

Université d'Angers
Laboratoire de Planétologie et
Géosciences
UMR CNRS 6112
Faculté des Sciences
2 Bd Lavoisier
49000 Angers



LES COMMUNAUTES DE FORAMINIFERES BENTHIQUES VIVANTS DE L'ARCHIPEL DE CHAUSEY

BILAN SPÉCIFIQUE ET INTERACTION AVEC
LA GÉOCHIMIE SÉDIMENTAIRE AU SEIN
D'UN HERBIER SUBTIDAL A ZOSTERA
MARINA

RAPPORT DE STAGE DE MASTER 1 BEE
Parcours MER ANTHROPISSATION DIAGNOSTIC
Effectué du 03/04/2023 au 02/06/2023

Présenté par MATHIS DESILES le 22/06/2023

Encadré par EMMANUELLE GESLIN

2022-2023

Université d'Angers

Faculté des Sciences

2 Boulevard Lavoisier

49000 Angers

Stage de type scientifique avec obtention
de données

Mathis DESILES

Année universitaire 2022-2023

Master 1

Biodiversité Écologie Évolution

Parcours Mer Anthropisation Diagnostic

**Laboratoire de Planétologie et
Géosciences**

UMR CNRS 6112

Maître de stage

Emmanuelle Geslin

**Les communautés de foraminifères benthiques vivants de l'archipel de Chausey :
bilan spécifique et interaction avec la géochimie sédimentaire au sein d'un herbier
subtidal à *Zostera marina***

Résumé : Situé au large des côtes normandes, l'archipel de Chausey est l'hôte d'un régime de marées mégatidal façonnant fortement son estran. Les herbiers de zostères font partie des nombreux habitats benthiques qui couvrent l'archipel. Ces écosystèmes côtiers sont importants. Ils servent d'abri, de nourricerie, de nourricière à de très nombreuses espèces. Malgré leur importance, ils sont aujourd'hui menacés. Ils hébergent de nombreux processus biogéochimiques complexes. Les foraminifères, micro-organismes qui peuplent activement ces milieux marins, sont sensibles à leurs conditions géochimiques spécifiques. Afin de pouvoir quantifier les processus géochimiques des herbiers subtidaux ainsi que caractériser les communautés de foraminifères y vivant, une carotte sédimentaire a été prélevée. Des méthodes reposant sur des analyses XRF, des microélectrodes, et des marqueurs vitaux basés sur la fluorescence ont été utilisées. Les analytes chimiques, dont la concentration en H₂S, sont répartis de manière très hétérogène le long de la colonne sédimentaire. Une très forte diversité spécifique de foraminifères a été constatée, avec cependant de très faibles densités d'individus. La surface est très peu peuplée, tandis que les couches plus en profondeur le sont par des individus épiphytes, évoluant normalement en surface. Il est probable que le réseau racinaire complexe des zostères couplé au fort hydrodynamisme de la région puissent être en partie la cause des résultats retrouvés lors de cette étude.

Mots-clés : Herbiers, géochimie, foraminifères, subtidal, Chausey

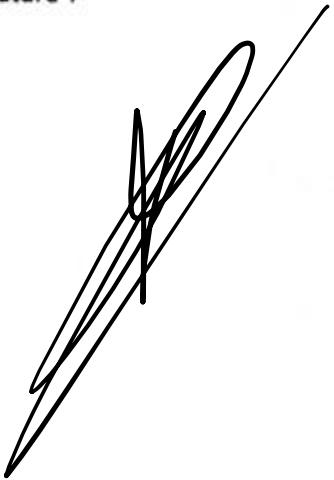
Abstract : Off the coast of Normandy, the Chausey archipelago is host to a megatidal regime which shapes strongly its foreshore. Eelgrass meadows are amongst the several benthic habitats of the archipelago. These coastal ecosystems are of importance for numerous species, serving as shelter, nursery or pantry. Despite their importance, these meadows are threatened. They also are host of a number of complex biogeochemical processes in the sediment. Foraminifers, micro-organisms that populate these meadows, are sensitive to their specific geochemical conditions. In order to quantify the geochemical processes of subtidal *Zostera marina* meadows, and characterize the communities of foraminifers living there, a sediment core was taken. Several methods were used on the core : XRF analysis, microelectrodes, vital markers based on fluorescence... H₂S concentrations, amongst other chemical analytes, are heterogeneously distributed in the sediment column. A great diversity in the species of foraminifers was found, but their densities were very low. The surface is the least populated level, with many epiphytic individuals deeper in the core. Such species live normally at the surface. It is possible that the main reason for such results to happen is due to the combination of the root network of the eelgrass meadows and the strong hydrodynamism of the region.

