Toutefois, nous remarquons que cette classification ne prend pas en considération plusieurs autres espèces rencontrées dans nos échantillons comme celles appartenant aux genres : *Amphorella* et *Proplectella*. Notons, que selon cette classification nous n'avons pas rencontré des espèces qui ont une distribution boréale ou du pacifique tropical.

III.2.3. Classification selon Alder (1999):

Cet auteur adopte un système de classification basé sur des groupes d'espèces morphologiquement semblables.

Groupe 1: espèces à lorica agglutinée

Sous-groupe 1A : Se caractérise par des espèces à lorica assombrie par les particules biogéniques agglutinées et réparties uniformément :

Codonella et *Tintinnopsis*.

Sous-groupe 1B : col de la lorica différencié du corps, annelé ou ayant parfois des fenêtres, nous citons : *Codonellopsis*, *Stenosemella*, *Helicostomella* et *Metacylis* (lorica non agglutinée).

Groupe 2: espèces à lorica fenêtrée

Sous-groupe 2A : fentes évidentes, exceptionnellement avec des particules agglutinées (biogènes). Dans cette catégorie un seul genre a été identifié : *Dictyocysta* (planche 10 (b)).

Groupe 4: espèces à lorica hyaline

Sous-groupe 4A : lorica largement évasée oralement, portant des côtes longitudinales transparentes. Notre liste faunistique comprend un seul genre déterminé : *Steenstrupiella*.

Sous-groupe 4B : lorica ouverte aux deux extrémités.

Il comprend 2 unités génériques : *Eutintinnus*, *Salpingella*.

Sous-groupe 4C : espèces dont l'extrémité orale est différenciée par des bandes ou denticules. Il s'agit de : *Acanthostomella*, *Ascampbelliella*, *Cymatocylis* et *Favella*.

Sous-groupe 4D : paroi translucide avec deux feuillets remarquables.

Undella et *Parundella*.

Sous-groupe 4E : la paroi de la lorica bien en vue avec quelques à plusieurs striations verticales. Nous relevons 2 genres : *Rhabdonella* et *Protorhabdonella*.

Sous-groupe 4G : Lorica avec des alvéoles réguliers, hexagonaux ou prismatiques.

Climacocylis, *Xystonella*.

Non groupé :

Nous mentionnons comme Alder (1999) le genre *Dadayiella*.

Nous constatons que parmi ces groupes, 4 genres de notre inventaire n'ont pas été décrits dans cette classification, il s'agit de : *Amphorella*, *Coxliella*, *Leprotintinnus* et *Proplectella*.

III.2.4. Discussion :

Le dépouillement de l'ensemble des récoltes microplanctoniques obtenus durant la période printanière et début de l'été 2011 montre une richesse spécifique au niveau des points de prélèvement. En effet, nous avons identifié sous microscope inversé 86 unités systématiques.

Nous signalons que la détermination des tintinnides sous microscope optique étant très difficile et fastidieuse notre liste établit comprend des unités taxonomiques dont l'identification s'est arrêté au niveau du genre.

D'après nos observations, la diversité spécifique s'est montrée plus importante en baie d'Alger et à Sidi Fredj qu'à la station de Ain-Tagourait.

Parmi les espèces rencontrés durant nos observations, 7 espèces étaient présentes dans toutes les stations et se répartissent dans plusieurs profondeurs à quelques différences près, nous citons par ordre d'importance l'espèce : *Tintinnopsis beroidea* qui est une espèce de forme très variable (Planche 1, 2), la taille de sa lorica dépend en partie de la température de l'eau et peut atteindre des dimensions plus importantes en hiver qu'en été (Bakker et Phaff, 1976).

Elle est suivie par les espèces : *Steenstrupiella steenstrupii* (planche 13), *Eutintinnus tubulosus*, *Protorhabdonella curta* (planche 5), *Stenosemella ventricosa* (planche 13) et

d'autres moins fréquentes : *Eutintinnus apertus* et *Acanthostomella conicoides*, cette dernière semble être très rare.

Cependant, l'espèce *Helicostomella subulata* (Planche 7) non signalée à Sidi Fredj et observée qu'une seule fois dans les échantillons de Ain-Tagourait, se trouve très dominante dans les stations de la baie d'Alger, caractérisées par des eaux généralement plus claires et profondes, où se rencontrent des espèces à lorica plutôt hyaline comme celles appartenant au genre *Favella* (Planche 3).

En fin, cette diversité se rapproche de celle observée en méditerranée par Cariou *et al.* (1999) et Dollan (2000).

À l'issue de cette comparaison (Tableau 3), les résultats acquis confirment, globalement, les observations antérieures sur la distribution de ces protozoaires ciliés sur nos côtes.

En effet, hormis ces travaux sur les tintinnides, le reste des côtes algériennes reste inexploré, notons qu'il a été intéressant d'investiguer la station choisie par Vietillio en 1964 (**notée station 6** dans notre travail), afin de poursuivre l'évolution de ces peuplements microplanctoniques. Cependant, nous signalons la présence de 10 espèces non citées, alors, par Vietillio qui sont : *Eutintinnus fraknoi*, *Eutintinnus pinguis*, *Helicostomella fusiformis*, *Helicostomella longa*, *Rhabdonella conica*, *Protorhabdonella simplex*, *Tintinnopsis morbihanensis*, *Tintinnopsis levigata*, *Acanthostomella conicoides*, *Climacocylis scalaroides*.

Tandis que certaines sont communes des eaux algériennes, comme pour l'espèce *E.fraknoi* déjà retrouvée dans le golfe de Annaba par Ounissi et Frehi (1999) et dans la baie d'Alger par Touahria et Seridji (2010). Ces variations qualitatives entre les zones prospectées peuvent être assimilées aux différentes périodes d'échantillonnage ainsi qu'aux facteurs hydrologiques du milieu, il est à noter que pendant la période considérée par Vitiello les eaux de crue des oueds El Harrach et Hamiz ne l'ont jamais atteinte.

En revanche, ce même auteur a rencontré 20 espèces que nous n'avons pas observées, dont certaines appartiennent à 2 genres non cités même dans les autres travaux (*Cyttarocylis* et *Petalotricha*), ceci peut être lié au grand nombre d'échantillons qu'il a traité.

Selon Gold et Morales (1976), il est probable que la variabilité et l'intensité de la prédation peuvent également être des contributeurs majeurs à la disparition de certaines

espèces, ils ajoutent que des études réalisées dans des cuves protégées sont nécessaires afin de déterminer plus précisément les causes de la succession des populations de tintinnides.

Tableau 3 : Liste des espèces obtenues, comparaison avec Vitiello (1964), Touahria et Seridji (2010) et Ounissi et Frehi (1999). BA= Baie d'Alger, AT= Ain-Tagourait et SF= Sidi Fredj.

Genre	Espèces	Vitiello (1964) BA	Touahria et Seridji 2010 (BA et Bejaia)	Ounissi et Frehi 1999 (Golfe Annaba)	Notre travail 2011		
					BA	AT	SF
<i>Amphorella</i>	<i>quadrilineata</i> (Clarapède and Lackmann) Strand	+					+
	<i>minor</i> (Jorgensen) Strand	+					
<i>Acanthostomella</i>	<i>conicoides</i>				+	+	+
<i>Ascambelliella</i>	<i>urceolata</i>						+
<i>Climacocylis</i>	<i>scaloroides</i>				+		+
<i>Codonella</i>	<i>galea</i> Haeckel	+					+
	<i>nationalis</i>	+					
	<i>aspera</i> Kofoid and Campbell	+					+
<i>Codonellopsis</i>	<i>orthocera</i> (Haeckel) Jorgensen	+					
	<i>morchella</i>			+			
	<i>schabi</i> (Brandt) Kofoid and Campbell	+	+				+
	<i>pusilla</i>	+					
	<i>lusitanica</i>						+
	<i>ovata</i>					+	
<i>Coxliella</i>	<i>belix</i>	+					
	<i>annulata</i>	+	+	+			
	<i>fasciata</i> (Kofoid) Brandt		+				
	<i>ampla</i>				+		
	<i>sp</i>				+		+
<i>Cymatocylis</i>	<i>antarctica</i>				+		+
<i>Cyttarocylis</i>	<i>cassis</i> (Haeckel) Fol	+					
	<i>eucecrephalus</i> (Haeckel) Kofoid and Campbell	+					
<i>Dadayiella</i>	<i>ganymedes</i> (Entz, Sr.) Kofoid and Campbell	+					
	<i>acutiformis</i>				+		
<i>Dictyocysta</i>	<i>elegans</i> Ehrenberg	+					+
	<i>lepida</i>						+
<i>Eutintinnus</i>	<i>apertus</i>	+			+	+	+
	<i>lusus-undae</i> (Entz) Kofoid and Campbell	+	+	+	+		+

Résultats et Discussions

	<i>fraknoi</i> (Daday) Kofoid and Campbell			+	+		+
	<i>tubulosus</i> (Ostenfeld) Kofoid and Campbell	+	+		+	+	+
	<i>stramentus</i> (Kofoid and Campbell) Kofoid and Campbell		+				
	<i>latus</i>						+
	<i>elongatus</i>						+
	<i>tenue</i>						+
	<i>pinguis</i>				+		+
	<i>macilentus</i> (Jorgensen) Kofoid and Campbell		+		+		+
	<i>turgesens</i>				+		
<i>Favella</i>	<i>adriatica</i> (Inhof) Jorgensen	+	+	+			
	<i>azorica</i> (Cleve) Jorgensen	+	+				
	<i>atingata</i>				+		
	<i>ehrenbergi</i> (Clarapède and Lackmann) Jorgensen	+	+		+		
	<i>serrata</i> (Mobius) Jorgensen	+	+	+	+		
	<i>markusovszkyi</i> Daday		+				
	<i>panamensis</i>				+		
<i>Helicostomella</i>	<i>subulata</i> (Ehrenberg) Jorgensen	+	+	+	+	+	+
	<i>edentata</i>				+		
	<i>fusiformis</i>				+		
	<i>longa</i>				+		
<i>Leprotintinnus</i>	<i>nordqvisti</i>						+
<i>Metacylis</i>	<i>mediterranea</i>	+					
	<i>mereschkowskii</i>					+	
<i>Petalotricha</i>	<i>ampulla</i> (Fol) Kent	+					
<i>Parundella</i>	<i>aculeata</i>				+		
	<i>major</i>				+		
<i>Proplectella</i>	<i>claparedei</i> (Entz Sr.) Kofoid and Campbell	+					
	<i>fastigata</i>						+
	<i>Parva</i>				+		
	<i>subcaudata</i>				+		
<i>Protorhabdonella</i>	<i>curta</i> (Cleve) Jorgensen				+	+	+
	<i>simplex</i> (Cleve) Jorgensen				+		+
<i>Rhabdonella</i>	<i>spiralis</i> (Fol) Brandt	+	+	+			+
	<i>hydria</i>	+					

Résultats et Discussions

	<i>conica</i> Kofoid and Campbell		+		+		+
<i>Salpingella</i>	<i>acuminata</i> (Clarapède and Lackmann) Jorgensen	+	+				
	<i>attenuata</i> Jorgensen		+				
	<i>decurtata</i> Jorgensen		+			+	
	<i>glockentogeri</i>						+
<i>Steenstrupiella</i>	<i>steenstrupii</i> (Clarapède and Lackmann) Kofoid and Campbell	+				+	+
<i>Stenosemella</i>	<i>ventricosa</i> (Meunier) Kofoid and Campbell	+	+			+	+
	<i>nivalis</i> (Clarapède and Lachmann) Jorgensen	+	+			+	+
	<i>oliva</i>						+
	<i>steini</i>					+	+
	<i>nucula</i>						+
	<i>avellana</i>						+
<i>Tintinnopsis</i>	<i>beroidea</i> Stein	+	+	+		+	+
	<i>angusta</i>					+	
	<i>angustior</i>						+
	<i>butschlii</i>			+			
	<i>campanula</i> (Ehrenberg) Daday	+	+	+		+	+
	<i>compressa</i> (Daday) Laackman	+					
	<i>cylindrica</i> Daday			+			
	<i>angulata</i>	+					
	<i>levigata</i> Kofoid and Campbell		+			+	
	<i>lobiancoi</i>					+	
	<i>gracilis</i>					+	
	<i>nana</i> Lohmann	+	+	+		+	+
	<i>radix</i> (Inhof) Brandt						+
	<i>rotundata</i>					+	
	<i>ovalis</i>						+
<i>plagiostoma</i>					+		
<i>morbihanensis</i>					+		
<i>Undella</i>	<i>hyalina</i> Daday	+	+			+	
<i>Undellopsis</i>	<i>marsupialis</i> (Brandt) Kofoid and Campbell	+					
<i>Xystonella</i>	<i>acus</i>	+					
	<i>Lohmanni</i> (Brandt) Kofoid and Campbell		+				+
<i>Xystonellopsis</i>	<i>scyphium</i>	+					

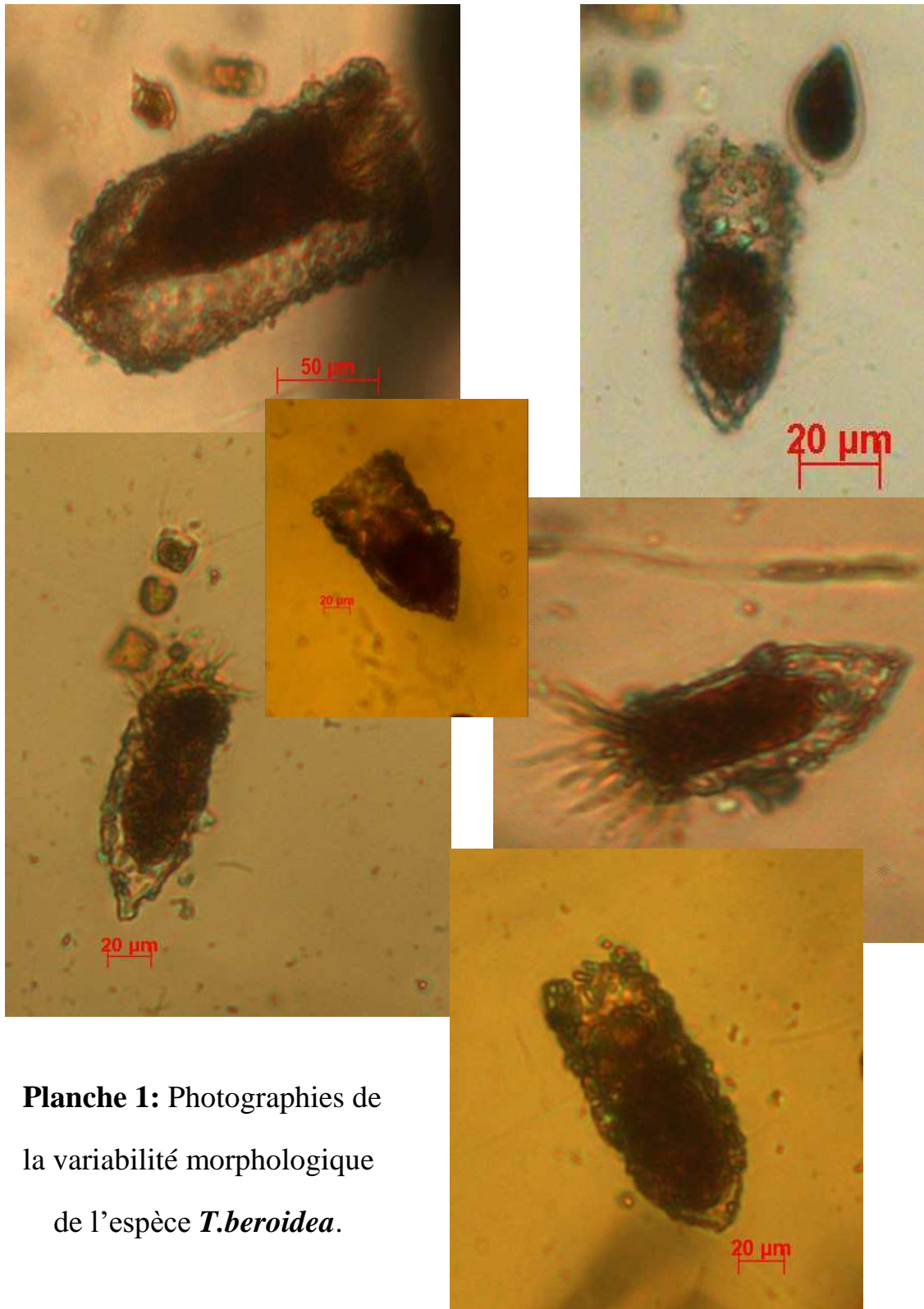


Planche 1: Photographies de la variabilité morphologique de l'espèce *T.beroidea*.

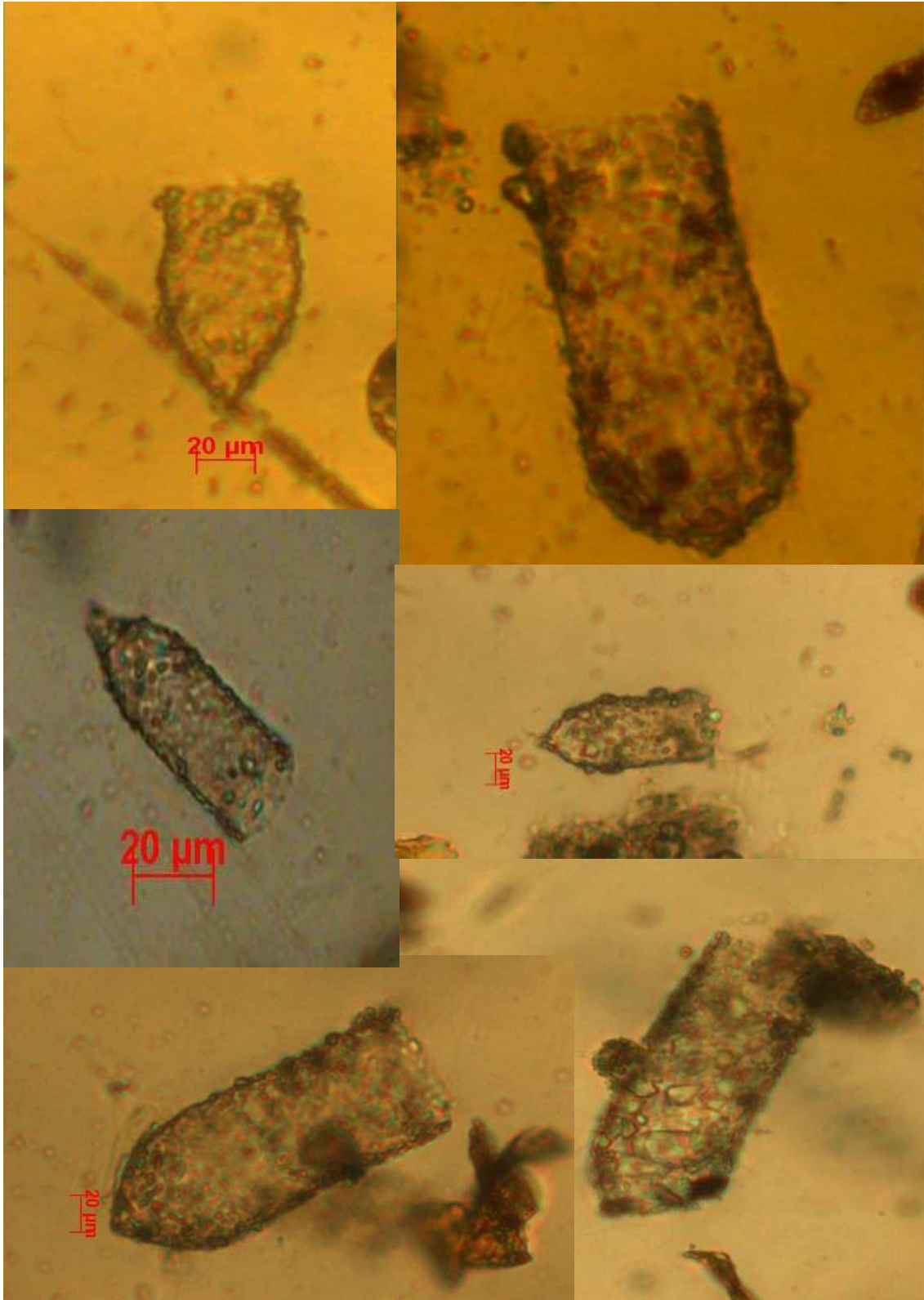


Planche 2 :

Photographies des différentes formes de lorica de *T. beroidea*.