Key-words : Eelgrass meadows, geochemistry, foraminifers, subtidal, Chausey

ENGAGEMENT DE NON PLAGIAT

Je, soussigné (e) **MATHIS DESILES**,
déclare être pleinement conscient(e) que le plagiat de documents ou d'une partie d'un
document publiés sur toutes formes de support, y compris l'internet, constitue une violation
des droits d'auteur ainsi qu'une fraude caractérisée. En conséquence, je m'engage à citer
toutes les sources que j'ai utilisées pour écrire ce rapport ou mémoire.

Signature :

A handwritten signature in black ink, appearing to read "MATHIS DESILES". The signature is written in a cursive style with a large, sweeping "M" and "D".

REMERCIEMENTS

Ce stage m'a permis de prendre confiance en moi, et de m'ouvrir les yeux et l'esprit à l'idée de poursuivre mon parcours en thèse. Je ne suis pas encore certain, mais le chemin s'éclaire peu à peu.

Je souhaite tout d'abord remercier Florian, sans qui cette mission n'aurait pas vu le jour, et qui a récolté auprès d'autres collègues chercheurs, que je remercie aussi, les données qui ont été traitées au cours du stage. Nous n'avons malheureusement pas eu la chance de nous rencontrer mais j'ai l'espérance que cela se fasse un jour, et que nous puissions échanger.

Je souhaite aussi remercier Emmanuelle, qui m'a donné la chance de pouvoir faire ce stage, et qui a eu confiance en moi. Merci de m'avoir permis d'appréhender ce travail de la bonne manière, de m'avoir partagé tes connaissances, de m'avoir forcé à travailler sans relâche et de m'avoir autant aidé malgré le peu de temps que nous avons eu pour échanger durant ces deux mois.

Merci également à Edouard et Aurélia sans qui je n'aurais pas su comment analyser correctement les données géochimiques, et qui ont réussi à me réconcilier (un petit peu) avec la chimie.

Merci à Damien, sans qui les séances de piquage dans l'obscurité auraient fini par devenir bien ennuyeuses, et sans qui la taxonomie aurait été bien plus complexe.

Merci à Christine, Damien, Sophie S., et Éric de m'avoir appris les différentes méthodologies scientifiques, et assisté pour les différentes manipulations au labo.

Enfin, un grand merci à tous mes camarades stagiaires pour la bonne ambiance, les rires et les nombreux débats animés qui ont marqués ces deux mois. Merci pour leur soutien. Merci à Anaïs, Océane et Enzo pour les différents conseils pour le traitement des données.

SOMMAIRE

I – INTRODUCTION.....	1
II - MATÉRIEL ET MÉTHODE.....	2
III – RÉSULTATS.....	3
IV –DISCUSSION.....	4
V – CONCLUSION.....	5
BIBLIOGRAPHIE.....	6
ANNEXE.....	11
PLANCHES PHOTOS.....	20

LISTE DES FIGURES ET TABLEAUX

Figure 1 : Localisation de la station d'échantillonnage ANR NISYEBIO de juillet 2022

Figure 2 : *Nonionella stella* au filtre GFP à l'épifluorescence.

Figure 3 : a. Profil géochimique compilé de la carotte de sédiments ; b. Distribution verticale standardisée sur 50cm³ de sédiments des 3 catégories de foraminifères vivants de la fraction 150-315µm (Archipel de Chausey)

Annexe 1 : Évolution spatiale des lits d'herbiers de *Z. marina* sur l'archipel de Chausey de 1924 à 2002. (Godet & al., 2008)

Annexe 2 : Profils d'O₂ de la carotte

Annexe 3 : Profil d'H₂S de la carotte

Annexe 4 : Analyses XRF montrant la répartition des différents analytes chimiques présents dans la carotte sédimentaire

Annexe 5 : Graphique en rayons de soleil des densités standardisées sur 50cm³ de sédiments des espèces de foraminifères benthiques vivants de la fraction 150-315µm (Archipel de Chausey)

Annexe 6 : Distribution verticale standardisée sur 50cm³ de sédiments des foraminifères vivants de la fraction 150-315µm (archipel de Chausey)

Annexe 7 : Carte récapitulative des études menées sur les foraminifères vivants de la Manche.

Annexe 8 : Photo du profil de la carotte sédimentaire récoltée lors de la mission

Tableau 1 : Effectifs des foraminifères vivants de la fraction 150-315µm (Archipel de Chausey)

Tableau 2 : Effectifs standardisés sur 50 cm³ des foraminifères vivants de la fraction 150-315µm (Archipel de Chausey)

Planche MEB des foraminifères agglutinés

Planche MEB/épifluorescence des foraminifères hyalins épiphytes

Planche MEB/épifluorescence des foraminifères hyalins non-épiphytes

PRÉAMBULE

Le Laboratoire de Planétologie et Géosciences (LPG) est une Unité Mixte de Recherche sous tutelle du CNRS, des universités d'Angers, Nantes et Le Mans. La branche angevine, sous la direction d'Edouard Metzger m'a accueillie pour toute la durée de mon stage. Mon stage s'intègre parfaitement dans le thème de recherche du laboratoire, à savoir « Systèmes marins en transition ». Les missions menées par le laboratoire dans le cadre de ce thème visent à mieux comprendre les écosystèmes marins actuels, en se servant notamment des foraminifères et de la dynamique des différents flux de matière dans la colonne d'eau et les sédiments.