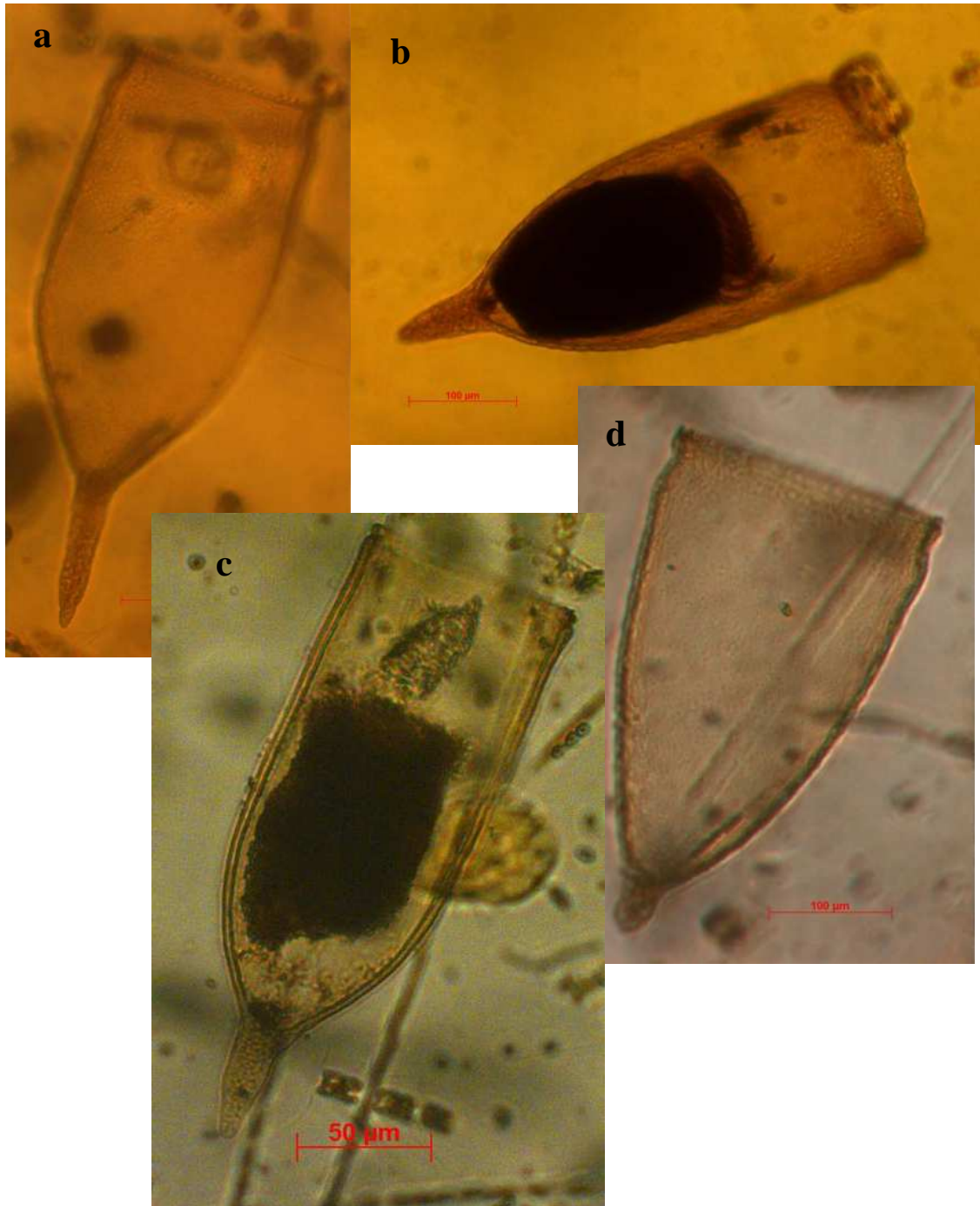


Planche 3 :

Photographies de différentes espèces du genre *Favella* :

(a) *F.serrata* ; (b) *F.panamensis* ; (c) *F.ehrenbergii* ; (d) *F.attingata*.

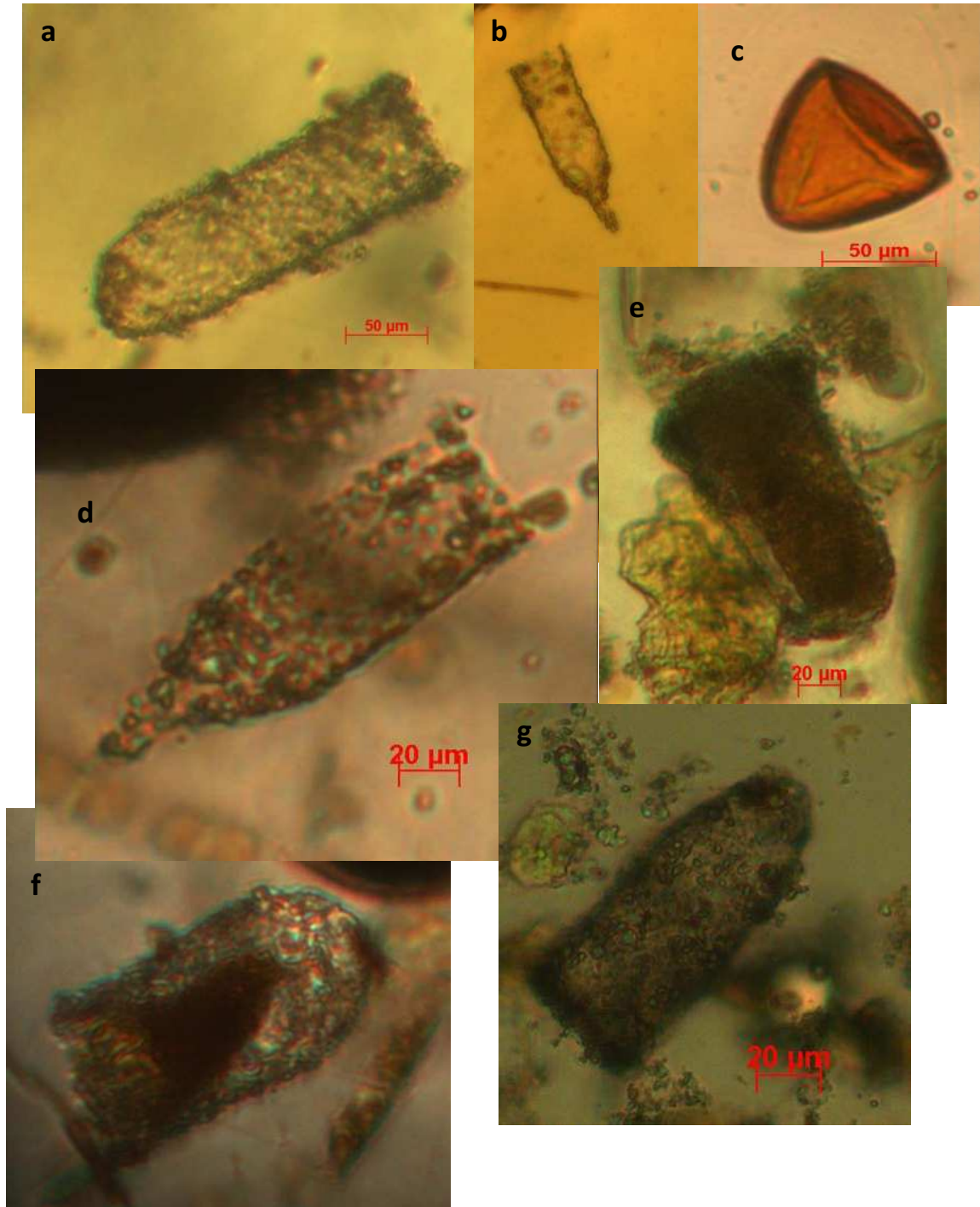


Planche 4 :

Photographies de différentes espèces du genre *Tintinnopsis* :

(a) *T.lobiancoi* ; (b, d) *T.levigata* ; (c) *T.plagiostoma* ; (e) *T.sp2* ; (f) *T.rotundata* ; (g) *T.angustior* .

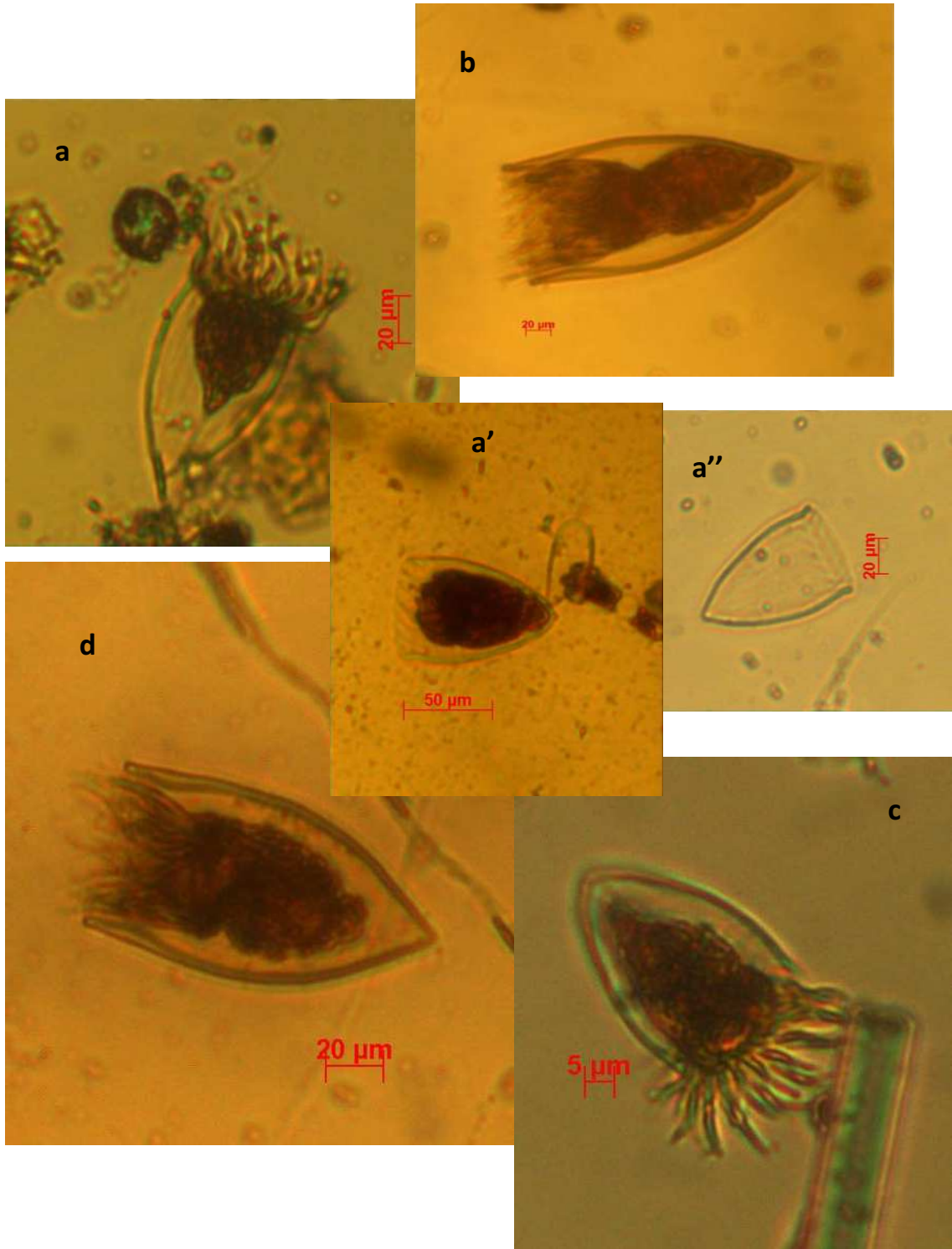


Planche 5 :

Photographies des espèces du genre *Protorhabdonella* :

(a, a', a'') *P.curta* ; (c) *P.simplex* ; et du genre *proplectella* :

(b) *P.subcaudata* ; (d) *P.parva* .

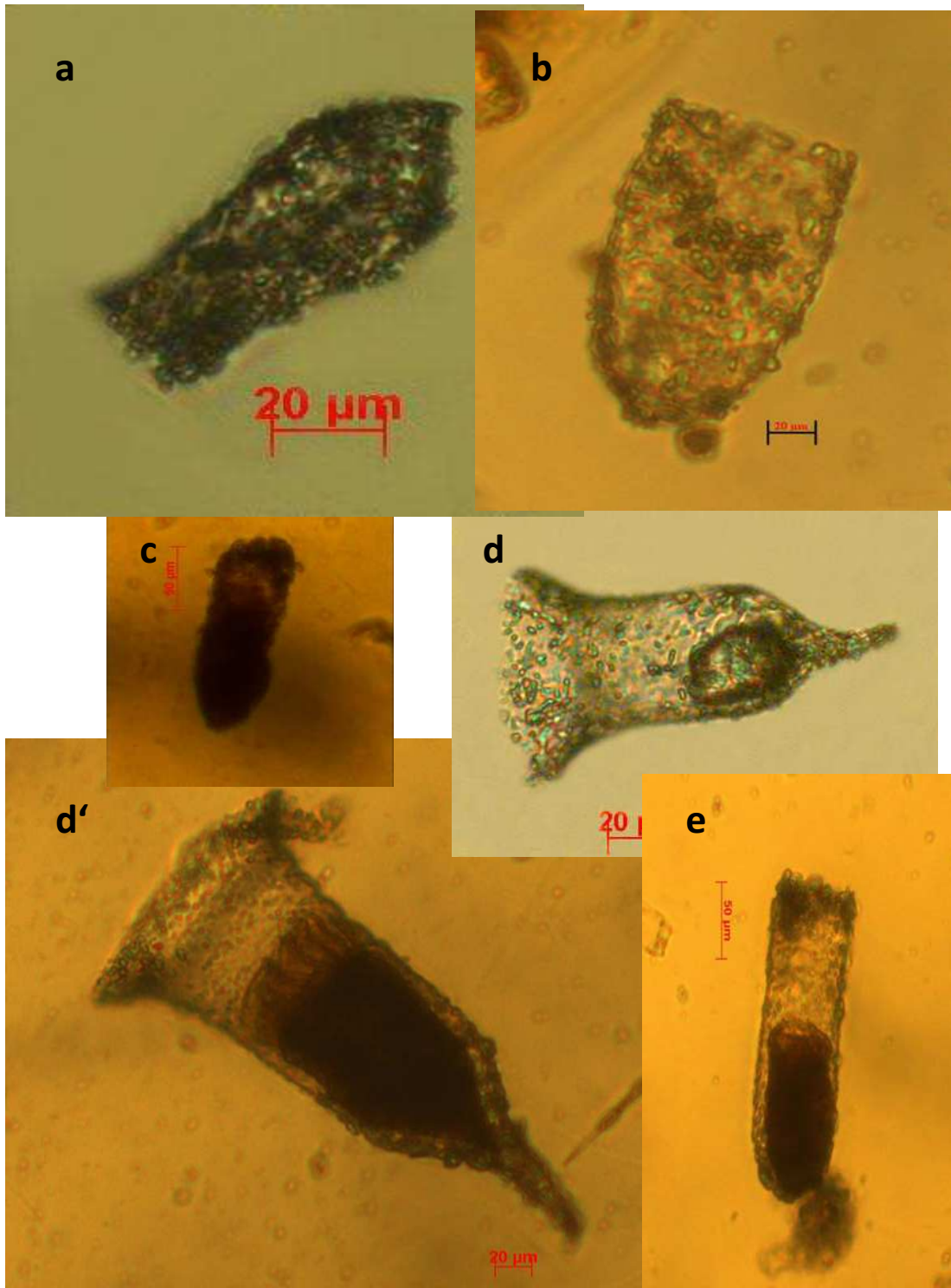


Planche 6 :

Photographies de différentes espèces du genre *Tintinnopsis* :

(a) *T.angusta* ; (b) *T.sp* ; (c) *T.nana* ; (d, d') *T.campanula* ; (e) *T.lobiancoi*.

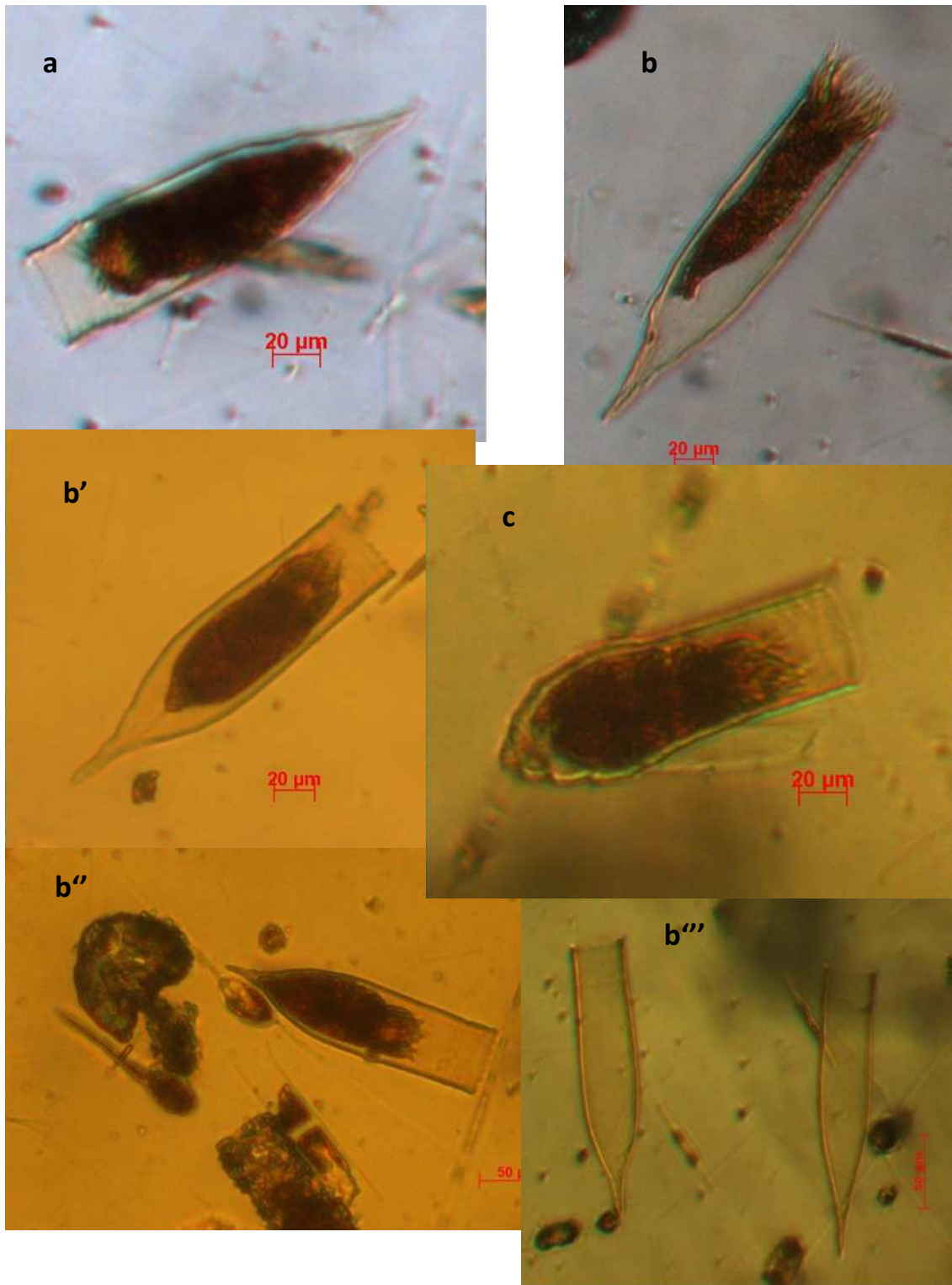


Planche 7 :

Photographies de différentes espèces du genre *Helicostomella*:

(a) *H.sp* ; (b, b', b'', b''') *H.subulata* ; (c) *H.spp.*

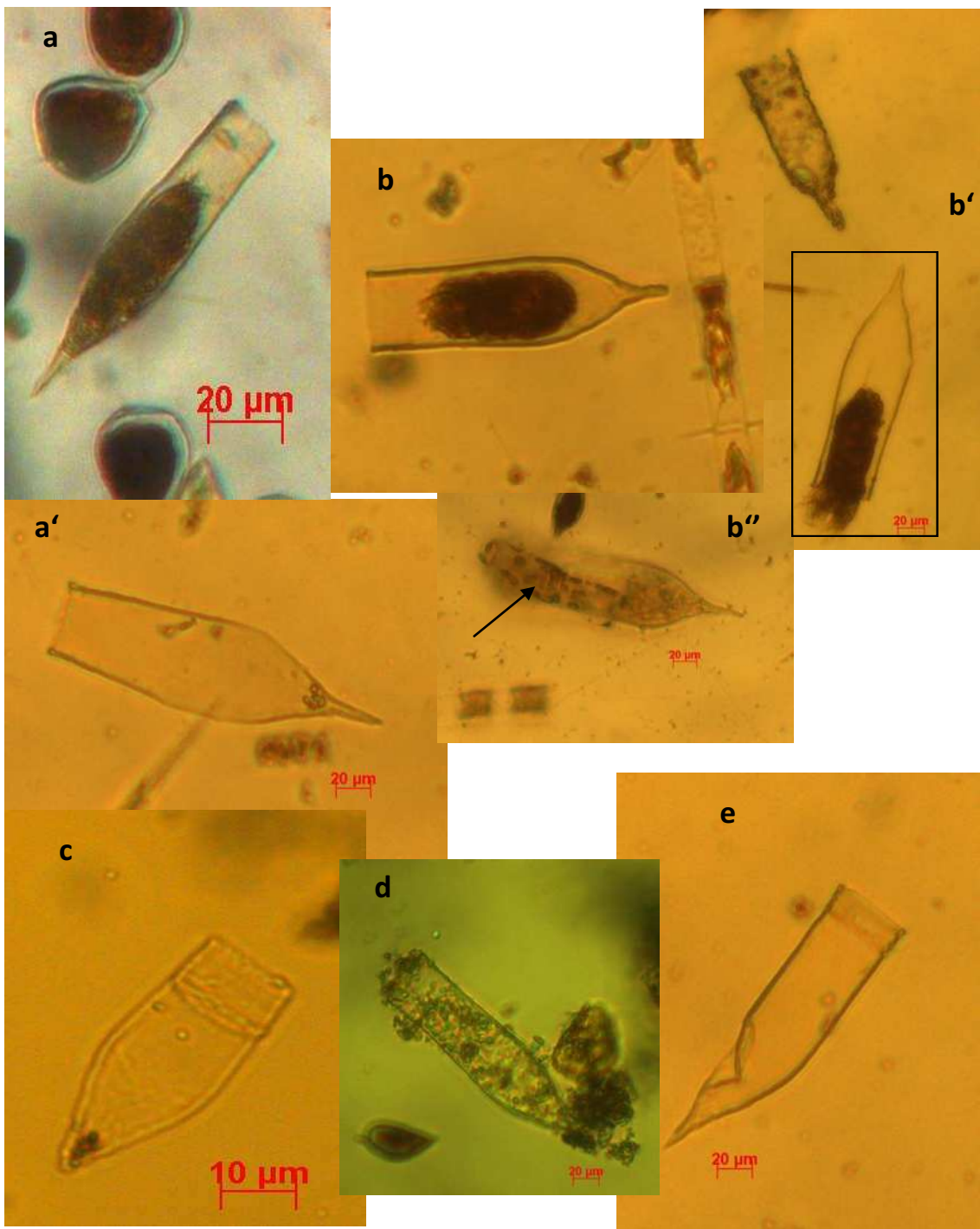


Planche 8 :

Photographies de différentes espèces du genre *Helicostomella*

(a, a') *H.fusiformis* ; (b, b', b'') *H.subulata* ; (c) *H.longa* ;

(d) *H.edentata* ; (e) *Parundella major*

→ : *Chaetoceros* ingérée.

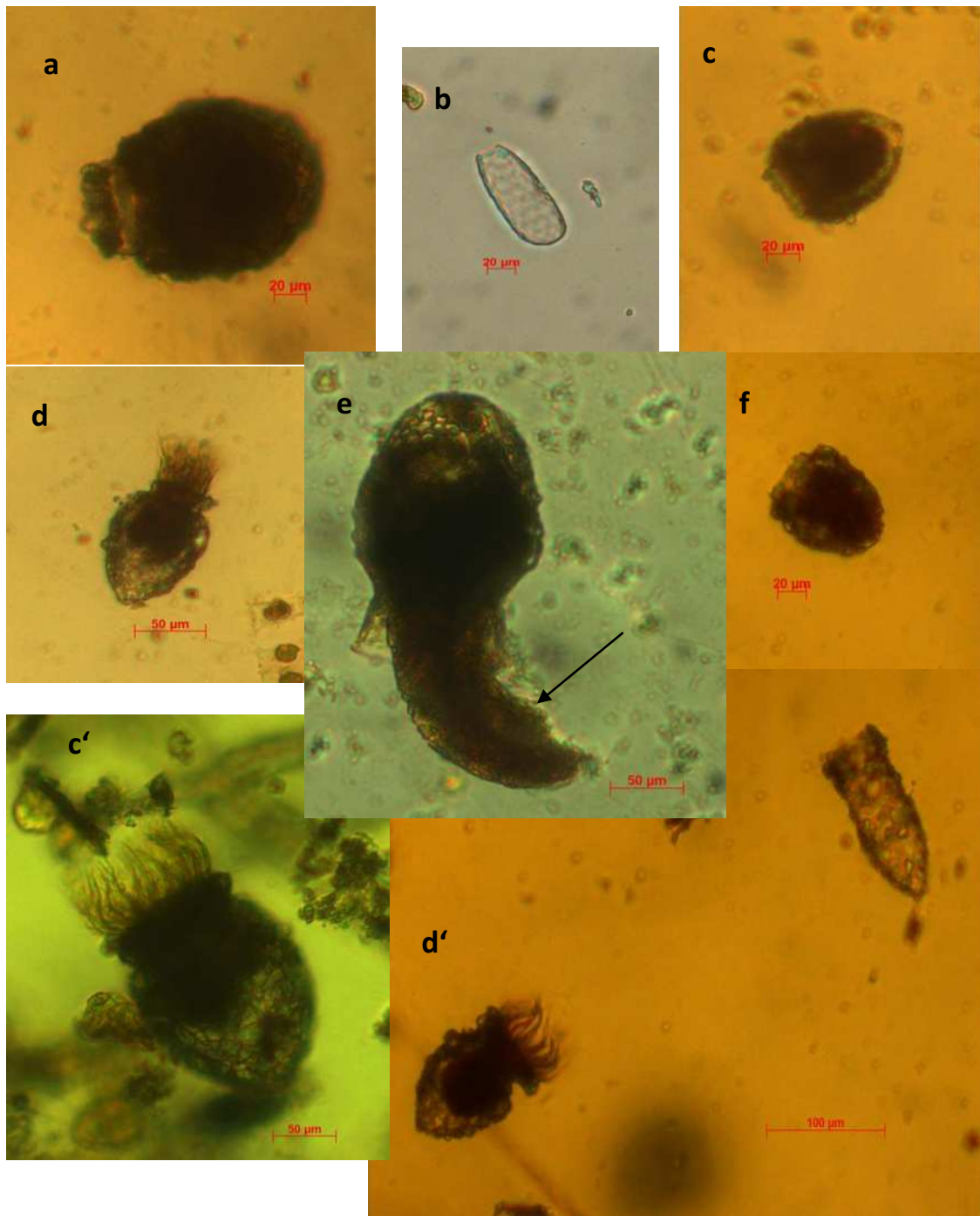


Planche 9 : Photographies de :

(a) *Codonellopsis ovata* ; (b) *Undella* ? ; (e) *Codonella aspera* ; et espèces du genre *Stenosemella* : (c, c') *S.ventricosa* ; (d,d') *S.nivalis* ; (f) *S.steini*

→ : Proie.

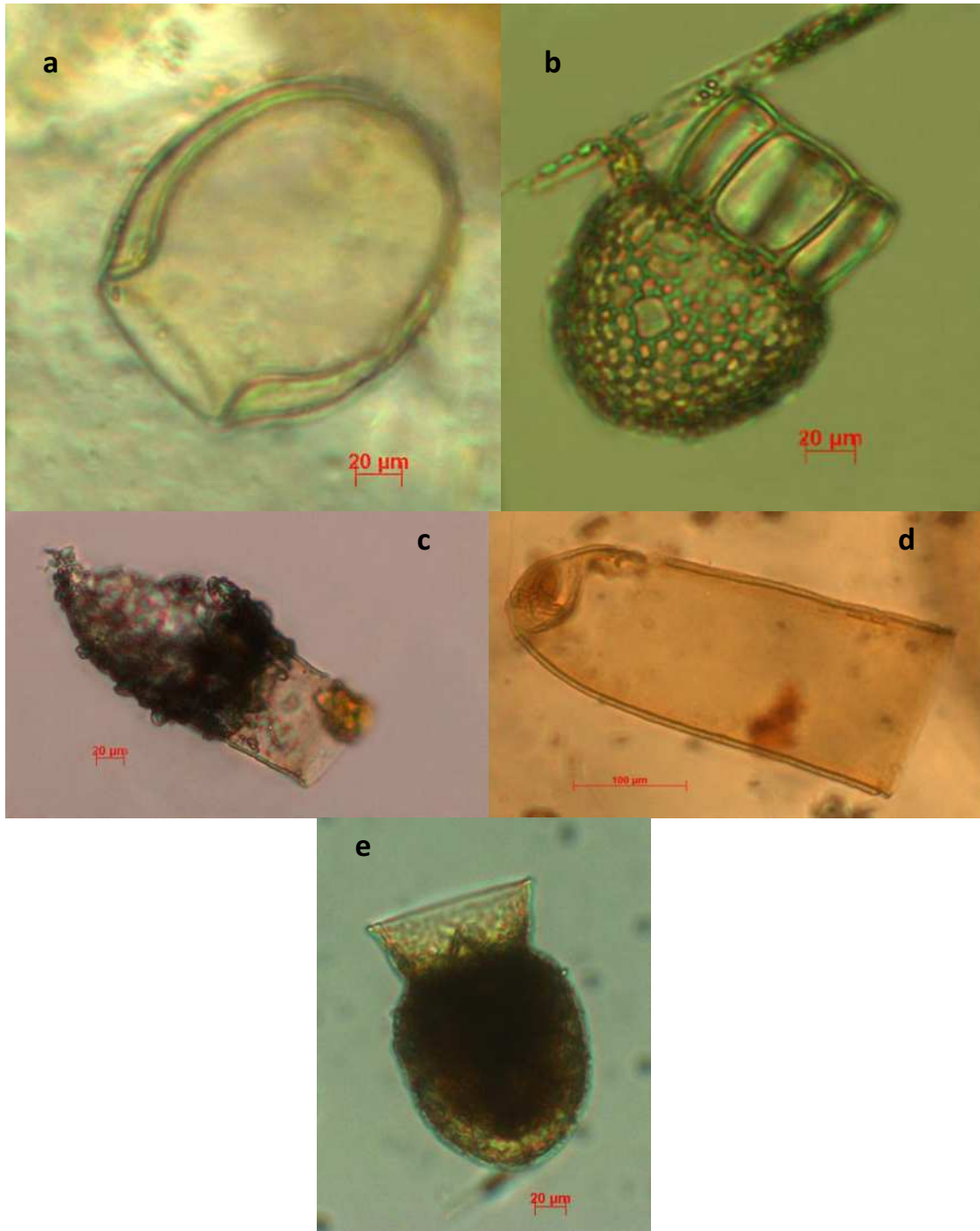


Planche 10 :

Photographies de :

(a) *Proplectella fastigata* ; **(b)** *Dictyosysta lepida* ; **(c)** *Codonellopsis lusitanica*
; **(d)** *Undella hyalina* ; **(e)** *Codonella aspera*.



Planche 11 :

Photographies de différentes espèces du genre *Eutintinnus* :

- (a) *E.apertus* ; (b) *E.macilentus* ; (c) *E.fraknoi* ; (d) *E.pinguis* ; (e) *E.tubulosus* ;
(f) *E.lusus undea*.

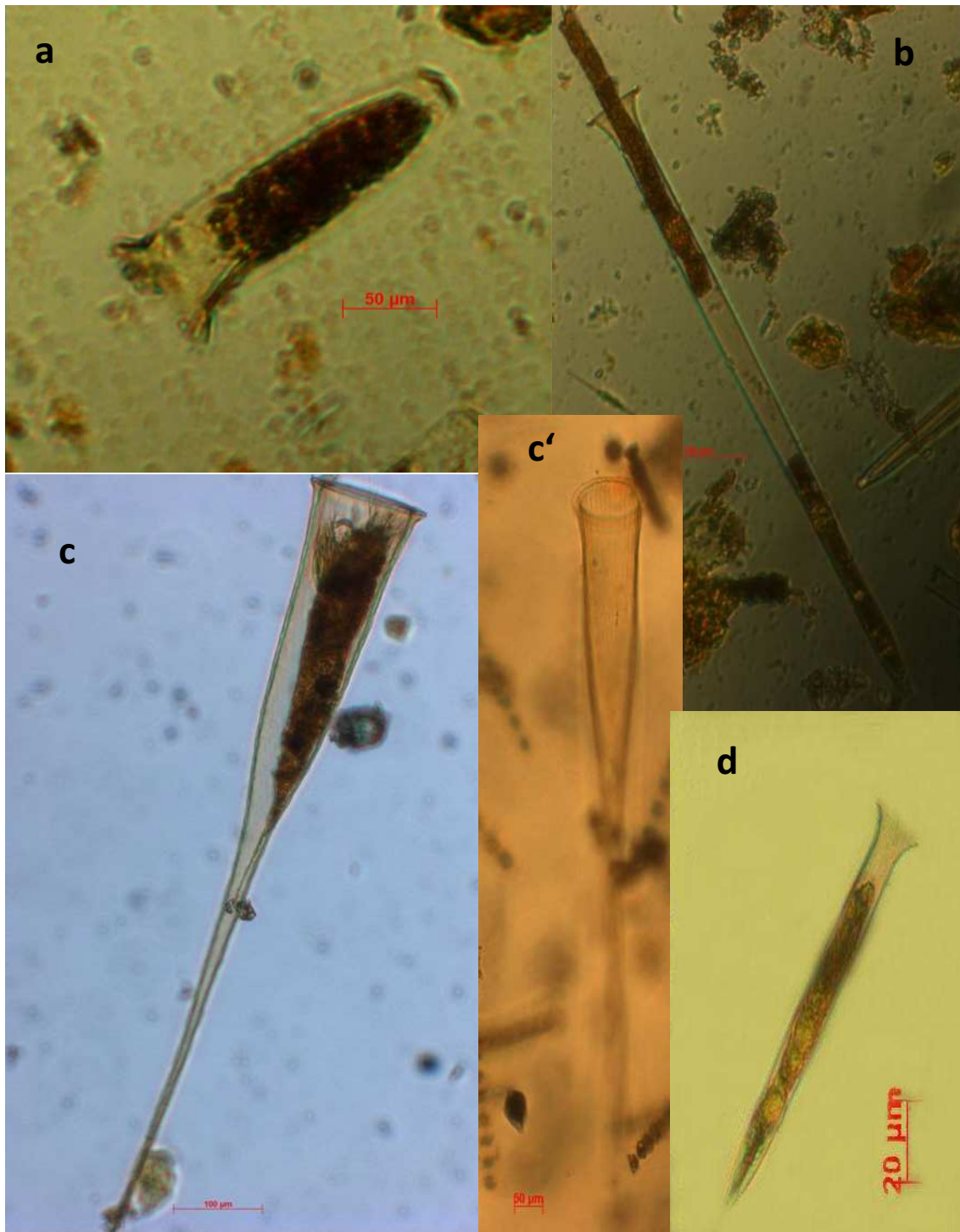


Planche 12 :

Photographies du genre *Salpingella* : (b) *S.glockentogeri* ; (d) *S.decurtata* ; et d'autres espèces : (a) *Amphorella quadrilineata minor* ; (c, c') *Rhabdonella conica* .

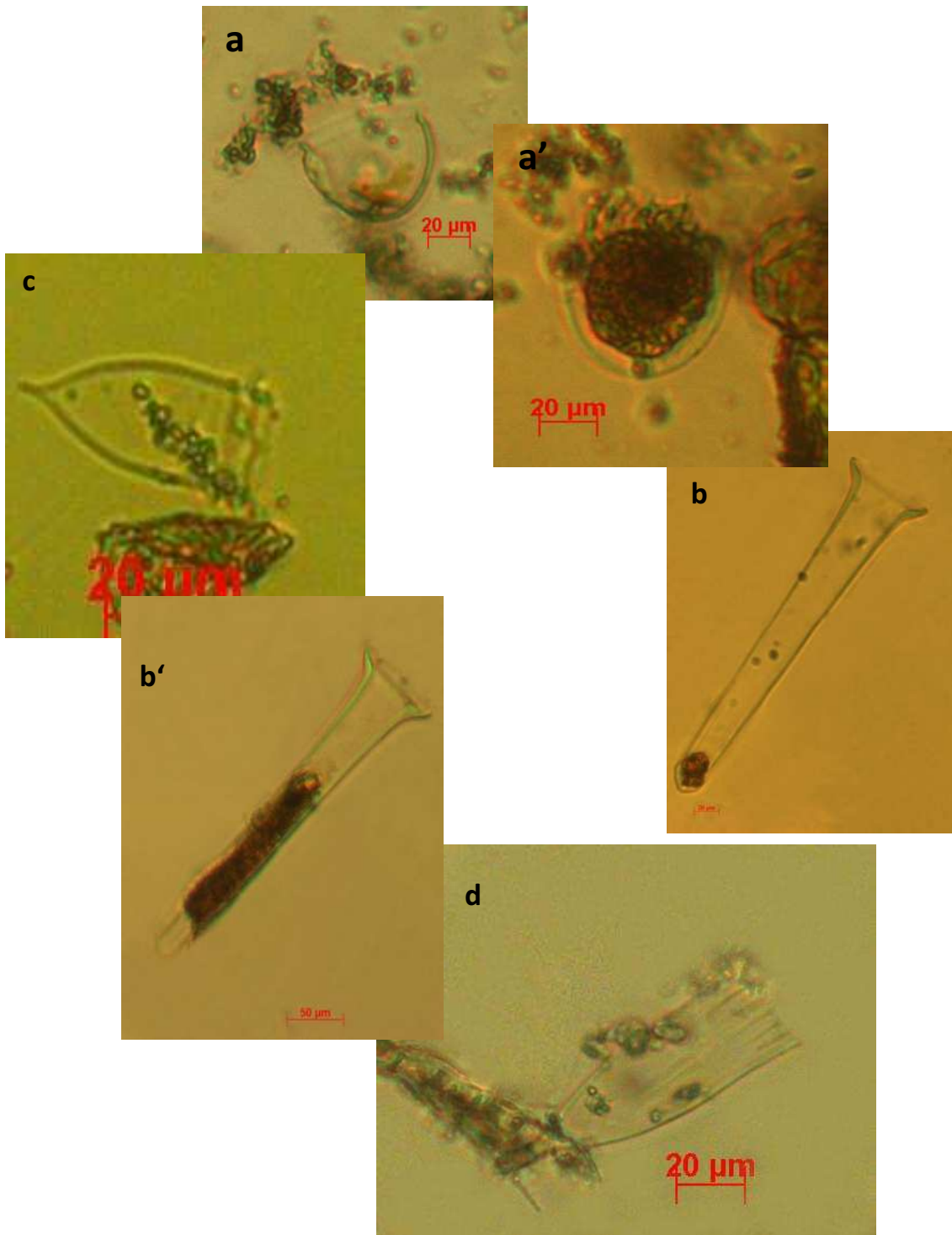


Planche 13 :

Photographies des espèces : **(a, a')** *Metacylis mereschkowskii* ; **(b, b')** *Steenstrupiella steenstrupii* ; **(c)** *Acanthostomella conicoides* ; **(d)** *Dadyiella acutiformis*.