Tous thèmes de recherche confondus et toutes branches confondues, le LPG a sorti 1729 publications depuis 2000.

Le LPG est aujourd'hui considéré comme le pôle principal de la recherche sur les foraminifères, avec en son sein de nombreux chercheurs reconnus à l'échelle internationale dans ce domaine. Il est au cœur de nombreux projets nationaux et internationaux et déploie de nombreux moyens analytiques, expérimentaux et informatiques afin de répondre à tous les besoins des différentes activités du laboratoire.

Les données traitées dans ce rapport ont toutes été récoltées au cours de la mission NISYEBIO de juillet 2022 (projet ANR porté par Florian Cesbron, CNAM). Les données de géochimie ont été acquises par Florian Cesbron et ses associés, puis m'ont ensuite été transmises afin de pouvoir les interpréter et les intégrer à mon étude. Les échantillons de sédiments ont été récoltés par Edouard Metzger et Aurélia Mouret et ont été transférés au LPG, puis m'ont été confiés pour être étudiés sous la direction d'Emmanuelle Geslin.

Une sortie sur le terrain d'une journée, à la vasière de Brillantes, dans l'estuaire de la Loire, a été organisée pour me permettre de voir les différentes manipulations *in situ* qui ont pu être effectuées dans le cadre de la mission ANR NISYEBIO. Cette sortie m'a servi de rappel sur ces manipulations que j'avais déjà eu la chance d'effectuer plus tôt au cours de l'année universitaire, au sein du Master MAD.

I – INTRODUCTION

Chausey, archipel français situé au large des côtes normandes (Fig. 1), est un site qui possède de nombreuses caractéristiques géomorphologiques, hydrologiques, biologiques et sédimentaires particulières, qui en font un lieu intéressant pour la recherche et la conservation. L'archipel, qui s'étend sur 5068ha, est couvert par le domaine marin à près de 98% (Godet, 2008). L'amplitude des marées peut atteindre 14 mètres lors des plus forts coefficients, avec de puissants courants (jusqu'à 3 m/s) (Fournier & al., 2009). Ces fortes marées sont dues au régime mégatidal de cette région de la Manche (Cabioch, 1968 ; Godet & al., 2008). Ce régime mégatidal façonne l'estran. (Fortin, 1972 ; Jegou & Crézé, 1977 ; CNEXO, 1983 ; Godet, 2008).

L'archipel est caractérisé par de nombreux habitats benthiques (Cottonec & Fournier, 2005 ; Fournier & al., 2014). Cette grande diversité d'habitats est en partie due au fort hydrodynamisme décrit précédemment. Ces habitats sont des refuges pour toutes les espèces qui y vivent, s'y nourrissent et s'y reproduisent. De nombreuses mesures de protection ont été mises en place sur l'archipel afin de protéger ces habitats (Crézé & Jegou, 1979, Debout & Gallien, 2009) face aux activités humaines et à leur rapide augmentation depuis le XXe siècle (Barthélémy, 1973 ; Crézé & Jegou, 1979 ; Haultcoeur & al., 2022).

Parmi les nombreux habitats benthiques de l'archipel, les herbiers à phanérogames sont des écosystèmes côtiers clés pour la biodiversité. Ces herbiers sont particulièrement sensibles et menacés, notamment par les activités humaines, l'herbivorie et les maladies (Hemminga & Duarte, 2000 ; Duarte, 2002 ; Waycott & al., 2009).

Sur l'archipel, les herbiers sont composés de *Zostera marina*. Répartis sur 763ha en 1924, les herbiers ont presque disparu dans les années 30, atteignant une surface de 60,4ha en 1954. Actuellement, ils sont considérés en rémission, couvrant 343,2ha en 2002 (Annexe 1) (Godet & al., 2008).