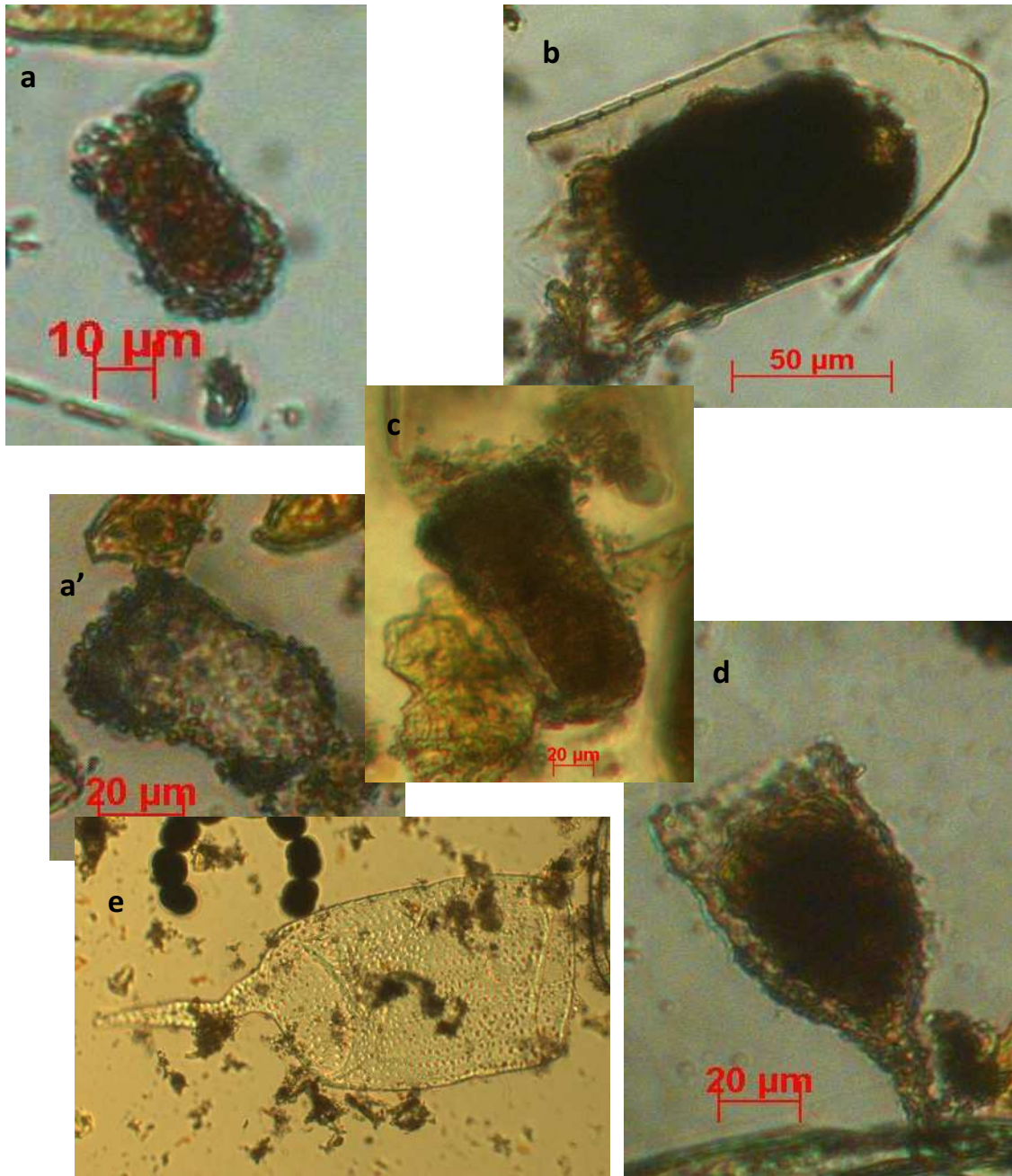


Planche 14 :

Photographies de : **(a, a')** *T.morbihanensis* ; **(b)** *Coxiella sp* ; **(c)** *Tintinnopsis sp2* ; **(d)** *Tintinnopsis sp1* ; **(e)** *Favella ?*

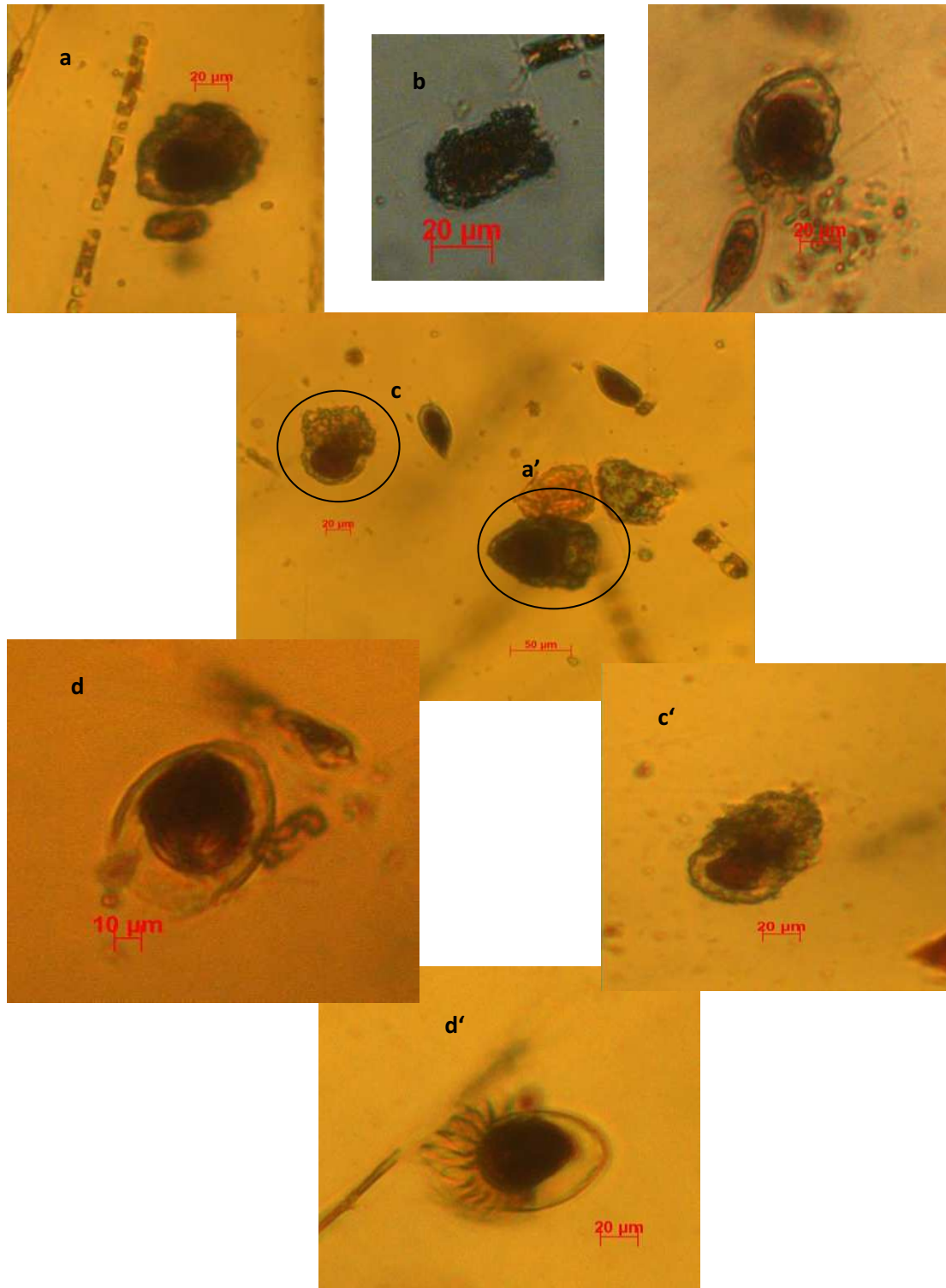


Planche 15 :

Espèces non identifiées : (a, a') Dictyocysta sp ; (b) non identifiée 2 ; (c, c') Tintinnide sp ; (d, d') Tintinnide spp.

III.2.5. Caractères morphologiques des Tintinnides observés

L'examen du tableau 1 en annexe 2, montre une variabilité de la taille des tintinnides que nous avons représentée par des classes pour la majorité des espèces, à l'exception de certaines qui ont été enregistrées une seule fois ou bien leurs dimensions n'ont pu être mesurées.

Nous citons les dimensions des principales espèces recensées suivies de celles enregistrées par Marshall (1969), les abréviations correspondent pour **L** = Longueur, **DO** = diamètre oral, le rapport **R** = longueur sur diamètre oral (**L/DO**).

Tintinnopsis beroidea

L=30-105 **DO**=15-40 **R**=1.4-3.75

L=34-100 **DO**=18-36 **R**=1.5-3

Protorhabdonella curta

L=45-95 **DO**=20-55 **R**=1.14-2.25

L=39-52 **DO**=22-29 **R**=1.4-1.8

Eutintinnus tubulosus

L=55-170 **DO**=15-45 **R**=3.17-7.25

L=94-210 **DO**=23-32 **R**=2.7-3.8

Steenstrupiella steenstrupii

L=100-190 **DO**=25-40 **R**=3.14-5.43

L=120-161 **DO**=37-50 **R**=3.2-6.3

Helicostomella subulata

L=70-125 **DO**=20-25 **R**=3.2-6.25

L=200-516 **DO**=21-26 **R**=8-16

Stenosemella ventricosa

L=35-110 **DO**=20-55 **R**=1.64-4

L=60-110 **DO**=35-39 **R**=2.1-2.4

Cependant, les figures 16 et 17 indiquent que l'intervalle de variation des classes des longueurs de la lorica est plus grand que celui du diamètre, ceci a été confirmé durant nos observations où ce dernier varie peu pour la majorité des espèces. En outre, Dolan (2010) le décrit comme étant le caractère le plus conservatif que nous pouvons distinguer parmi les architectures variables de la lorica; car il est fortement lié à l'écologie de l'espèce. En effet, la taille maximale de la proie ingérée par un tintinnide est estimée à 45% du diamètre oral de sa lorica et celui de la proie préférée représente à peu près 25% (Dolan *et al.*, 2002).

La figure 16 montre que la majorité des individus observés possèdent une lorica caractérisée par diamètre oral compris entre 20 et 40µm, dans ce cas nous pourrions affirmer que les espèces ayant un diamètre similaire se nourrissent de différentes proies (Cariou *et al.*, 1999). De plus, selon Dolan *et al.* (2002) le broutage sélectif du phytoplancton de même

taille, pourrait expliquer la cooccurrence d'espèces avec des diamètres de lorica similaires si le partitionnement des ressources est l'unique mécanisme pour le maintien de la diversité.

En ce qui concerne la figure 17, nous constatons qu'environ plus de la moitié du peuplement des tintinnides récoltées la longueur de la lorica est inférieure ou égale à 100 μm . Un peu moins d'individus possèdent une longueur comprise entre 100 et 200 μm , tandis qu'une faible fraction est représentée par des longueurs variant de 200 à 800 μm .

Gold et Morales en 1976, expliquent les changements journaliers observés dans la longueur de la lorica comme étant le résultat de la division cellulaire liée au processus de croissance de la lorica. De plus, ces auteurs considèrent que d'autres facteurs peuvent intervenir comme la génétique de l'espèce ainsi que la disponibilité et la qualité de la nourriture. En outre, les différentes tailles de la lorica dans une population sont indicatives de l'âge, ces formes distinctives seraient extrêmement utiles dans la détermination des classes d'âge de tintinnides dans un échantillon de plancton, en mesurant le temps entre fissions *in situ*, et de déterminer la durée de vie d'une cellule parmi le plancton en présence de prédateurs.

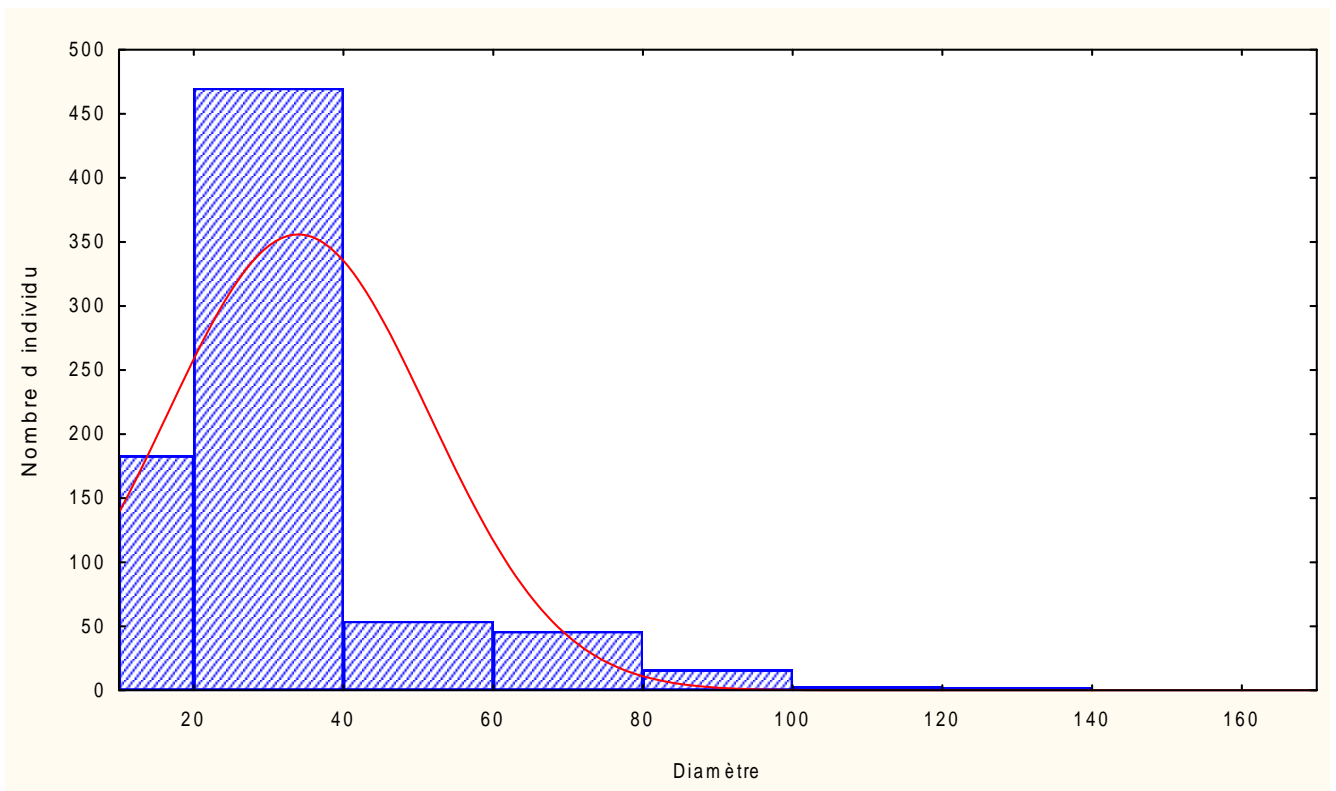


Figure 16 : Représentation du nombre d'individus de Tintinnides en fonction du diamètre de leur Lorica.

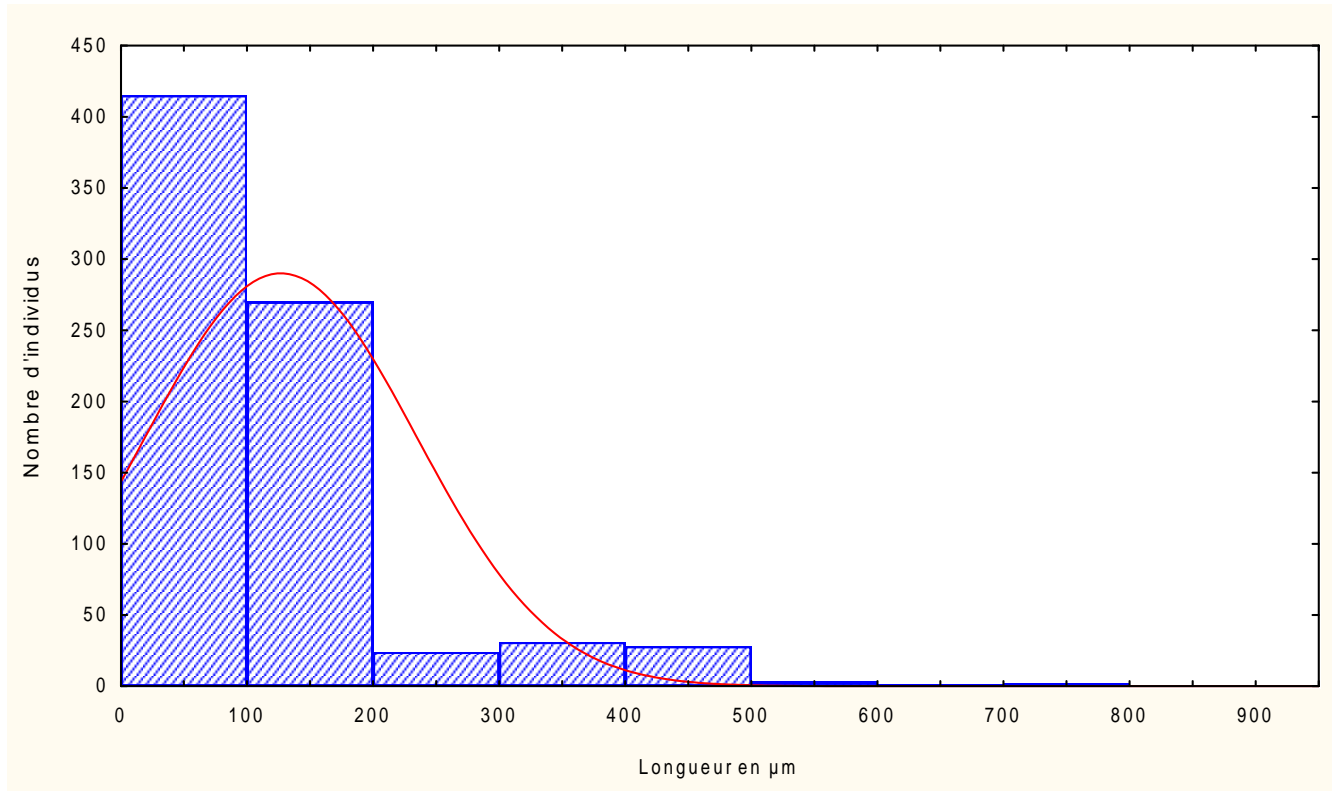


Figure 17 : Représentation du nombre d'individus de Tintinnides en fonction de la longueur de leur Lorica.

Corrélation entre la longueur et le diamètre oral de la lorica

Pour mettre en évidence la relation entre le diamètre oral de la lorica et sa longueur, nous avons effectué une régression linéaire en utilisant les dimensions de tous les individus de Tintinnides observés ($n = 800$). Cependant, nous avons obtenu une relation significative avec un $p < 0,05$ et un $r^2 = 0,57$. Par contre, Dolan (2010) a trouvé un très faible lien entre ces deux caractères morphologiques ($r^2 = 0,244$). Cette faible corrélation peut être en relation avec le grand nombre de données qu'il a manipulé étant donné qu'il a utilisé toutes les dimensions citées dans la littérature.

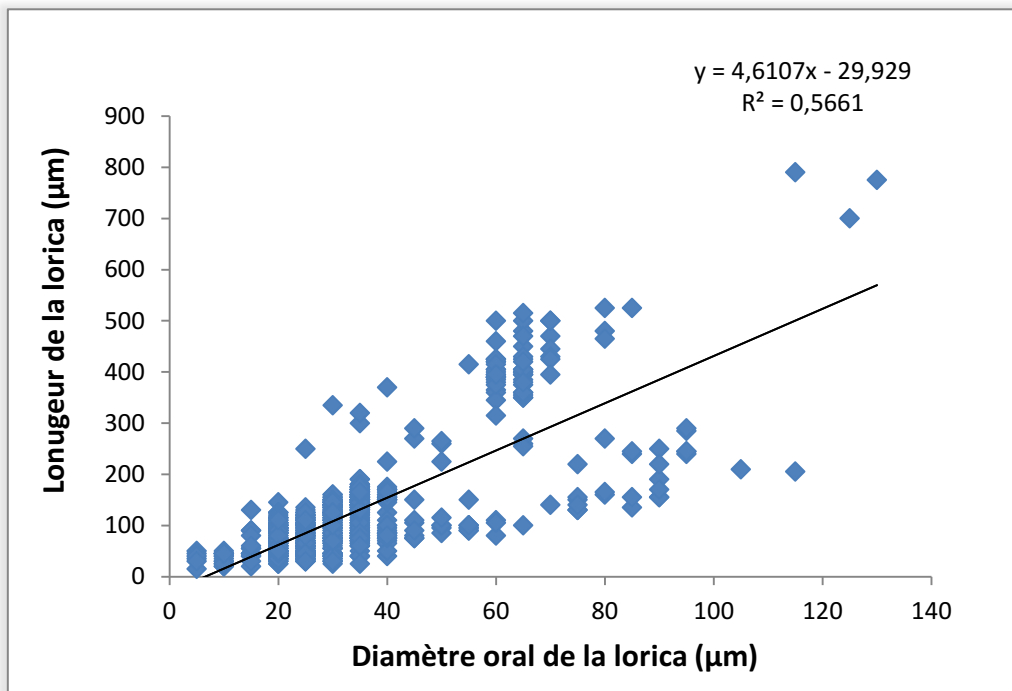


Figure 18: Diagramme de dispersion de la longueur de la lorica en fonction du Diamètre oral.

III.3. Étude quantitative

Dans cette partie, nous allons examiner les densités cellulaires totales pour l'ensemble des échantillons prélevés à la bouteille, en exploitant les résultats des numérations cellulaires obtenus par la méthode d'Uthermol. Toutefois, les contributions des espèces (tableau 4 en annexe 2) sont utilisées pour expliquer les fortes densités observées.

L'analyse de la **figure 19**, montre que les densités cellulaires pour les différents niveaux d'échantillonnage sont presque du même ordre de grandeur et n'excèdent pas les 10^2 ind./l. Par contre, nous observons un contraste remarquable entre les 3 zones d'étude ; les plus faibles densités enregistrés sont observées à **Sidi Fredj**, en effet, pour les récoltes du **30.03.2011** les valeurs se situent entre 2,02 ind./l pour le niveau 20m et un maximum de 5,33 cell./l en surface. Les contributions relatives des espèces se trouvent à égalité pour le niveau 20 m tandis que pour les autres profondeurs, l'espèce *Stenosemella ventricosa* détient le plus grand pourcentage avec 60%, 33,33% et 25% respectivement à 5m, 0m et 10m de profondeur.