Les rôles que jouent les herbiers sont primordiaux, qualifiés « d'ingénieurs de l'écosystème » (Wright & Jones, 2006). Les processus biogéochimiques sédimentaires sont fortement influencés par ces herbiers. Les plantes vont absorber au niveau racinaire les nutriments dont elles ont besoin : CO_2 , HCO_3^- , NO_3^- , NH_4^+ , PO_4^{3-} , qui sont disponibles grâce au recyclage de la matière organique dans le sédiment (Madsen & Sand-Jersen, 1991 ; Turpin, 1991 ; Beer & Rehnberg, 1997 ; Lee & Dunton, 1999 ; Invers & al., 2001 ; Lee & al., 2007). En parallèle, les herbiers vont impacter la répartition de l'oxygène dans la colonne sédimentaire. L'oxygène résultant de la photosynthèse est soit relargué dans la colonne d'eau, soit au niveau des rhizomes (Jensen & al., 2005). Ceci crée des « bulles » d'oxygène aux environs des racines, influençant localement les

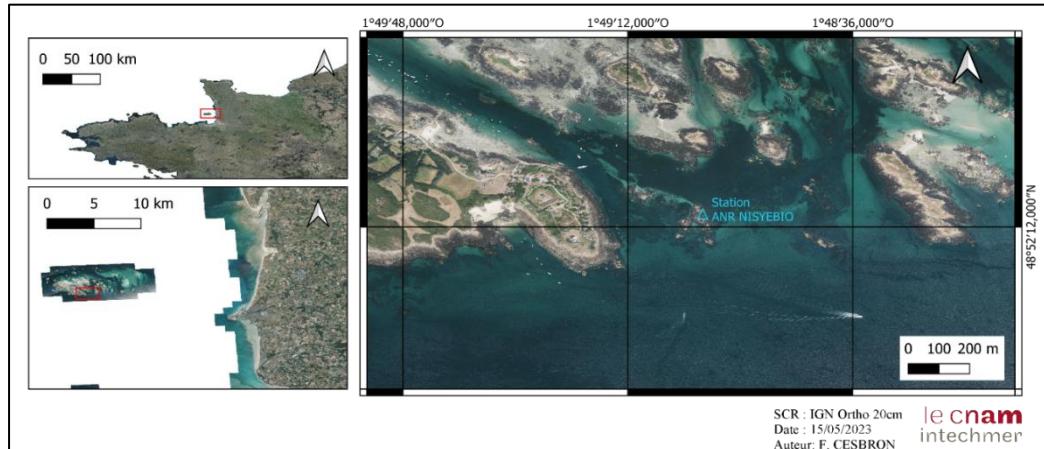


Figure 1 : Localisation de la station d'échantillonnage ANR NISYEBIO de juillet 2022

conditions, pouvant alors favoriser le développement des faunes spécifiques (Sundby & al., 2003 ; Jensen & al., 2007).

Une grande diversité d'espèces peuple les herbiers (poissons, crustacés, invertébrés...)(Matilla & al., 1999). Parmi ces espèces, un certain nombre d'espèces de foraminifères y sont retrouvées, notamment épiphytes. Ces épiphytes ont besoin de s'accrocher aux feuilles et aux tiges des zostères pour se développer (Blanc-Vernet, 1977 ; Blanc-Vernet, 1984 ; Ribes & al., 2005). Ces protistes unicellulaires sont particulièrement sensibles aux variabilités physico-chimiques de l'environnement, induites par les marées (température, salinité, substrat), les pollutions, la disponibilité des ressources. Ces paramètres influencent leur distribution (Debenay & al., 2000 ; Murray, 2006). Grâce à leur fort potentiel en tant que bioindicateurs, ils sont de nos jours de plus en plus utilisés pour développer des indices biotiques afin d'évaluer la qualité des milieux côtiers (e.g. Watkins, 1961 ; Schafer, 1982 ; Alve, 1995 ; Barras & al., 2014)

Mon stage s'insère dans un projet ANR NISYEBIO (New Imaging SYstem for Environmental BIOgeochemistry) qui a pour but de mettre au point de nouveaux systèmes d'imagerie multiparamétriques pour mesurer et quantifier les différents éléments chimiques dans les herbiers de zostères, afin de mieux comprendre les dynamiques biogéochimiques qui s'y tiennent. Dans ce cadre, une mission a été organisée en juillet 2022. À notre connaissance, aucune étude n'a été publiée sur les communautés de foraminifères benthiques vivants dans l'archipel. Mon stage consiste donc à dresser un bilan de ces communautés, et de voir les interactions entre ces communautés et la biogéochimie sédimentaire.

II – MATÉRIEL ET MÉTHODE

II.1. – Site d'échantillonnage

Dans le cadre de la mission ANR NISYEBIO du 10-12 juillet 2022, afin d'étudier les foraminifères benthiques vivants et analyser la géochimie sédimentaire, une carotte a été prélevée

par des plongeurs au moyen d'un tube transparent UWITEC de diamètre 8.6cm au sud de l'archipel de Chausey, en zone subtidale, à 2,5m de profondeur (48°52'13.9"N 1°48'13.9"W (48.87053333, -1.80386667)) (Fig. 1). Le site choisi est situé au sein d'un herbier à *Zostera marina*.