Par ailleurs, le profil du **08.05.2011** montre une légère évolution du nombre de cellules par litre situé au niveau intermédiaires contrairement au mois de mars où s'observait plutôt en surface. Cependant, cette valeur est comprise entre 6,32 et 18,42 cell./l, cette dernière est représentée par les espèces : *Undella?* (Planche 9 (b)) avec une contribution de 53,14% à

10m, ainsi que de *Steenstrupiella steenstrupii* (espèce non rencontrée le mois précédent), *Protorhabdonella curta* et *Eutintinnus tubulosus* avec respectivement 40%, 22,5% et 21,25% à 5m. Ceci est probablement dû à l'élévation de l'intensité lumineuse qui n'arrange pas les populations phytoplanctonique dont se nourrissent les tintinnides.

À **Ain-Tagourait**, nous constatons que la concentration cellulaire est plus élevée, la valeur supérieure étant égale à 51,15 cell./l demeure en surface dominée par l'espèce *Eutintinnus tubulosus* avec une contribution de 48,84% ; à la profondeur 10m, cette densité baisse à 41,31 cell./l, cette concentration est due au développement de l'espèce *Steenstrupiella steenstrupii* qui détient le premier rang avec 44,68% du total. En outre, à 20m la première place revient à *Eutintinnus tubulosus* avec 33,33%, suivi de *Protorhabdonella curta* avec 23,08%.

Sur les stations localisées en **baie d'Alger**, nous avons enregistré des densités maximales et ont atteint **234,27cell./l** dans la station **S5** et un peu moins **172,94cell./l** en **S6**, ces valeurs s'observent en surface et se montrent plus importantes que celles récoltées sur d'autres profondeurs.

Cette hétérogénéité dans la répartition du nombre de cellule est due principalement à la présence d'un fort noyaux de densité composé des espèces *Tintinnopsis beroidea*, *Steenstrupiella steenstrupii* et *Helicostomella subulata* ; ces microorganismes qu'on retrouve tantôt en surface et tantôt en profondeur, ont masqué la présence d'autres espèces qui représentent une part négligeable du total, leur contributions relatives ne dépassent pas le 1% .

En revanche, nous avons constaté à la **S5** une chute considérable de l'effectif total des tintinnides au niveau 10m, représenté par 24,53 ind./l puis s'élève à 49,55 ind./l pour la profondeur 20m.

En outre, les résultats quantitatifs relevées à la **S6** font apparaitre la même allure de la courbe précédemment décrite en **S5**, avec une concentration cellulaire s'atténuant de la surface vers le fond; en effet, cette station abritent un peuplement peu dense en tintinnides au niveau 5m avec 28,42 cell./l et diminue jusqu'à 20,46 cell./l à 10m, pour atteindre de nouveau 38,97 ind./l vers la profondeur 20m.

Sur la plupart des stations l'espèce *Steenstrupiella steenstrupii* est très fréquente, cependant elle détient le second rang après *Tintinnopsis beroidea* qui reste une espèce

commune des eaux algériennes, alors qu'elle a été signalée très rare par Vitiello (1964). En effet, elle a été observée qu'une seule fois sur toute la période échantillonnée qui est de 6 mois avec plus de profondeurs investiguées allant jusqu'à 50m. De même, pour l'espèce *Helicostomella subulata* qui détient une part considérable dans nos récoltes n'a été citée que deux fois par le même auteur.

En fin, nous signalons que nos résultats des densités des tintinnides sont du même ordre de grandeur que celles retrouvés en méditerranée par Dolan (2000), en effet, il a enregistré une moyenne de 25 ind./l. En méditerranée centrale Sitran *et al.* (2007) mentionnent des concentrations comprise entre 0 et 58 cell./l avec une moyenne de 9 cell./l.

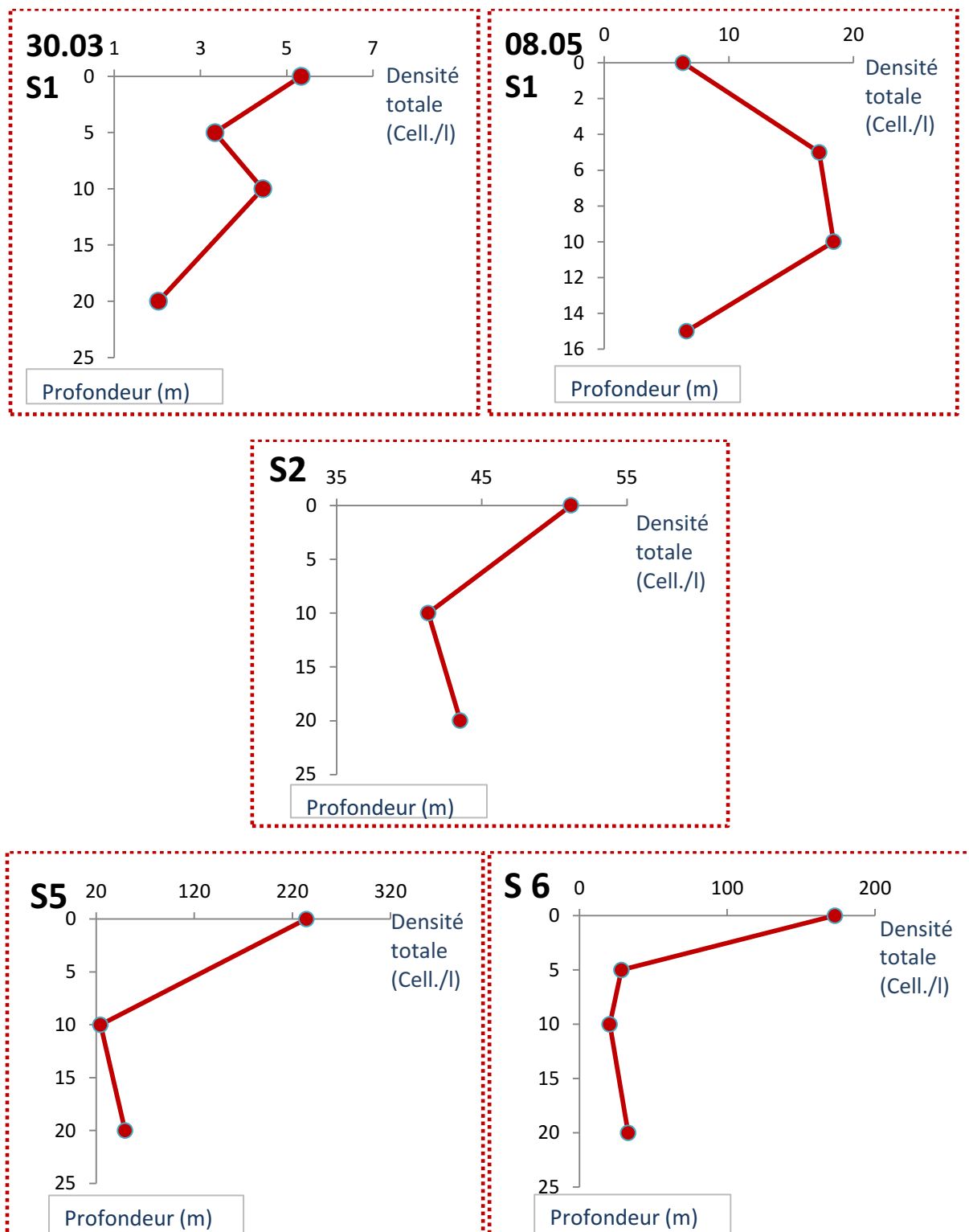


Figure 19 : Distribution verticale des densités cellulaires totales estimées (en cell./l) sur chaque station.

Le dendrogramme représenté à la **figure 20** révèle la présence de 2 classes principales regroupées selon la distance du lien obtenu, le premier niveau de divergence, situé à une distance de 50 sépare les stations **S6_0m** et **S5_0m**, les plus abondantes en Tintinnides d'un autre ensemble de stations qui forment le deuxième groupe. Ce dernier, isole le point **S1_10m** du **08/05** qui héberge une espèce très rare voire absente dans les autres échantillons identifiée en tant que *Undella ?* avec une fréquence relative de 53,14%. Par ailleurs, l'ensemble de stations restantes se divise en 2 groupes, qu'on dénomme A et B et qui se scindent à leur tour en plusieurs sous groupes, nous distinguons : le groupe A englobant les stations caractérisées par la présence régulière des espèces *Steenstrupiella steenstrupii*, *Tintinnopsis beroidea*, *Helicostomella subulata*, *Protorhabdonella curta* et *Eutintinus tubulosus*. Cependant le groupement B désigne le reste des échantillons de la station **S1** et les niveaux 0m et 20m de la station **S2** où apparait beaucoup plus l'association de *Stenosemella ventricosa* et *Acanthostomella conicoides*.

En outre, nous remarquons que le groupement des niveaux **10** et **20m** de la station **S1** est dû à la présence de l'espèce *Xystonella lohmanni* uniquement dans ces deux points. Nous signalons aussi que l'espèce *Rhabdonella conica* est représentée par les fréquences les plus élevées à la station **S1/08.05** aux profondeurs **5** et **15m**, d'où leur appartenance au même groupe hiérarchique.

Cette classification illustre la similarité entre les différents points de prélèvement et fait apparaître même les ressemblances à caractère qualitatif.

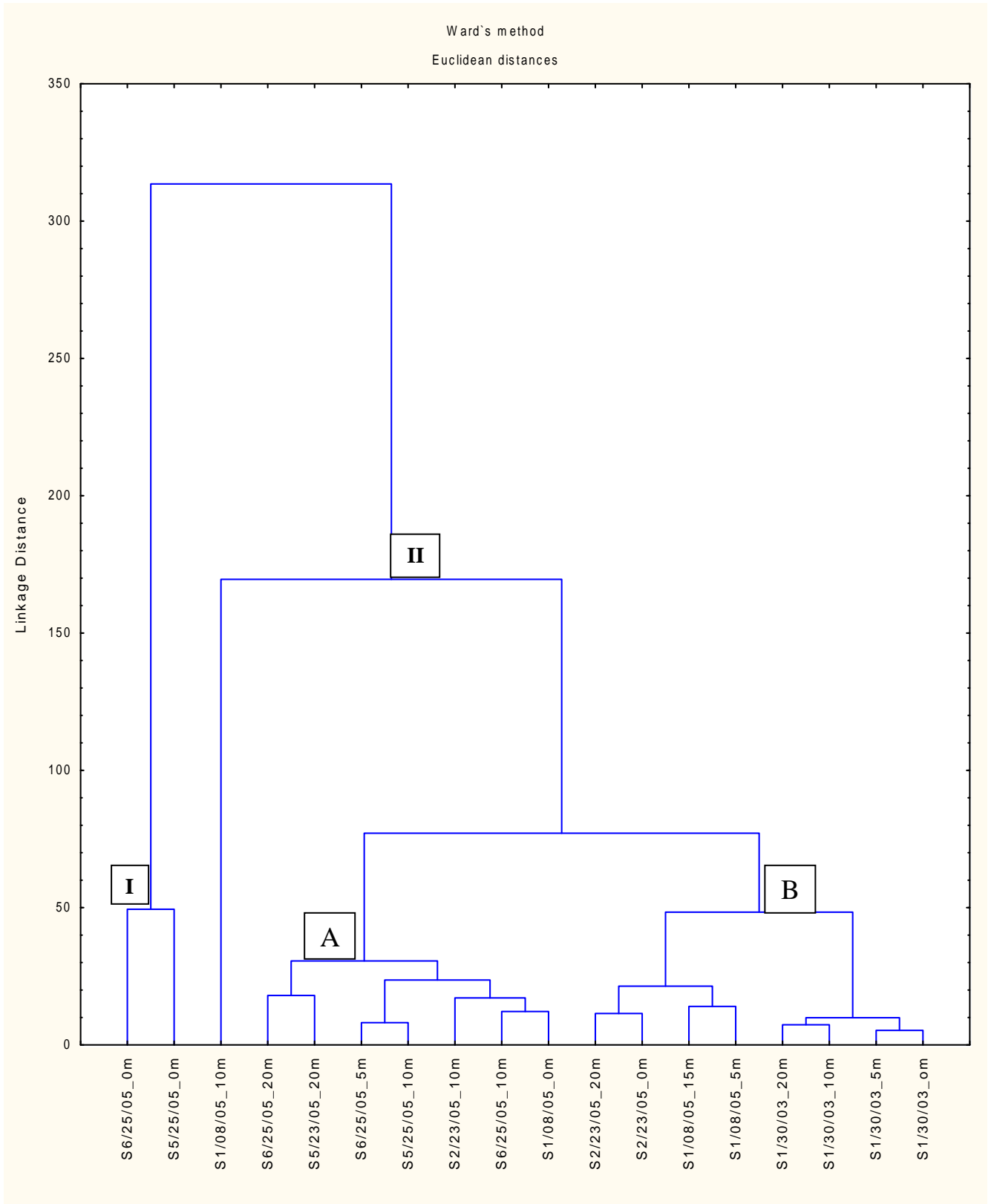


Figure 20 : Dendrogramme des sites de prélèvement obtenu en utilisant les abondances des principales espèces de Tintinnides selon la méthode de Ward.

III.4. Analyse structurale

L'indice de diversité spécifique de Shannon permet d'avoir rapidement, en une seule valeur, une évaluation de la biodiversité du peuplement. Cette diversité s'exprime en bits et représente la quantité moyenne d'information apportée par l'identification spécifique d'un individu.

Les résultats relatifs à l'indice de diversité de Shannon sont représentés à la figure 21, tandis que les valeurs obtenues de l'indice d'équitabilité figurent sur le tableau 2 en annexe 2.

L'examen de cette figure montre des différences de la diversité spécifique entre les trois zones étudiées et au sein de la même station en fonction de la profondeur.

Globalement ces valeurs caractérisent un peuplement diversifié et équilibré avec des indices de régularité supérieurs à 0,7 pour la majorité des stations.

En effet, à Sidi Fredj nous avons constaté une diversité spécifique plus importante en surface ($H' = 2,90$ et $3,14 \text{ bit.ind}^{-1}$ respectivement pour les dates **30.03.2011** et **08.05.2011**) et qui s'atténue vers les profondeurs, plus particulièrement, pour le niveau **5m** en mois de mars, où cette valeur a diminué jusqu'à 2 bit.ind^{-1} . Ceci est dû à la multiplication de l'espèce *Stenosemella ventricosa* qui détient le premier rang avec 60%, alors que le deuxième rang se localise plus loin (6,67% pour les autres espèces). Néanmoins, une équitabilité moyenne de 0,84 indique un peuplement équilibré sur cette colonne d'eau.

À l'inverse, la **station 2** abrite une diversité des tintinnides assez élevée en surface qu'en profondeur avec un indice de Shannon égal à $2,53$ et $2,60 \text{ bit.ind}^{-1}$ et une régularité de $0,76$ et $0,82$ respectivement à **0** et **20m**. En effet, nous remarquons une baisse considérable de la richesse spécifique au niveau 10m corrélativement à la diminution de l'indice de Shannon ($H' = 1,94 \text{ bit.ind}^{-1}$). Cette pauvreté spécifique est liée principalement à la prédominance exclusive d'un contingent d'espèce représenté par *Steenstrupiella steenstrupii*, *Eutintinnus tubulosus* et *Protorhabdonella curta*.

En revanche, la **baie d'Alger** possède l'indice de Shannon le plus élevé ($H' = 3,48 \text{ bit.ind}^{-1}$), cette valeur est observée à la profondeur **20m** en **S5** où nous avons dénombré 16 espèces avec des contributions individuelles similaires. En effet, une régularité de $0,89$ traduit cette répartition équitable.

En outre, pour les deux stations nous avons remarqué nettement l'évolution de l'indice de Shannon avec la profondeur, en effet, la codominance de plusieurs espèces révèle une grande diversité dans cette région. Par ailleurs, une équitabilité n'excédant pas **0,52** en surface caractérise un milieu perturbé et dominé par l'espèce *Tintinnopsis beroidea* dont les fréquences relatives en **S5** et **S6** sont respectivement **55,14%** et **65,81%**.

En fin, ces résultats montrent, une richesse spécifique en tintinnides qui évolue selon les régions et la profondeur, cette diversité est révélée par des valeurs assez élevées de l'indice de Shannon. Cependant quelques faibles valeurs traduisent l'abondance relative de certaines espèces par rapport à d'autres confirmée, par des régularités inférieures à 0,6. Contrairement à la diversité maximale, qui se concentre dans les eaux de surface à Sidi Fredj, la richesse spécifique en baie d'Alger s'est montrée plus importante en profondeur.

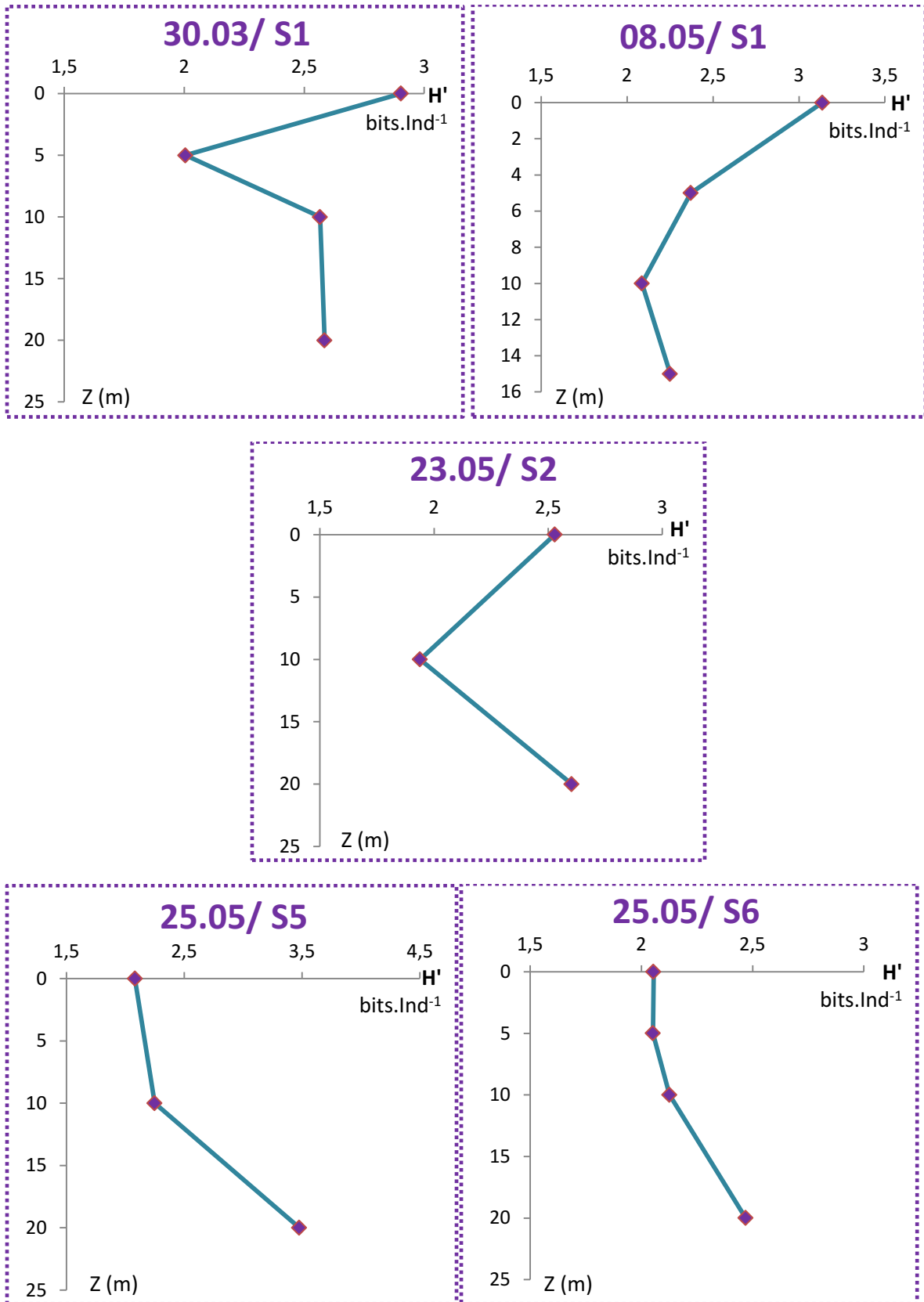


Figure 21 : Évolution verticale de la diversité spécifique de Shannon au sein des stations.

La figure 22 illustre l'évolution de l'indice de Shannon et montre que ce dernier est proportionnelle à la richesse spécifique pour l'ensemble des échantillons examinés; par contre, pour le point S5_0m la prolifération de *T.beroidea* et *S.steenstrupii* se traduit par un déséquilibre qui fait diminuer la valeur de H', ainsi que dans la station S1_10m /08.05.2011 où nous avons relevé une multiplication de 2 espèces *S.steenstrupii* et *Undella?* qui prédominent le milieu.



Figure 22 : Variation du nombre d'espèces et de l'indice de Shannon.