Je n'ai personnellement pas participé à cette partie de la mission. J'ai été chargé du traitement des échantillons et de l'analyse des données géochimiques.

II.2. – Biogéochimie sédimentaire

Toutes les données biogéochimiques ont été acquises avant le début du stage.

Plusieurs outils ont été utilisés sur la carotte prélevée afin de mesurer et quantifier les flux biogéochimiques.

Les flux d' O_2 et de H_2S ont été mesurés à l'aide d'un Field MicroProfiling System Unisense et de microélectrodes Unisense de diamètre 100 μ m OX-100 et SULF-100 (Revsbech, 1989 ; Luther III & al, 2008). Pour l' O_2 le pas de mesure était de 1 mesure tous les 100 μ m. Pour le H_2S , le pas de mesure était de 1 mesure tous les 100 μ m jusqu'à 0,85 cm de profondeur, puis de 1 mesure tous les 250 μ m. Les données mesurées par les microélectrodes ont ensuite été utilisées pour faire des profils de distribution verticaux (Revsbech & al., 1980). Sur tous les profils faits, 4 d' O_2 et 1 de H_2S ont été jugés exploitables.

La répartition bidimensionnelle de Fe, Mn, Ti, Si, Rb, Sr et Ca dans la carotte a été mesurée à l'aide d'analyses XRF sur les sédiments découpés en cube de 1cm de côté jusqu'à une profondeur de 10 cm.

D'autres méthodes ont été utilisées mais n'ont pas été retenues dans le cadre de ce stage (cloches benthiques, AML Plus X, analyses métagénomiques...).

II.3. Prélèvement et analyse des foraminifères

Après avoir effectué les profils d' O_2 et de H_2S , la carotte a été découpée dans le but d'étudier la distribution verticale des foraminifères vivants. L'épaisseur des tranches est de 0.5cm les deux premiers centimètres, puis de 1cm jusqu'à 8cm. Les coupes ont ensuite été traitées au CTG (CellTracker™ Green), un marqueur vital



fluorescent reposant sur l'activité enzymatique des cellules vivantes. Les molécules de CTG sont modifiées par les aldéhydes de la cellule, produisant un métabolite fluorescent (Bernhard & Bowser, 1996) (Fig. 2).

Les tranches de sédiments sont ensuite lavées sur des tamis empilés de 315µm, 150µm, 125µm et 63µm. Les tamis sont préalablement lavés au Bleu de Méthylène pour marquer les potentielles contaminations. Les refus de tamis sont récupérés et conservés dans de l'éthanol à 96° pour empêcher toute activité bactérienne (Schönfeld & al., 2012). Au vu de la courte durée du stage et du caractère chronophage de l'analyse des faunes de foraminifères, il a été décidé d'étudier la fraction 150-315µm, qui comprend l'essentiel des spécimens adultes.

La quantité de sédiments étant très élevée après lavage, et les foraminifères

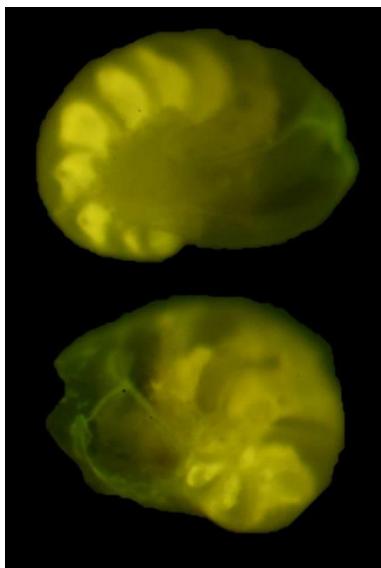


Figure 2 : *Nonionella stella* au filtre GFP à l'épifluorescence. Noter que c'est la cellule à l'intérieur des loges qui est fluorescente et non le test

benthiques ayant la même taille que des grains de sable, une séparation par densité au Polytungstate de sodium (SPT) a été faite suivant le protocole de Parent & al. (2018) pour concentrer les foraminifères et faciliter le travail de piquage. Des tests ont été faits sur des échantillons non-piqués pour vérifier une possible interaction du CTG avec le SPT. Aucune incidence n'a été relevée. A une densité de 2,3, cette solution

lourde fait flotter les particules organiques et calcaires (float) et couler le reste (sink), sans pour autant affecter les interprétations écologiques des assemblages présents (Parent & al, 2018). Le float est conservé dans l'éthanol et analysé.

Au moyen d'une loupe binoculaire à épifluorescence Olympus SZX12 équipée de filtres GFP (λ d'excitation entre 450 et 500nm ; λ d'émission entre 500 et 540nm), les foraminifères vivants fluorescents ont été piqués avec un pinceau 10/0 sur des plaquettes en plastique noir (Fig. 2). Les échantillons allant jusqu'à 5cm de profondeur ont été analysés. Ceux entre 5 et 8cm n'ont pas pu l'être par manque de disponibilité du matériel.

L'identification taxonomique a été réalisée au moyen d'une loupe binoculaire Leica MZ9.5, en se basant sur différents ouvrages taxonomiques (Rosset-Moulinier, 1976 ; Murray, 1979 ; Jones, 1994 ; Jorissen & al, 2022), et du site WoRMS. Les effectifs de chaque espèce ont été ensuite standardisés sur 50cm³ de sédiment. Les espèces ont été réparties dans 3 catégories : test agglutiné, test hyalin épiphyte (caractérisé par un test hyalin planoconvexe) et test hyalin non-épiphyte. Les espèces représentant au moins 5% de l'assemblage total sont considérées comme dominantes (Fatela & Taborda, 2002).

Un à plusieurs spécimens de chaque espèce observée dans l'ensemble des échantillons analysés ont été photographiés au MEB (Hitachi TM4000Pus). Certains spécimens fluorescents ont été photographiés avec une binoculaire Olympus SZX16 au filtre GFP, un Nikon D750 et l'application LiveView, et les planches photos disponibles en annexe ont été réalisées sur le logiciel Paint3D.

Toutes les données ont été traitées sur le logiciel Microsoft Excel.

III – RÉSULTATS

III.1. – Biogéochimie sédimentaire

Les profils d'oxygène dans la colonne sédimentaire montrent que l'O₂ est disponible de l'interface eau-sédiment (IES) à 0,29cm de profondeur, avec des concentrations à l'IES entre 170 et

215 $\mu\text{mol/L}$ (Fig. 3a, Annexe 2). Le profil d' H_2S montre une apparition des sulfures à partir de 0,35 cm de profondeur. Les concentrations d' H_2S augmentent à partir de 0,85 cm (0,1228 $\mu\text{mol/L}$), variant entre 0,005 à 0,75 cm et 57,65 $\mu\text{mol/L}$ à 5,9 cm. Leur répartition est très hétérogène tout au long de la carotte (Fig. 3a, Annexe 3)

III.2. - Foraminifères

Un total de 346 individus vivants répartis en 63 espèces a été trouvé sur les 5 premiers cm (surface de la carotte : ~58 cm², soit un volume total analysé de 290 cm³), avec 167 spécimens agglutinés, 94 hyalins épiphytes et 85 hyalins non-épiphytes. 8 genres ont été identifiés chez les agglutinés, 9 genres chez les épiphytes et 17 genres chez les non-épiphytes. 13 individus n'ont pas été identifiés (Tableau 1 annexe).

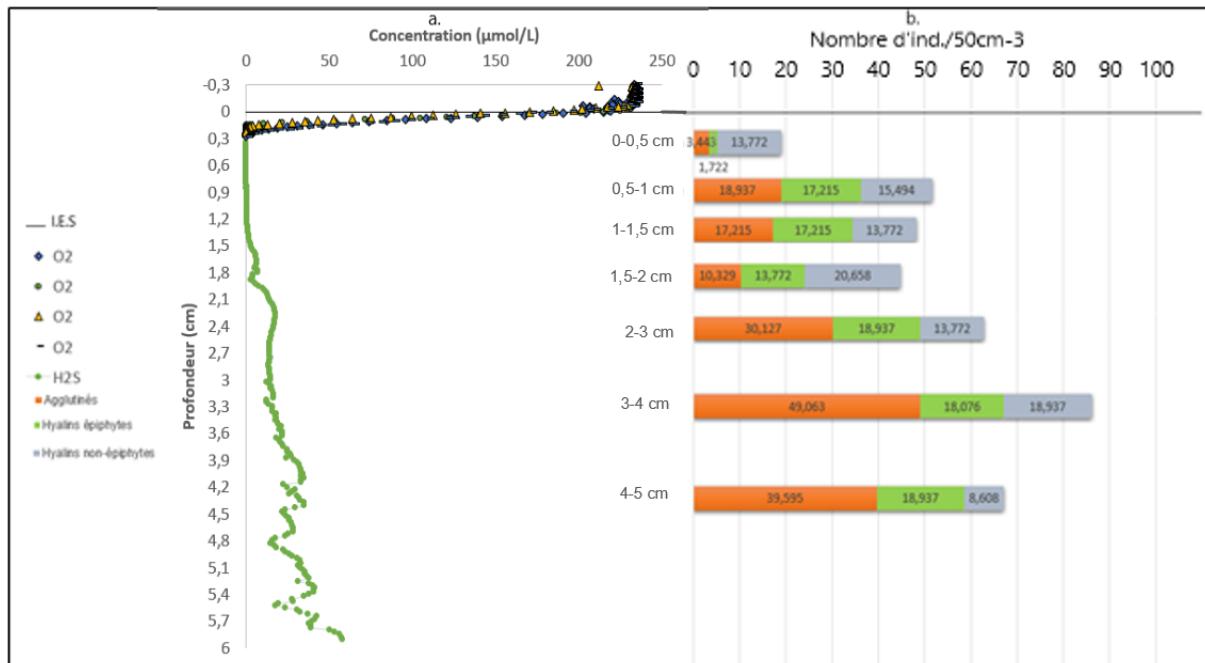
Concernant la distribution verticale des foraminifères vivants, les densités varient entre ~19 ind/50cm³ à la surface (0-0,5 cm) et ~86 ind/50cm³ entre 3 et 4 cm de profondeur (Fig. 3b, Tableau 2 annexe). Les espèces dominantes sont *Eggerelloides scabrum* (22%), *Ammobaculites* sp. (14%), *Gavelinopsis praegeri* (12%) et *Asterigerinata mamilla*