III.5. Biovolumes et biomasses :

Pour évaluer la production du microplancton marin, il est préférable de compléter la numération des organismes par l'estimation de leurs biomasses; Dans ce cas nous avons calculé les biovolumes des Tintinnides à partir des dimensions linéaires mesurées pour tous les individus, ces derniers ont été convertis en carbone cellulaire. Les résultats correspondant sont résumés dans le tableau 3 en annexe 2 et discutés ci après.

En **baie d'Alger** et à **Ain-Tagourait**, nous avons enregistré les valeurs maximales en surface qui correspondent respectivement à **176,06** et **226,69 $\mu\text{gC/l}$** , tandis qu'à **Sidi Fredj** c'est à la profondeur **10m** que nous avons relevé les plus importantes concentrations en carbone cellulaire (**185,39** et **199,11 $\mu\text{gC/l}$**). Dans l'ensemble, nos résultats varient entre un minimum de **20,76 $\mu\text{gC/l}$** et un maximum de **226,7 $\mu\text{gC/l}$** . Ces valeurs sont comparables aux

travaux réalisés en méditerranée occidentale par Modigh et Castaldo (2002) dans les eaux côtières de Naples où ils trouvent des biomasses comprises entre 1,0 – 134 $\mu\text{gC/l}$ avec une moyenne de $15,3 \pm 25,5 \mu\text{gC/l}$ sur un cycle de quatre ans (1997 à 2001). Dans la baie Narragansett et durant une période printanière, Verity (1984) qui est le premier à avoir fait le lien entre le volume de la lorica et le carbone cellulaire des tintinnides enregistre une valeur maximale du contenu en carbone égale à 87 $\mu\text{g C/l}$.

La figure 23 illustre la variation de la biomasse des tintinnides exprimée en $\mu\text{g C/l}$ et de la densité cellulaire (Cell./l). Pour l'ensemble des stations, la répartition de la biomasse suit parfaitement les variations de la densité cellulaire totale; cependant pour le niveau S6_10m nous remarquons une variation inversement proportionnelle des 2 variables ceci est dû à l'apparition de l'espèce *Favella ehrenbergii* caractérisée par une taille importante. Dans cette même station et à une profondeur de 20m nous relevons une diminution de la biomasse, en effet, la contribution relative de *Tintinnopsis beroidea* à l'augmentation de l'effectif total n'a pas influencé sur la biomasse à cause de son faible biovolume comparé à celui de *Steenstrupiella steenstrupii* dont l'effectif a diminué.

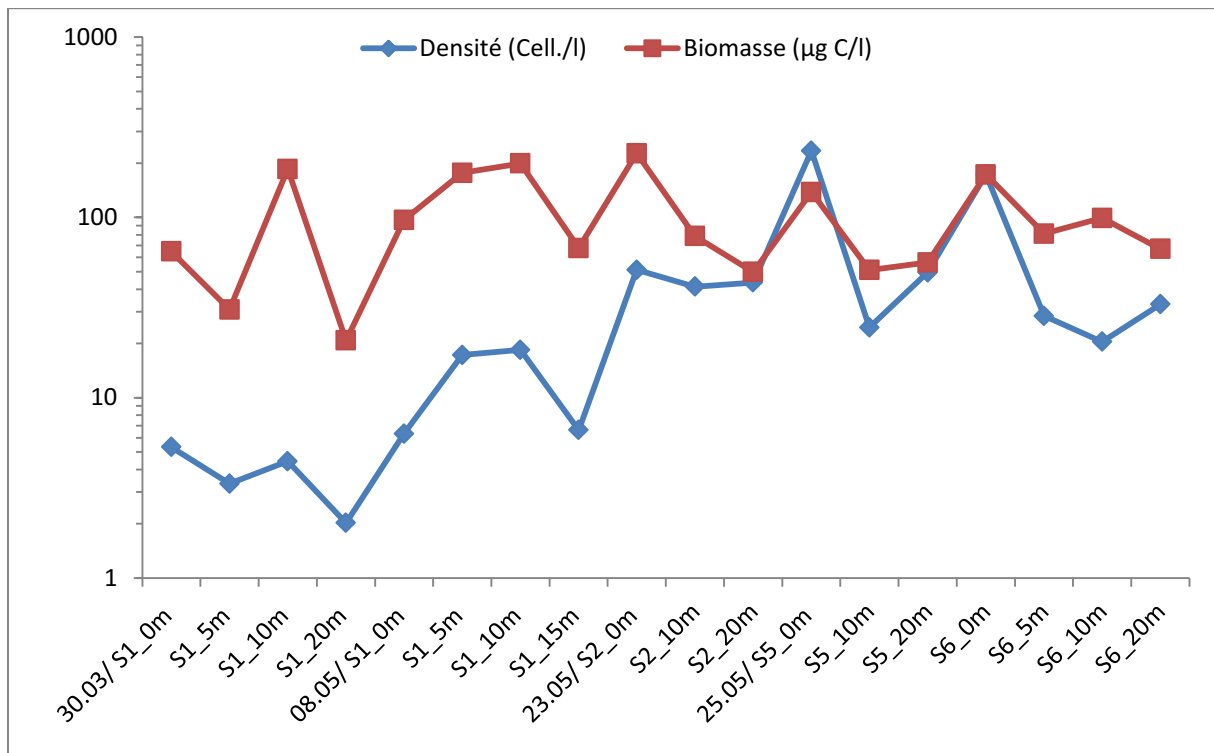


Figure 23: Évolution de la biomasse en $\mu\text{g C/l}$ et de la densité cellulaire des Tintinnides pour l'ensemble des stations.

La figure 24 représente la relation entre les biovolumes cellulaires en fonction des diamètres de la lorica. Les résultats de cette régression montrent une corrélation significative avec r^2 de 0,53 et une valeur de $p < 0,05$ testé par une ANOVA.

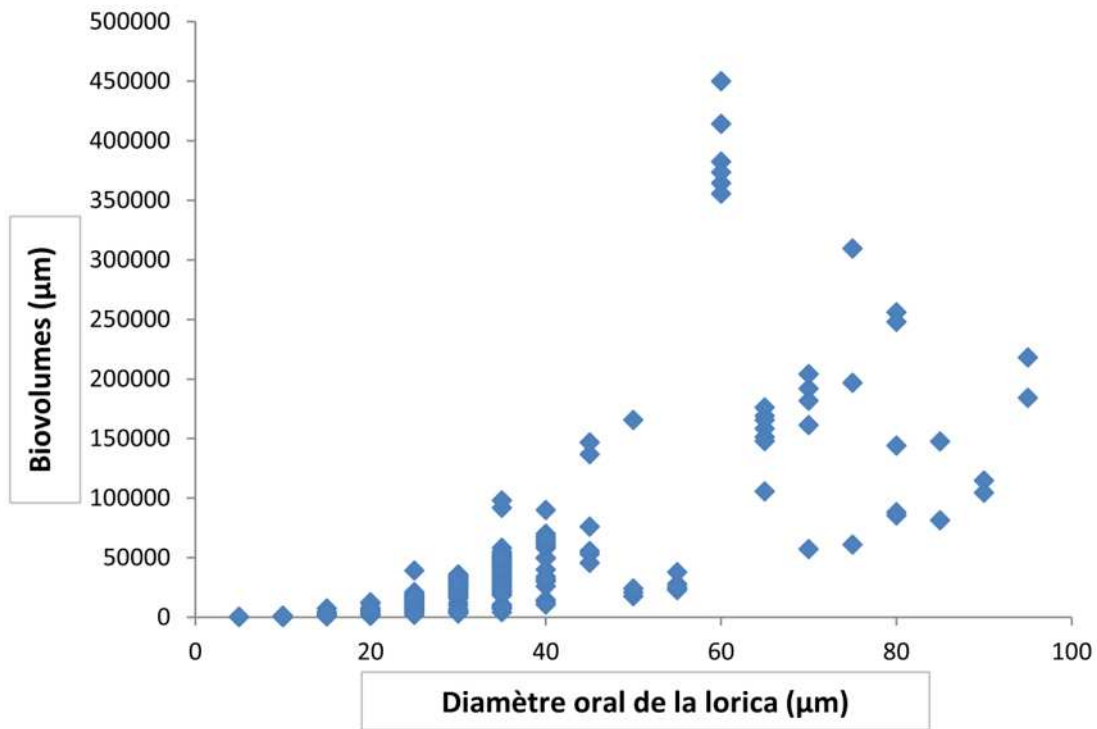


Figure 24: Relation entre le diamètre oral de la lorica (µm) et son biovolume cellulaire (µm³).

Conclusion

III. Conclusion :

La compréhension du fonctionnement d'un écosystème ne peut se faire sans la connaissance de la composition taxonomique, des peuplements qui le constituent. Cependant, l'ensemble de nos résultats confirment l'intérêt d'étudier la diversité du compartiment microplanctonique dans le but d'explorer l'immensité de cet écosystème pélagique et de surveiller son évolution.

De ce qui précède, l'étude qualitative nous a permis d'établir une liste spécifique comportant 86 sous unités taxonomiques identifiées sous microscope inversé. La répartition de ces derniers dans les différentes zones prospectées indique la prédominance des genres *Tintinnopsis* et *Eutintinnus*. Cependant, quelques espèces caractérisent le milieu et peuvent être, notamment, considérées communes des eaux algériennes; nous citons: *Tintinnopsis beroidea*, *Steenstrupiella steenstrupii*, *Eutintinnus tubulosus*, *Protorhabdonella curta*, ...

Toutefois, une telle synthèse des principaux travaux effectués dans les eaux algériennes à nos jours permet d'estimer globalement la richesse spécifique des Tintinnides du domaine pélagique algérien.

Cependant, le diamètre oral de la lorica détermine la dimension des particules consommées et nous renseigne non seulement, sur la diversité morphologique, mais peut aussi nous fournir une information sur la diversité écologique dans la communauté des Tintinnides.

Sur le plan quantitatif, l'examen de l'ensemble des récoltes révèle que les stations de la baie d'Alger concentrent le maximum de densité cellulaire (234,27 Cell/l). Tandis que, les abondances relatives des Tintinnides montrent pour la plupart des points d'échantillonnage, que certaines espèces sont mieux représentées que d'autres. En effet, les variations verticales ne semblent pas être gouvernées par la croissance du phytoplancton, ceci pourrait témoigner des fluctuations enregistrées de la concentration en chlorophylle. En outre, d'un point de vue biomasse, les biovolumes des Tintinnides interviennent nettement dans la variation des teneurs en carbone cellulaire, ces biovolumes sont estimés à partir des dimensions de la lorica et présentent une bonne corrélation avec son diamètre oral.

En ce qui concerne l'analyse structurale, les indices de Shannon et les équitabilités obtenues dénotent la présence d'une population diversifiée en Tintinnides et plus ou moins équilibrée. Toutefois, il reste difficile d'évaluer le degré de maturation de ces peuplements

tout comme leur structuration car notre étude s'est limitée sur quelques dates et sur un nombre restreint de stations. Pour cela, il est nécessaire de procéder à un échantillonnage plus étendu dans le temps (un cycle annuel) et dans l'espace (multiplier le nombre de stations), afin de déterminer des modèles saisonniers de distribution spatiotemporelle des Tintinnides; dans les eaux algériennes.

Toutefois, et pour mieux caractériser les interactions trophiques dans l'écosystème pélagique, il est important d'étudier les relations entre proies et prédateurs ainsi que d'évaluer la pression de broutage exercée par les Tintinnides sur le microplancton autotrophe.

De plus, il se trouve indispensable dans l'avenir de s'intéresser au processus de formation d'une lorica agglutinée. En effet, ce dernier pourrait être le chemin qui conduit ces particules minérales aux échelons supérieurs que nous consommons, d'où l'intérêt pratique d'identifier ces substances agglomérées par les Tintinnides dans divers habitats.

De même, une étude de la biogéographie des espèces en fonction de leur diversité génétique, et non plus classiquement en fonction de leurs diversités morphologiques devrait permettre de mieux appréhender les préférences écologiques des taxons identifiés et donc, de mieux comprendre et prévoir leurs réponses faces aux variations des facteurs de l'environnement et en particulier face aux changements globaux.

Références

Bibliographiques

Références bibliographiques

- Abboud-Abi Saab M., 2008.** Tintinnids of the Lebanese coastal waters (Eastern Mediterranean). CNRS-Lebanon/MAP/RAC/SPA, 192pp.
- Afrouni N., Djemai S., 2009.** Contribution à l'étude qualitative du genre *Ceratium* et des Tintinnides (Ciliophora: Oligotrichea) au large de la baie d'Alger (juillet 2008). Mémoire d'Ingénieur d'Etat en Biologie (U.S.T.H.B).
- Alder V. A., 1999.** Tintinnoinea in South Atlantic Zooplankton, pp.321–384. In: South Atlantic Zooplankton, (Ed. D. Boltovskoy). *Backhuys Publishers*, Leiden, The Netherlands. Vol. 1 868 pp ; Vol. 2 869–1706.
- Aminot A., Chaussepied M., 1983.** Manuel des analyses chimiques en milieu marin. CNEXO : 395p.
- Aminot A., et Kérouel R., 2004.** Hydrologie des écosystèmes marins : paramètres et analyses. *Edition : Ifremer, France, 336 P.*
- Bakker, C. et Phaff, W.J., 1976.** Tintinnida from coastal waters of the S.W.-Netherlands I. *Hydrobiologia* vol. 50. 2. Pag. 101-111.
- Balech E. (1948)** Tintinnoinea de Atlantida (R. O. del Uruguay) Protozoa Ciliata Oligotr. *Com. Mus. Argent. Cienc. Nat. "Bernardino Rivadavia" (Zool.)* 7: 1–23.
- Balkis N., 2004.** Tintinnids (Protozoa: Ciliophora) of the Büyükçekmece Bay in the Sea of Marmara. *Sienta Marina*, 68 (1): 33-44.
- Bethoux J. P., Morin P., Ruiz-Pino D. P., 2002.** Temporal trends in nutrient ratio : chemical evidence of Mediterranean ecosystem charges driven by human activity. *DSRII*, Vol 49, 11.
- Cariou, J.B., Dolan, J.R. et Dallot, S., 1999.** A preliminary study of tintinnid diversity in the NW Mediterranean Sea. *Journal of Plankton Research*, 21, 1065–1075.

Références bibliographiques

Copin-Montégut G., 1996. Chimie de l'eau de mer. *Collection «synthèse»*. Edition : Institut Océanographique de Paris, France, 319 P.

Dolan, J.R., 2000. Tintinnid ciliate diversity in the Mediterranean Sea: longitudinal patterns related to water column structure in late spring-early summer. *Aquatic Microbial Ecology* 22, 20–30.

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 Res. I*, **49**: 1217–1232.

Dolan, J.R., Ritchie, M.E., Tunin-Ley, A., Pizay, M.-D., 2009. Dynamics of core and occasional species in the marine plankton: tintinnid ciliates of the N.W. Mediterranean Sea. *Journal of Biogeography*, 36:887-895.

Dolan, J.R., 2010. Morphology and Ecology in Tintinnid Ciliates of the Marine Plankton: Correlates of Lorica Dimensions. *Acta Protozoologica*, 49: 235-344.

Gold K., et Morales, E.A., 1976. Studies on the sizes, shapes, and the development of the lorica of agglutinated Tintinnida. *Biological Bulletin*, 150, 377–392.

Grassé P., 1991. Traité de zoologie: Anatomie, systématique, biologie. Tome II, fascicule I, Masson edit, paris, 292p.

Guy J., 2006. Ecologie du plancton. Edition : TEC & DOC, Lavoisier, Paris, France, 283 P.

Hecq J. H., et Goffart A., 2007. Diversité de l'écosystème planctonique de la baie de Calvi. Projet Référentiel Plancton en baie de Calvi, Université de Liège, Belgique.

Jacques G., et Treguer P., 1986. Ecosystème pélagique marin. *Collection d'écologie*, Edition : Masson, Paris, France, 243 P.

Références bibliographiques

Jørgensen E., 1924. Mediterranean Tintinnidae. Report of the Danish Oceanographical Expeditions 1908–1910 to the Mediterranean and Adjacent Seas, Vol. II, Biology, No. 8, J.3 (Thor expedition). Andr. Fred. Høst and Son, Copenhagen.

Kina H., Rahal N., 2009. Caractérisation physicochimique et sels nutritifs des eaux de la baie d'El Djamila. Thèse DEUA, ENSSMAL, 59p.

Kirchmen David L., 2000. Microbial ecology of the ocean, 2nded. ISBN 998-0-470-04344-8.

Kofoid C. A., Campbell A. S., 1929. A conspectus of the marine and fresh-water Ciliata belonging to the suborder Tintinnoinea, with descriptions of new species principally from the Agassiz Expedition to the eastern tropical Pacific 1904–1905. *Univ. Calif. Publs Zool.* 34: 1–403.

Kofoid C. A., Campbell A. S., 1939. Reports on the scientific results of the expedition to the eastern tropical Pacific, in charge of Alexander Agassiz, by the U. S. Fish Commission Steamer “Albatross,” from October, 1904, to March, 1905, Lieut.-Commander L. M. Garrett, U. S. N. Commanding. XXXVII. The Ciliata: The Tintinnoinea. *Bull. Mus. comp. zool., Harv.* 84: 1–473.

Lourguioui H., 2006. Étude hydrobiologique du barrage de Boukourdane (wilaya de Tipaza). Thèse de magister, ISMAL, 80p.

LeGresley et McDermott., 2010. in Intergovernmental Oceanographic Commission of ©UNESCO. Karlson B, Cusack C. & Bresnan E. (editors). Microscopic and molecular methods for quantitative phytoplankton analysis. Paris, UNESCO. (IOC Manuals and Guides, no.55.) (IOC/2010/55) 110 p.

Madi F., 2009. Apport du système d'information géographique (SIG) pour la modélisation de la couleur des eaux marines. (Cas : la baie d'Alger). Thèse d'Ingénieur, ENSSMAL, 81p.

Magurran A. E., 2004. Measuring biological diversity. *Blackwell Publishing*, Oxford, 284p.

Références bibliographiques

Marshall S. M., 1969. Protozoa, Order: Tintinnida. *In*: Fiches d'identification du zooplankton, (Eds. J. H. Fraser, V. K. Hansen). Conseil Permanent International pour l'Exploration de la Mer, Charlottenlundslot – Denmark: Sheets 117–127.

Modigh M., Castaldo S., 2002. Variability and persistence in tintinnid assemblages at a Mediterranean coastal site. *Aquatic Microbial Ecology*, Vol. 28: 299–311.

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

Paulmier G., 1995. Les Tintinnides (Ciliophora, Oligotrichida, Tintinnina) des côtes Françaises de la Manche et de l'Atlantique. *Annales de la Société des Sciences Naturelles de la Charente-Maritime*. 8:453-487.

Paulmier G., 1997. Tintinnides (Ciliophora, Oligotrichida, Tintinnina) de l'Atlantique Boréal, de l'Océan Indien et quelques mers adjacentes: Méditerranée, Mer Caraïbe, Mer Rouge. Inventaire et distribution. Observations basée sur les loricas. Rapport IFREMER DRV/RH/97-17, 191 pp.

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

Riambault P., et Boudjellal B., 1997. Dosage de la chlorophylle par fluorométrie : Recueil des données de la campagne MINOS (Méditerranéens Investigation Oligotrophe Systems). Master (MAST III). Ed. Thierry Moutin et Patrick Riambault. INSU, CNRS, GDR 869 (PSOO). *Ifremer*. 96p.

Rodier J., Bazin C., Chambon P., Broutin J. P., Champsaud H., Rodi L., 1996. Analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer, 8^{ème} édition. Edition DUNOD, Paris. 1983p.

Références bibliographiques

Sherr B. F., Sherr E. B., 1984. Role of heterotrophic protozoa in carbon and energy flow in aquatic ecosystems. In M.G. Klugg and C.A. Ready (eds.), Current perspective in microbial ecology. *American society for microbiology*, pp 412-423.

Sitrani R., Bergamasco A., Decembrini F. et Guglielmo L., 2007. Temporal succession of tintinnids in the northern Ionian Sea, Central Mediterranean. *Journal of Plankton Research*, vol. 29, No.6: 495-508.

Skalar analytical., 1998. Manuel San Plus Analyser: SA 1050(Random Access Auto Sampler). Breda(Netherlands). 23P.

Touahria T., et Seridji R., 2010. Contribution à l'analyse qualitative et quantitative des Tintinnides de la baie d'Alger (juillet 2008) et de la région de Bejaia (hiver, 2008). 2^{ème} Congrès Franco-Maghrébin de zoologie et 4^{ème} journée Franco-tunisienne de zoologie.

Umani Fonda. S., Monti M., Cataletto B., Budillon G., 2011. Tintinnid distributions in the Strait of Magellan (Chile). *Polar Biol*, DOI 10.1007/s00300-011-0972-7.

Verity P.G., Langdon C., 1984. Relationships between lorica volume, carbon, nitrogen, and ATP content of tintinnids in Narragansett Bay. *J. Plankton Res.* 6, 859–868.