(5%), avec respectivement ~84, ~53, ~46, et ~20 ind/50cm³ (Tableau 2 annexe).

IV – DISCUSSION

La pénétration de l'oxygène de quelques mm dans le sédiment correspond à ce que l'on enregistre dans d'autres environnements (Cai & Sayles, 1996 ; Cesbron & al., 2016). Les sulfures, produits par les bactéries (Dunette & al., 1984), ont une répartition hétérogène, ce qui est moins souvent observé. Cette hétérogénéité peut être mise en parallèle aux résultats XRF des autres analytes, par exemple le Mn (Annexe 4).

Une grande diversité spécifique des foraminifères a été observée (Annexe 5/6, Tableaux 1/2 annexe), avec un nombre d'espèces identifiées supérieur à certaines études publiées dans la Manche (Armynot du Châtelet & al., 2009, 2011 ; Francescangeli, 2017 ; Francescangeli & al., 2017 ; 2020) (Annexe 7). Malgré cette diversité, les densités totales sont beaucoup plus faibles que dans toutes ces mêmes études (Fig. 3b, annexe 7, Tableau 2 annexe). La seule étude dont les communautés de foraminifères benthiques vivants dans la Manche sont comparables à celles retrouvées à Chausey est celle de Rosset-Moulinier (1986), avec 11 espèces



sur 21 en commun dans le Golfe Normano-Breton (Annexe 7).

On comptabilise peu d'individus en surface dans la zone oxygénée (~19 ind/50cm³), alors que de nombreuses études montrent que c'est la zone préférentielle des foraminifères (e.g. Barras & al., 2014 ; Thibault de Chanvalon & al., 2015 ; Cesbron & al., 2016).

L'augmentation de la présence des agglutinés en profondeur, et notamment *E. scabrum* (Fig. 3, Annexe 6), a déjà été observée dans d'autres études. En effet, cette espèce semble résister à l'anoxie (Langlet & al., 2013 ; Langlet & al., 2014) et est souvent retrouvée dans les milieux habités par les zostères (Cesbron & al., 2016). On peut émettre l'hypothèse que les racines de zostères produisent des substances qui bénéficient au développement et à la survie de cette espèce.

En revanche, la présence d'espèces épiphytes en profondeur, et l'augmentation de leur effectif (Fig. 3) sont rarement observées dans la littérature. En effet, ces espèces épiphytes se fixent généralement aux feuilles et aux tiges des plantes, ou restent à la surface du sédiment si elles se détachent (Blanc-Vernet, 1977 ; Blanc-Vernet 1984). La présence de tels effectifs de foraminifères épiphytes en profondeur suggère qu'ils aient pu être entraînés de la surface vers la profondeur. De plus, ces espèces épiphytes se trouvent généralement dans des zones bien oxygénées. On peut émettre l'hypothèse que les individus survivent grâce à l'O₂ produit par les racines de zostères. Or dans notre étude, elles sont retrouvées dans des couches avec aussi de forts taux de H₂S, normalement toxique. Cependant, il a déjà été montré que certaines espèces de foraminifères étaient résistantes à l'H₂S (Bernhard, 1993).

L'hétérogénéité retrouvée à la fois dans la distribution des foraminifères et dans la répartition des éléments chimiques pourraient être expliquée par l'hypothèse suivante : le réseau racinaire étendu des herbiers de zostères entraîne une bioturbation importante des sédiments (Annexe 8). Cette bioturbation couplée à l'hydrodynamisme de la région permettrait aux eaux porales transportant à la fois les

éléments chimiques (Volkenborn & al., 2007) et les foraminifères de la surface de se déplacer plus facilement à travers les sédiments en profondeur. L'oxygène généré en profondeur par les rhizomes (Jensen & al., 2005) pourrait expliquer aussi la survie des foraminifères en profondeur. Le fort hydrodynamisme pourrait aussi expliquer les faibles effectifs de foraminifères et le mauvais état de certains tests (cf. planches photo).