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

Annexes

Annexe1

Dosage de l'ammonium (SKALAR, 1998)

1. Réactifs

1.1. Solution tampon

Produits chimiques exigés :

Tartrate de potassium et de sodium	
$C_4H_4O_6KNa.4H_2O$	33 g.
Citrate de sodium $C_6H_5O_7Na_3.2H_2O$	24 g.
Acidesulfurique H_2SO_4 (1N).....	x ml.
Eau distillée H_2O	1000 ml.
Brij 35 (30 %).....	2 ml.

Préparation

Dissoudre le tartrate de potassium et de sodium dans \pm 800 ml d'eau distillée. Ajouter le citrate de sodium et dissoudre. Ajuster le pH à 5 avec la solution d'acide sulfurique. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le Brij 35 et mélanger.

Note :

La solution est stable pendant 1 semaine. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

1.2. Solution de phénol

Produits chimiques exigés :

Phénol C_6H_5OH	6g.
Hydroxyde de sodium NaOH.....	40 g.
Eau distillée H_2O	1000 ml.

Préparation

Dissoudre le phénol dans \pm 50 ml d'eau distillée. Ajouter l'hydroxyde de sodium. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note : La solution est stable pendant 1 semaine.

1.3. Solution d'hypochlorite de sodium

Produits chimiques exigés :

Solution d'hypochlorite de sodium NaClO	
(13 % de chlore actif).....	200 ml.
Eau distillée H_2O	800 ml.

Préparation

Diluer la solution d'hypochlorite de sodium dans \pm 700 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

1.4. Solution de nitroprussiate de sodium

Produits chimiques exigés :

Nitroprussiate de sodium $Na_2[Fe(CN)_5NO].2H_2O$	0,5 g.
Eau distillée H_2O	1000 ml.

Préparation

Dissoudre le nitroprussiate de sodium dans \pm 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Annexe1

Notes :

Conserver dans une bouteille à couleur sombre. La solution est stable pendant 1 semaine.
Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

1.5. Liquide de rinçage

Eau fraîchement distillée H₂O.

2. Préparation des solutions étalons

2.1. Solution mère de 100 ppm N (*)

Produits chimiques exigés :

Chlorure d'ammonium NH₄Cl.....0,3819 g.
Eau distillée H₂O.....1000 ml.

Préparation

Dissoudre le chlorure d'ammonium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note : La solution est stable pendant 1 mois. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

2.2. Solution fille de 10 ppm N

Diluer 10 ml de la solution mère à 100 ppm N dans 100 ml d'eau distillée.

Note : Préparer la solution fille à 10 ppm Si chaque semaine et les standards chaque jour.

(*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en µmoles/l de NH₄⁺.

Annexe1

Dosage des nitrites + nitrates (SKALAR, 1998)

1. Réactifs

1.1. Solution tampon

Produits chimiques exigés :

Chlorure d'ammonium NH_4Cl	50 g.
Solution d'ammonium NH_4OH (25 %).....	± 1 ml.
Hydroxyde de sodium NaOH	5 g.
Eau distillée H_2O	1000 ml.
Bridj 35 (30 %).....	3 ml.

Préparation

Dissoudre le chlorure d'ammonium dans 800 ml d'eau distillée. Ajuster le pH à 8,2 avec la solution d'ammonium. Ajouter l'hydroxyde de sodium et dissoudre. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée, ajouter le Bridj 35 et mélanger.

Note :

La solution est stable pendant 1 semaine. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

1.2. Réactif colorant

Produits chimiques exigés :

Acide o-phosphorique H_3PO_4 (85 %).....	50 ml.
Sulfanilamide $\text{C}_6\text{H}_8\text{N}_2\text{O}_2\text{S}$	10 g.
α - Naphthyléthylène diamine dihydrochloride $\text{C}_{12}\text{H}_{16}\text{Cl}_2\text{N}_2$	0,5g.
Eau distillée H_2O	850 ml.

Préparation

Diluer l'acide o-phosphorique dans ± 750 ml d'eau distillée. Ajouter le sulfanilamide et le α - Naphthyléthylène diamine dihydrochloride et dissoudre. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note : La solution est stable pendant 2 semaines. Conserver dans une bouteille à couleur sombre.

1.3. Liquide de rinçage

Eau fraîchement distillée H_2O (régénérée chaque semaine).

2. Préparation des solutions étalons

2.1. Solution mère de 100 ppm N (*)

Produits chimiques exigés :

Nitrate de sodium NaNO_3	0,6068 g.
Eau distillée H_2O	1000 ml.

Préparation

Dissoudre le nitrate de sodium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note :

La solution est stable pendant 4 semaines. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

Annexe1

2.2. Solution fille de 10 ppm N

Diluer 10 ml de la solution mère à 100 ppm N dans 100 ml d'eau distillée.

Note : Préparer la solution fille à 10 ppm chaque semaine et les standards chaque jour.

(*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en $\mu\text{moles/l}$ de N-NO_3^- ou de N-NO_2^- puis en $\mu\text{moles/l}$ de NO_3^- ou de NO_2^- .

3. Préparation de la colonne réductrice

3.1. Solution d'acide chlorhydrique (4N)

Produits chimiques exigés :

Acide chlorhydrique HCl (32 %)	400 ml.
Eau distillée H ₂ O.....	600 ml.

Préparation : Diluer l'acide chlorhydrique dans 600 ml d'eau distillée.

3.2. Cadmium

Produits chimiques exigés :

Granules de cadmium taille 0,3-1,0 mm (tamisé).....	2,5 g.
---	--------

Procédure de remplissage :

- 1- Les granules de cadmium sont mélangées avec ± 30 ml de la solution d'acide chlorhydrique (4N) ;
- 2- Agiter pendant 1 minute ;
- 3- Ajouter environ 50 ml de solution de sulfate de cuivre et agiter pendant 5 minutes ;
- 4- Laver la saleté entre les granules avec l'eau distillée ;
- 5- Sécher les granules de cadmium ;
- 6- Ajouter, à l'aide d'un entonnoir, les granules dans une colonne sèche, en secouant de temps en temps pour emballer la colonne des deux côtés ;
- 7- Remplir jusqu'à ± 5 mm du sommet ;
- 8- Placer un petit morceau de tube en polyéthylène, dans la colonne pour éviter que les granules ne sortent de la colonne ;
- 9- Remplir la colonne, à l'aide d'une seringue contenant la solution tampon (réactif 1-1 préparé précédemment) ;
- 10- Placer la colonne dans le système.

Notes : Éviter que l'air rentre dans la colonne.

Les granules de cadmium activés peuvent être stockés sec, dans une bouteille bien fermée.

Annexe1

Dosage des phosphates (SKALAR, 1998)

1. Réactifs

1.1. Solution de molybdate d'ammonium

Produits chimiques exigés :

Tartrate de potassium et d'antimoine $K(SbO)C_4H_4O_6 \cdot 5H_2O$	230 mg.
Acidesulfurique H_2SO_4 (97 %).....	69,4 ml.
Molybdated'ammonium $(NH_4)_6Mo_7O_{24} \cdot 4H_2O$	6g.
Eau distillée H_2O	1000 ml.
FFD6	2 ml.

Préparation

Dissoudre le tartrate de potassium et d'antimoine dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajouter soigneusement l'acide sulfurique en mélangeant constamment. Ajouter le molybdate d'ammonium et dissoudre. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger.

Notes :

Ne pas employer de cuillères en métal pour le molybdate d'ammonium. La sensibilité peut être augmentée de 50 % en employant 35 ml d'acide sulfurique concentré au lieu de 69,4 ml. Avec 35 ml l'interférence des silicates est 10 % pour 300 ppb Si et 10 % pour 10 ppb P.

Le pH final doit être inférieur à 1. La solution est stable pendant 5 jours. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

1.2. Solution d'acide ascorbique

Produits chimiques exigés :

Acide ascorbique $C_6H_8O_6$	6g.
Acétone C_3H_6O	60 ml.
Eau distillée H_2O	1000 ml.
FFD6.....	2 ml.

Préparation

Dissoudre l'acide ascorbique dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajouter l'acétone. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger.

Note : La solution est stable pendant 5 jours. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

1.3. Liquide de rinçage

Eau fraîchement distillée H_2O (régénérée chaque semaine).

2. Préparation des solutions étalons

2.1. Solution mère de 100 ppm P (*)

Produits chimiques exigés :

Dihydrogène o-phosphate de potassium KH_2PO_4	0,4394 g.
Eau distillée H_2O	1000 ml.

Préparation

Dissoudre le dihydrogène o-phosphate de potassium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Annexe1

Note :

La solution est stable pendant 4 semaines. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

2.2. Solution fille de 10 ppm P

Diluer 10 ml de la solution mère à 100 ppm P dans 100 ml d'eau distillée.

Note : Préparer la solution fille à 10 ppm P chaque semaine et les standards chaque jour.

(*) :Les concentrations des solutions étalons sont transformées en $\mu\text{moles/l}$ de PO_4^- .

Annexe1

Dosage du silicium dissout (SKALAR, 1998)

1. Réactifs

1.1. Solution d'acide sulfurique

Produits chimiques exigés :

Acide sulfurique H ₂ SO ₄ (97 %)	10 ml.
Eau distillée H ₂ O	1000 ml.
FFD6	2 ml.

Préparation

Diluer l'acide sulfurique dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger.

Note :

La solution est stable pendant 1 semaine. Conserver à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

1.2. Solution de molybdate d'ammonium

Produits chimiques exigés :

Molybdate d'ammonium (NH ₄) ₆ Mo ₇ O ₂₄ ·4H ₂ O	20g.
Eau distillée H ₂ O	1000 ml.
FFD6	2 ml.

Préparation

Dissoudre le molybdate d'ammonium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger.

Notes :

Conserver dans une bouteille de polyéthylène. La solution est stable pendant 1 jour. Ne pas utiliser de cuillères en métal pour le molybdate d'ammonium.

1.3. Solution d'acide oxalique

Produits chimiques exigés :

Acide oxalique C ₂ H ₂ O ₄ ·2H ₂ O	44g.
Eau distillée H ₂ O	1000 ml.

Préparation

Dissoudre l'acide oxalique dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée et mélanger.

Note :

Conserver dans une bouteille de polyéthylène. La solution est stable pendant 1 mois. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

1.4. Liquide de rinçage

Eau fraîchement distillée H₂O.

Note :

Changer l'eau quotidiennement. Conserver dans une bouteille en polyéthylène.

Annexe1

2. Préparation des solutions étalons

2.1. Solution mère de 100 ppm Si (*)

Produits chimiques exigés :

Métasilicate de sodium $\text{Na}_2\text{SiO}_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$1,0119 g.
Eau distillée H_2O1000 ml.

Préparation

Dissoudre le metasilicate de sodium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note : La solution est stable pendant 1 mois. Conserver dans une bouteille en polyéthylène.

2.2. Solution fille de 10 ppm Si

Diluer 10 ml de la solution mère à 100 ppm Si dans 100 ml d'eau distillée.

Notes : Préparer la solution fille à 10 ppm Si chaque semaine et les standards chaque jour.
Conserver dans une bouteille en polyéthylène.

(*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en $\mu\text{moles/l}$ de SiO_4^- .

Annexe 1

Gammes-étalons pour le dosage des sels nutritifs

Gamme-étalons de l'ammonium

Standards	Concentration (en μmol)	Hauteur des pics (unité digitale)
Stand. n° 1	0,5	104,8446
Stand. n° 2	1	206,6396
Stand. n° 3	1,5	308,4346
Stand. n° 4	2	410,2296
Stand. n° 5	2,5	512,0246
Stand. n° 6	5	1020,9996

Gamme-étalons des nitrites

Standards	Concentration (en μmol)	Hauteur des pics (unité digitale)
Stand. n° 1	0,2	13,3809
Stand. n° 2	0,4	26,7955
Stand. n° 3	0,6	40,2101
Stand. n° 4	0,8	53,6247
Stand. n° 5	1,2	80,4539
Stand. n° 6	1,4	93,8685

Gamme-étalons des nitrites + nitrates

Standards	Concentration (en μmol)	Hauteur des pics (unité digitale)
Stand. n° 1	0,2	6,1048
Stand. n° 2	0,4	12,1636
Stand. n° 3	0,6	18,2224
Stand. n° 4	0,8	24,2812
Stand. n° 5	1,2	36,3988
Stand. n° 6	2,4	72,7516

Gamme-étalons des orthophosphates

Standards	Concentration (en μmol)	Hauteur des pics (unité digitale)
Stand. n° 1	0,2	56,7049
Stand. n° 2	0,4	114,4029
Stand. n° 3	0,6	172,1009
Stand. n° 4	0,8	229,7989
Stand. n° 5	1,2	345,1949
Stand. n° 6	1,4	402,8929

Gamme-étalons du silicium dissout

Standards	Concentration (en μmol)	Hauteur des pics (unité digitale)
Stand. n° 1	0,5	51,195
Stand. n° 2	1	102,39
Stand. n° 3	1,5	153,585
Stand. n° 4	2	204,78
Stand. n° 5	2,5	255,975
Stand. n° 6	5	511,95

Annexe1

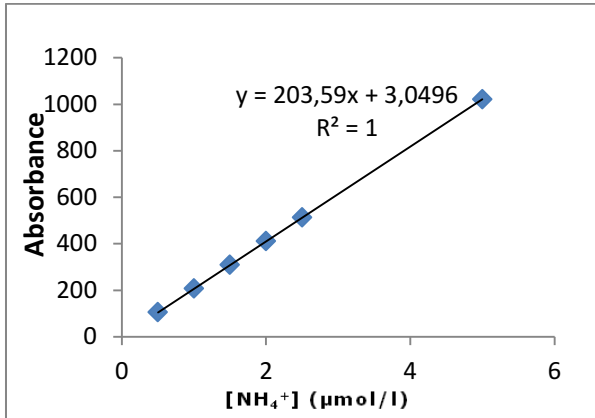


Figure 1: Droite d'étalonnage de l'ammonium

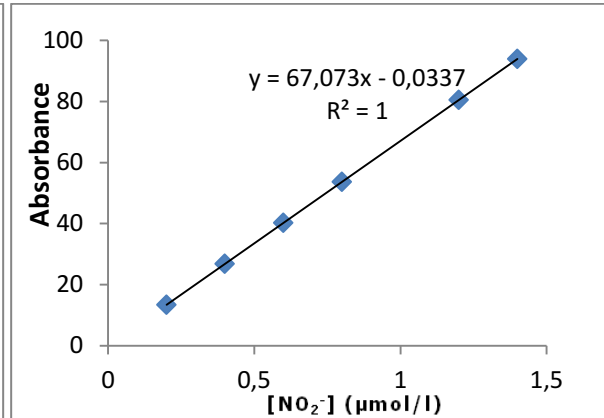


Figure 2: Droite d'étalonnage des nitrites

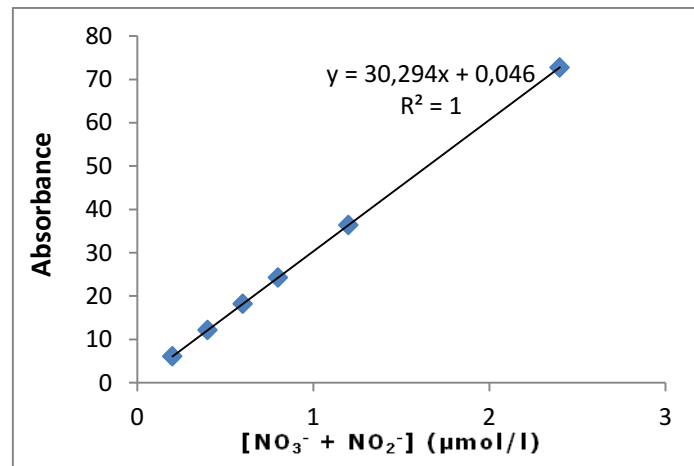


Figure 3: Droite d'étalonnage des nitrites + nitrates

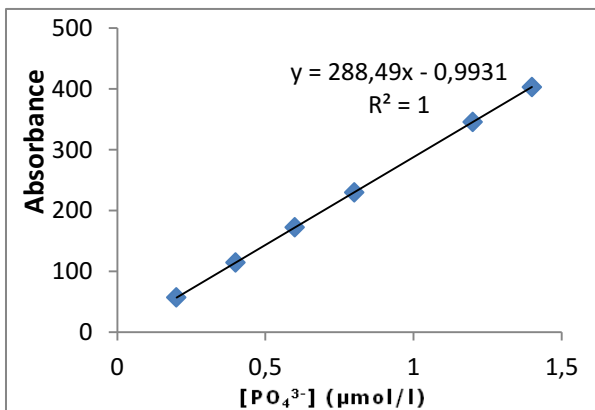


Figure 4: Droite d'étalonnage des orthophosphates

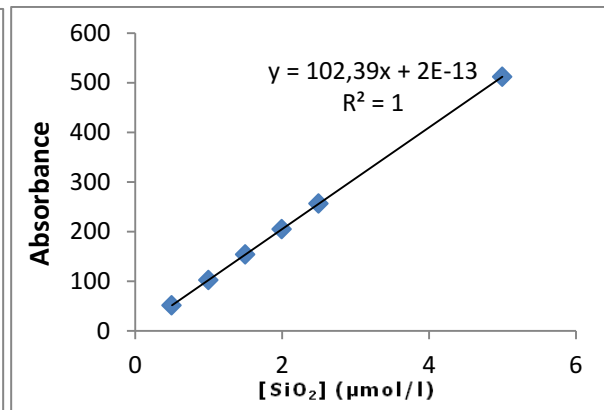


Figure 5: Droite d'étalonnage du silicium dissout

Annexe1



Figure 6: Photos de l'Auto-analyzer SAN plus System, SKALAR®, 1998.



Figure 7: Photo du spectrophotomètre de Fluorescence HITACHI, modèle 650 S, équipé d'une lampe « Xénon ».

Annexe1

Tableau 1 : Résultats des paramètres physicochimiques.

Date	Stations	Température (°C)	Salinité (‰)	Conductivité (ms/cm)
23/05/2011	S2	0m	19,8	48,5
		10m	18,1	49,7
		20m	17,4	49,8
25/05/2011	S5	0m	20,7	49,2
		10m	18,9	49,7
		20m	18	49,7
	S6	0m	20,7	49,5
		5m	19	49,7
		10m	18,6	49,9
		20m	18,1	49,9

Tableau 2 : Concentrations des sels nutritifs ($\mu\text{mol/l}$) au niveau des points de prélèvement.

Stations	NH ₄ ⁺ ($\mu\text{mol/l}$)	NO ₃ ⁻ ($\mu\text{mol/l}$)	NO ₂ ⁻ ($\mu\text{mol/l}$)	PO ₄ ⁻ ($\mu\text{mol/l}$)	SiO ₂ ($\mu\text{mol/l}$)
30.03/ S1 _0m	3,86	0,09	0,00	0,05	0,25
5m	5,25	0,11	0,02	0,07	0,51
10m	3,98	0,16	0,03	0,09	6,11
20m	7,83	0,32	0,25	2,13	4,91
08.05/ S1 _0m	8,82	0,30	0,21	0,10	2,21
5m	1,99	0,11	0,01	0,05	1,69
10m	1,81	0,08	0,01	0,06	0,37
15m	6,26	0,13	0,00	0,07	0,58
23.05/ S2 _0m	6,14	0,18	0,10	0,06	1,72
10m	6,58	0,17	0,02	0,08	2,64
20m	4,78	0,22	0,16	0,06	5,54
25.05/ S5 _0m	8,38	0,30	0,30	0,14	5,19
10m	6,74	0,08	0,05	0,08	5,14
20m	6,13	0,08	0,08	0,16	0,06
S6 _0m	4,58	0,14	0,05	0,16	5,28
5m	5,52	0,10	0,05	0,08	6,40
10m	4,01	0,04	0,03	0,05	2,66
20m	7,17	0,00	0,03	0,12	0,25

Annexe1

Tableau 3 : Concentration de la chlorophylle *a* et des phéopigments en $\mu\text{mol/l}$.

Stations		Chlorophylle <i>a</i> ($\mu\text{g/l}$)	Phéopigments ($\mu\text{g/l}$)
30.03/ S1	0m	0,07	0,02
	5m	0,52	0,14
	10m	0,89	0,32
	20m	0,14	0,05
08.05/ S1	5m	0,07	0,02
	15m	0,27	0,08
23.05/ S2	0m	0,05	0,00
	10m	0,14	0,07
	20m	0,11	0,04
25.05/ S5	0m	0,69	0,02
	10m	0,05	0,03
	20m	0,49	0,10
S6	0m	0,14	0,01
	5m	0,03	0,01
	10m	0,05	0,00
	20m	0,08	0,01

Annexe2

Tableau 1 : Classes de tailles des espèces observées, exprimées en longueur de la lorica et son diamètre oral avec le rapport L / DO.

Espèces	Longueur L (µm)	Diamètre oral DO (µm)	Rapport L / DO
<i>Acanthostomella conicoides</i>	40-80	15-35	1.33-3.67
<i>Amphorella quadrilineata minor</i>	100	40	2.5
<i>Ascambelliella urceolata</i>	40	30	1.3
<i>Climacocylis scalaroides</i>	-	-	-
<i>Codonella aspera</i>	95-100	50-55	1.73-1.9
<i>Codonella galea</i>	35-90	25-55	1.4-1.64
<i>Codonellopsis lusitanica</i>	65-125	25-40	2.6-3.13
<i>Codonellopsis ovata</i>	75	30	2.5
<i>Codonellopsis shabi</i>	80	60	1.33
<i>Codonellopsis sp</i>	30-45	10-15	3-4.5
<i>Coxliella ampla</i>	35	25	1.4
<i>Coxliella sp</i>	140	75	1.87
<i>Cymatocylis antarctica</i>	30-40	25-35	1.14-1.4
<i>Dadyiella acutiformis</i>	95	30	3.17
<i>Dictyocysta elegans</i>	50	20	2.5
<i>Dictyocysta lepida</i>	75	45	1.67
<i>Dictyocysta sp</i>	45	20	2.25
<i>Eutintinus apertus</i>	60-85	25-35	2.14-3
<i>Eutintinus elongatus</i>	500-790	60-130	5.6-8.33
<i>Eutintinus fraknoi</i>	260-460	50-65	7.67-5.2
<i>Eutintinus latus</i>	360	60	5.54
<i>Eutintinus lusus undae</i>	120-405	30-65	2.25-6.44
<i>Eutintinus macilentus</i>	85-400	20-65	3.5-6.15
<i>Eutintinus pinguis</i>	120-125	25-35	3.54-4.8
<i>Eutintinus tenue</i>	225-420	40-60	5.63-7
<i>Eutintinus tubulosus</i>	55-170	15-45	3.17-7.25
<i>Eutintinu turgesens</i>	100	25	4
<i>Eutintinus sp</i>	100-125	20-25	4-6.25
<i>Favella attingata</i>	205	115	1.78
<i>Favella ehrenbergii</i>	245-270	80-85	2.88-3.38
<i>Favella panamensis</i>	210-250	90-105	2-2.78
<i>Favella serrata</i>	220-290	65-95	2.44-3.92
<i>Favella sp</i>	60	25	2.4
<i>Favella sp1</i>	105	35	3
<i>Favella ?</i>	465	175	2,66
<i>Helicostomella edentata</i>	90	20	4.5
<i>Helicostomella fusiformis</i>	85-100	15-20	4.24-6
<i>Helicostomella longa</i>	80	25	3.2
<i>Helicostomella subulata</i>	70-125	20-25	3.2-6.25
<i>Helicostomella sp</i>			
<i>Helicostomella sp1</i>	75	20	3.7

Annexe2

<i>Leprotintinnus nordqvisti</i>	100-220	65-75	1.54-2.93
<i>Metacylis mereschkowskii</i>	25-30	25-30	1.2-1.83
<i>Parundella aculeata</i>	90-95	20	4.5-4.75
<i>Parundella major</i>	90	20	4.5
<i>Proplectella fastigata</i>	80	40	2
<i>Proplectella parva</i>	55-70	25-30	2.17-2.6
<i>Proplectella subcaudata</i>	65	25	2.6
<i>Proplectella sp</i>	50	25	2
<i>Protorhabdonella curta</i>	45-95	20-55	1.14-2.25
<i>Protorhabdonella simplex</i>	45	25-30	1.5-1.8
<i>Rhabdonella conica</i>	260-515	30-70	4-11.17
<i>Rhabdonella spiralis</i>	500	70	7.14
<i>Salpingella decurtata</i>	115-130	15-20	5.57-8.67
<i>Salpingella glockentogeri</i>	300-320	35	8.57-9.14
<i>Steenstrupiella steenstrupii</i>	100-190	25-40	3.14-5.43
<i>Stenosemella avellana</i>	15-20	5-15	1.33-3
<i>Stenosemella nivalis</i>	25-100	10-35	1.43-4
<i>Stenosemella nucula</i>	25-40	10-20	2-2.5
<i>Stenosemella oliva</i>	75-80	30	2.5
<i>Stenosemella steini</i>	30-70	15-40	1.5-2.67
<i>Stenosemella ventricosa</i>	35-110	20-55	1.64-4
<i>Tintinnopsis angustior</i>	105-110	45	2.33-2.44
<i>Tintinnopsis beroidea</i>	30-105	15-40	1.4-3.75
<i>Tintinnopsis campanula</i>	100-165	55-90	1.59-2.73
<i>Tintinnopsis gracilis</i>	45	15	3
<i>Tintinnopsis levigata</i>	45-80	20-25	2.25-3.75
<i>Tintinnopsis lobiancoi</i>	115-150	35-40	3.29-3.75
<i>Tintinnopsis morbihanensis</i>	40-65	20-40	1.63-2.25
<i>Tintinnopsis nana</i>	55	20-25	2.2-3.5
<i>Tintinnopsis ovalis</i>	60	20	3
<i>Tintinnopsis plagiostoma</i>	40	40	1
<i>Tintinnopsis radix</i>	115-125	20	6.25-10
<i>Tintinnopsis rotundata</i>	35-95	20-35	1.4-2.75
<i>Tintinnopsis angusta</i>	-	-	-
<i>Tintinnopsis sp (Aboud - Abi Saab)</i>	75-80	45	1.67-1.78
<i>Tintinnopsis sp1</i>	115	50	2.3
<i>Tintinnopsis sp2</i>	80-90	40-45	2
<i>Undella ?</i>	30-50	5-10	3-10
<i>Undella hyalina</i>	190	90	2.11
<i>Xystonella lohmanni</i>	465-525	80-85	6-6.56
<i>Tintinnide sp</i>	25-50	15-40	0.71-2
<i>Tintinnide spp</i>	25-40	20-25	1.25-2
<i>non identifiée</i>	40	30	1.33
<i>non identifiée 1</i>	40	20	2
<i>non identifiée 2</i>	35	20-25	1.4

Annexe2

Tableau 2 : Densités totales des tintinnides, nombre d'espèces, indices de Shannon et les équitabilités obtenues pour chaque station.

Stations	D tot (Cell.l ⁻¹)	Nbre d'espèces	H' (bit.ind ⁻¹)	E
30.03/ S1_0m	5,33	12,00	2,90	0,81
S1_5m	3,33	7,00	2,00	0,71
S1_10m	4,44	8,00	2,57	0,86
S1_20m	2,02	6,00	2,58	1,00
08.05/ S1_0m	6,32	17,00	3,14	0,77
S1_5m	17,26	11,00	2,37	0,69
S1_10m	18,42	17,00	2,09	0,51
S1_15m	6,62	8,00	2,25	0,75
23.05/ S2_0m	51,15	10,00	2,53	0,76
S2_10m	41,31	6,00	1,94	0,75
S2_20m	43,52	9,00	2,60	0,82
25.05/ S5_0m	234,27	16,00	2,08	0,52
S5_10m	24,54	10,00	2,25	0,68
S5_20m	49,56	15,00	3,48	0,89
S6_0m	172,95	16,00	2,06	0,51
S6_5m	28,42	7,00	2,05	0,73
S6_10m	20,46	9,00	2,13	0,67
S6_20m	32,97	11,00	2,47	0,71

Tableau 3 : Biovolumes et biomasses des tintinnides estimés pour l'ensemble des points de prélèvement.

Stations	Biovolumes (10 ⁵ . µm ³)	Biomasses (µg C/l)
30.03/ S1_0m	10,1	64,76
S1_5m	4,98	30,85
S1_10m	33,5	185,39
S1_20m	3,41	20,76
08.05/ S1_0m	15,1	96,72
S1_5m	30,3	176,69
S1_10m	33,1	199,11
S1_15m	11,3	67,61
23.05/ S2_0m	40,3	226,69
S2_10m	13,3	78,72
S2_20m	7,23	49,86
25.05/ S5_0m	20,6	138,21
S5_10m	7,88	51,10
S5_20m	8,26	56,21
S6_0m	27,9	173,06
S6_5m	13,1	81,22
S6_10m	16,9	99,19
S6_20m	10	66,94

Annexe2

Tableau 4 : Contributions relatives des espèces observées et leurs densités cellulaires correspondantes pour chaque niveau d'échantillonnage.

Échantillons	Espèces	Effectif	Contribution en %	Densité cellulaire (Cell/l)
30/03/2011 S1 0m	<i>Dictyocysta elegans</i>	1	4,17%	0,22
	<i>E.tubulosus</i>	1	4,17%	0,22
	<i>S.ventricosa</i>	8	33,33%	1,78
	<i>S.nucula</i>	1	4,17%	0,22
	<i>T.beroidea</i>	5	20,83%	1,11
	<i>T.nana</i>	1	4,17%	0,22
	<i>T.radix</i>	1	4,17%	0,22
	<i>Undella?</i>	3	12,50%	0,67
	<i>P.curta</i>	1	4,17%	0,22
	<i>Acanthostomella conicoides</i>	1	4,17%	0,22
	<i>Favella Sp1</i>	1	4,17%	0,22
30/03/2011 S1 5m	<i>Acanthostomella conicoides</i>	1	6,67%	0,22
	<i>Codonellopsis lusitanica</i>	1	6,67%	0,22
	<i>E.fraknoi</i>	1	6,67%	0,22
	<i>Protorhabdonella curta</i>	1	6,67%	0,22
	<i>S.ventricosa</i>	9	60,00%	2,00
	<i>Stenosemella oliva</i>	1	6,67%	0,22
	<i>Tintinnopsis beroidea</i>	1	6,67%	0,22
30/03/2011 S1 10m	<i>Codonella aspera</i>	1	5,00%	0,22
	<i>Codonellopsis sp</i>	4	20,00%	0,89
	<i>E.fraknoi</i>	1	5,00%	0,22
	<i>E.elongatus</i>	1	5,00%	0,22
	<i>Protorhabdonella curta</i>	6	30,00%	1,33
	<i>S.ventricosa</i>	5	25,00%	1,11
	<i>Tintinnopsis ovalis</i>	1	5,00%	0,22
<i>Xystonella lohmanni</i>	1	5,00%	0,22	
30/03/2011 S1 20m	<i>Codonellopsis lusitanica</i>	1	16,67%	0,34
	<i>Codonellopsis sp</i>	1	16,67%	0,34
	<i>E.tubulosus</i>	1	16,67%	0,34
	<i>S.ventricosa</i>	1	16,67%	0,34
	<i>Tintinnopsis nana</i>	1	16,67%	0,34
<i>xystonella lohmanni</i>	1	16,67%	0,34	
08/05/2011 S1 0m	<i>S.steenstrupii</i>	20	33,33%	2,11
	<i>E.tubulosus</i>	2	3,33%	0,21
	<i>E.tenue</i>	2	3,33%	0,21
	<i>E.apertus</i>	1	1,67%	0,11
	<i>E.macilentus</i>	1	1,67%	0,11
	<i>E.pinguis</i>	1	1,67%	0,11
	<i>Eutintinus sp</i>	3	5,00%	0,32
	<i>Undella</i>	2	3,33%	0,21

Annexe2

	<i>P.curta</i>	12	20,00%	1,26
	<i>S.ventricosa</i>	1	1,67%	0,11
	<i>Salpingella glockentogeri</i>	2	3,33%	0,21
	<i>R.conica</i>	1	1,67%	0,11
	<i>Cymatocylis antarctica</i>	1	1,67%	0,11
	<i>Amphorella quadrilineata minor</i>	1	1,67%	0,11
	<i>T.campanula</i>	1	1,67%	0,11
	<i>Proplectella sp</i>	1	1,67%	0,11
	<i>T.beroidea</i>	8	13,33%	0,84
08/05/2011	<i>E.tubulosus</i>	17	21,25%	3,67
S1 5m	<i>E.elongatus</i>	1	1,25%	0,22
	<i>E.apertus</i>	1	1,25%	0,22
	<i>P.curta</i>	18	22,50%	3,88
	<i>Rhabdonella conica</i>	3	3,75%	0,65
	<i>S.steenstrupii</i>	32	40,00%	6,91
	<i>S.ventricosa</i>	3	3,75%	0,65
	<i>S.steini</i>	1	1,25%	0,22
	<i>S.oliva</i>	1	1,25%	0,22
	<i>S.avellana</i>	2	2,50%	0,43
	<i>Undella?</i>	1	1,25%	0,22
08/05/2011	<i>S.steenstrupii</i>	45	25,71%	4,74
S1 10m	<i>Undella</i>	93	53,14%	9,79
	<i>E.tubulosus</i>	16	9,14%	1,68
	<i>E.apertus</i>	1	0,57%	0,11
	<i>Codonella galea</i>	1	0,57%	0,11
	<i>P.simplex</i>	1	0,57%	0,11
	<i>P.curta</i>	6	3,43%	0,63
	<i>Rhabdonella conica</i>	1	0,57%	0,11
	<i>Rhabdonella spiralis</i>	1	0,57%	0,11
	<i>S.nivalis</i>	1	0,57%	0,11
	<i>S.nucula</i>	1	0,57%	0,11
	<i>S.ventricosa</i>	1	0,57%	0,11
	<i>T.beroidea</i>	1	0,57%	0,11
	<i>Climacocylis scalaroides</i>	1	0,57%	0,11
	<i>Ascambelliella urceolata</i>	1	0,57%	0,11
	<i>T.radix</i>	2	1,14%	0,21
	<i>Leprotintinnus nordqvisti</i>	2	1,14%	0,21
08/05/2011	<i>Codonella galea</i>	1	2,70%	0,18
S1 15m	<i>Cymatocylis antarctica</i>	1	2,70%	0,18
	<i>E.apertus</i>	1	2,70%	0,18
	<i>E.tubulosus</i>	4	10,81%	0,72
	<i>P.curta</i>	19	51,35%	3,40
	<i>Rhabdonella conica</i>	4	10,81%	0,72
	<i>S.avellana ?</i>	3	8,11%	0,54
	<i>S.steenstrupii</i>	4	10,81%	0,72

Annexe2

23/05/2011 S2 0m	<i>E.tubulosus</i>	21	48,84%	24,98
	<i>Acanthostomella conicoides</i>	1	2,33%	1,19
	<i>P.curta</i>	3	6,98%	3,57
	<i>S.steenstrupii</i>	4	9,30%	4,76
	<i>Favella ?</i>	2	4,65%	2,38
	<i>Undella ?</i>	1	2,33%	1,19
	<i>T.angustior</i>	2	4,65%	2,38
	<i>Tintinnopsis sp2</i>	2	4,65%	2,38
	<i>T.beroidea</i>	2	4,65%	2,38
	<i>Metacylis sp</i>	5	11,63%	5,95
23/05/2011 S2 10m	<i>S.steenstrupii</i>	21	44,68%	18,46
	<i>E.tubulosus</i>	14	29,79%	12,31
	<i>P.curta</i>	7	14,89%	6,15
	<i>E.apertus</i>	3	6,38%	2,64
	<i>P.parva</i>	1	2,13%	0,88
	<i>Acanthostomella conicoides</i>	1	2,13%	0,88
23/05/2011 S2 20m	<i>E.tubulosus</i>	13	33,33%	14,51
	<i>P.curta</i>	9	23,08%	10,04
	<i>T.beroidea</i>	3	7,69%	3,35
	<i>E.apertus</i>	5	12,82%	5,58
	<i>S.ventricosa</i>	1	2,56%	1,12
	<i>P.parva</i>	1	2,56%	1,12
	<i>H.subulata</i>	1	2,56%	1,12
	<i>Tintinnide spp</i>	1	2,56%	1,12
25/05/2011 S5 0m	<i>H.subulata</i>	52	24,30%	56,93
	<i>Helicostomella sp1</i>	1	0,47%	1,09
	<i>T.beroidea</i>	118	55,14%	129,18
	<i>S.steenstrupii</i>	11	5,14%	12,04
	<i>E.fraknoi</i>	1	0,47%	1,09
	<i>E.tubulosus</i>	4	1,87%	4,38
	<i>E.turgesens</i>	1	0,47%	1,09
	<i>T.campanula</i>	1	0,47%	1,09
	<i>T.levigata</i>	1	0,47%	1,09
	<i>T.rotundata</i>	9	4,21%	9,85
	<i>Tintinnide sp</i>	8	3,74%	8,76
	<i>R.conica</i>	1	0,47%	1,09
	<i>non identifiée</i>	1	0,47%	1,09
	<i>non identifiée 1</i>	1	0,47%	1,09
	<i>non identifiée 2</i>	2	0,93%	2,19
<i>Tintinnide spp</i>	2	0,93%	2,19	
25/05/2011 S5 10m	<i>S.steenstrupii</i>	17	45,95%	11,27
	<i>H.subulata</i>	11	29,73%	7,29
	<i>T.campanula</i>	1	2,70%	0,66
	<i>T.beroidea</i>	1	2,70%	0,66
	<i>Tintinnide sp</i>	1	2,70%	0,66

Annexe2

	<i>Tintinnide spp</i>	1	2,70%	0,66
	<i>Undella ?</i>	2	5,41%	1,33
	<i>P.curta</i>	1	2,70%	0,66
	<i>E.tubulosus</i>	1	2,70%	0,66
	<i>R.conica</i>	1	2,70%	0,66
25/05/2011	<i>E.tubulosus</i>	2	4,55%	2,25
S5 20m	<i>T.angusta</i>	1	2,27%	1,13
	<i>H.subulata</i>	7	15,91%	7,88
	<i>S.steenstrupii</i>	7	15,91%	7,88
	<i>Favella</i>	1	2,27%	1,13
	<i>T.beroidea</i>	10	22,73%	11,26
	<i>P.curta</i>	1	2,27%	1,13
	<i>H.edentata</i>	1	2,27%	1,13
	<i>Acanthostomella conicoides</i>	3	6,82%	3,38
	<i>Salpingella decurtata</i>	2	4,55%	2,25
	<i>S.ventricosa</i>	2	4,55%	2,25
	<i>T.campanula</i>	2	4,55%	2,25
	<i>Proplectella parva</i>	2	4,55%	2,25
	<i>E.lusus undae</i>	1	2,27%	1,13
	<i>Dadyiella acutiformis</i>	1	2,27%	1,13
	<i>T.lobiancoi</i>	1	2,27%	1,13
25/05/2011	<i>H.fusififormis</i>	7	4,52%	7,81
S6 0m	<i>H.subulata</i>	6	3,87%	6,69
	<i>T.beroidea</i>	102	65,81%	113,81
	<i>S.ventricosa</i>	1	0,65%	1,12
	<i>T.levigata</i>	2	1,29%	2,23
	<i>T.campanula</i>	4	2,58%	4,46
	<i>S.steenstrupii</i>	16	10,32%	17,85
	<i>P.curta</i>	4	2,58%	4,46
	<i>Favella serrata</i>	1	0,65%	1,12
	<i>Tintinnide sp</i>	1	0,65%	1,12
	<i>Coxiella sp</i>	1	0,65%	1,12
	<i>T.morbihanensis</i>	3	1,94%	3,35
	<i>E.tubulosus</i>	1	0,65%	1,12
	<i>F.ehrenbergii</i>	2	1,29%	2,23
	<i>Tintinnopsis sp1</i>	1	0,65%	1,12
	<i>R.conica</i>	3	1,94%	3,35
25/05/2011	<i>S.steenstrupii</i>	23	51,11%	14,53
S6 5m	<i>P.curta</i>	4	8,89%	2,53
	<i>E.apertus</i>	3	6,67%	1,89
	<i>E.tubulosus</i>	3	6,67%	1,89
	<i>H.subulata</i>	10	22,22%	6,32
	<i>Tintinnide spp</i>	1	2,22%	0,63
	<i>E.pinguis</i>	1	2,22%	0,63
25/05/2011	<i>S.steenstrupii</i>	30	55,56%	11,37
S6 10m	<i>H.subulata</i>	1	1,85%	0,38

Annexe2

	<i>E.tubulosus</i>	2	3,70%	0,76
	<i>F.ehrenbergii</i>	1	1,85%	0,38
	<i>E.apertus</i>	2	3,70%	0,76
	<i>R.conica</i>	2	3,70%	0,76
	<i>E.lusus undae</i>	3	5,56%	1,14
	<i>T.beroidea</i>	3	5,56%	1,14
	<i>P.curta</i>	10	18,52%	3,79
25/05/2011	<i>T.beroidea</i>	21	36,21%	11,94
S6 20m	<i>P.curta</i>	4	6,90%	2,27
	<i>P.simplex</i>	2	3,45%	1,14
	<i>Tintinnide sp</i>	5	8,62%	2,84
	<i>H.subulata</i>	1	1,72%	0,57
	<i>H.longa</i>	1	1,72%	0,57
	<i>E.tubulosus</i>	2	3,45%	1,14
	<i>F.serrata</i>	1	1,72%	0,57
	<i>Acanthostomella conicoides</i>	1	1,72%	0,57
	<i>Climacocylis scalaroides</i>	1	1,72%	0,57
	<i>S.steenstrupii</i>	19	32,76%	10,80