Plusieurs biais subsistent. La faible fluorescence et le mauvais état du test de la majorité des individus vivants pourraient indiquer qu'ils ne sont pas dans des conditions optimales de survie. Il est également difficile d'estimer si les espèces porcelanées (*Quinqueloculina* spp., *Miliolinella subrotunda* et *Triloculina trigonula*) sont vivantes à moins de casser leur test, ce qui n'a pas été fait ici. En effet, leur test étant opaque et non translucide comme chez les autres foraminifères hyalins, il est difficile de dire si la fluorescence provient bien des cellules ou du test. Les casser permettrait de vérifier cela.

V – CONCLUSION

L'archipel de Chausey est un milieu très hydrodynamique, présentant de nombreux habitats importants pour la faune benthique. Les herbiers à *Zostera marina*, en rémission depuis une cinquantaine d'année sur l'archipel, offrent protection et nourriture aux organismes qui y vivent. Une forte diversité est observée chez les foraminifères benthiques dans notre étude. Cependant, l'hydrodynamisme qui façonne l'archipel n'offre pas les conditions idéales de développement aux foraminifères benthiques en zone subtidale, et ce malgré la présence des herbiers. Les interactions entre les processus hydrologiques, géochimiques et biologiques sont très complexes. Le manque de connaissances vis-à-vis des communautés de foraminifères peuplant l'archipel ne permet pas non plus de pouvoir établir un avis objectif sur les résultats obtenus lors de cette étude. Il serait alors judicieux de pousser les recherches plus loin, que ce soit en multipliant les échantillonnages en zone subtidale, ainsi qu'en échantillonnant en zone intertidale, afin de déterminer si

l'hydrodynamisme est responsable de la répartition des foraminifères sur l'archipel.

BIBLIOGRAPHIE

- Alve, E. (1995). Benthic foraminiferal responses to estuarine pollution ; a review. *Journal of Foraminiferal Research*, 25(3), 190-203.
- Alve, E., & Murray, J. D. (1994). Ecology and taphonomy of benthic foraminifera in a temperate mesotidal inlet. *Journal of Foraminiferal Research*, 24(1), 18-27.
- Armynot Du Châtelet, E., Bout-Roumazeilles, V., Riboulleau, A., & Trentesaux, A. (2009). Sediment (grain size and clay mineralogy) and organic matter quality control on living benthic foraminifera. *Revue de Micropaléontologie*, 52(1), 75-84.
- Armynot Du Châtelet, E., Francescangeli, F., Crosra, M., & Frontalini, F. (2018a). Benthic foraminifera in transitional environments in the English Channel and the southern North Sea : A proxy for regional-scale environmental and paleo-environmental characterisations. *Marine Environmental Research*, 137, 37-48.
- Armynot Du Châtelet, E., Francescangeli, F., & Frontalini, F. (2018b). Definition of benthic foraminiferal bioprovinces in transitional environments of the Eastern English Channel and the Southern North Sea. *Revue de Micropaléontologie*, 61(3-4), 223-234.
- Armynot Du Châtelet, E., Gebhardt, K., & Langer, M. R. (2011). Coastal pollution monitoring : Foraminifera as tracers of environmental perturbation in the port of Boulogne-sur-Mer (Northern France). *Neues Jahrbuch für Geologie und Paläontologie*, 262(1), 91-11
- Barthélemy, G. (1973). Les îles Chausey. Pélican, 126 pages.
- Barras, C., Jorissen, F., Labrune, C., Andral, B., & Boissery, P. (2014). Live benthic foraminiferal faunas from the French Mediterranean Coast : Towards a new biotic index of environmental quality. *Ecological Indicators*, 36, 719-743.
- Beer, S., & Rehnberg, J. (1997). The acquisition of inorganic carbon by the seagrass *Zostera marina*. *Aquatic Botany*, 56(3-4), 277-283.
- Bernhard, J. M. (1993). Experimental and field evidence of Antarctic foraminiferal tolerance to anoxia and hydrogen sulfide. *Marine Micropaleontology*, 20(3-4), 203-213.
- Bernhard, J. M., & Bowser, S. S. (1996). Novel epifluorescence microscopy method to determine life position of foraminifera in sediments. *Journal of Micropalaeontology*, 15(1), 68.
- Blanc-Vernet, L., De Geologie Marine Et Sedimentologie Appliquee, U. D. M. 2. C. O. D. L. (1977). *ETUDE PRELIMINAIRE SUR LES FORAMINIFERES DE L' HERBIER A POSIDONIES : RECHERCHE DE CRITERES UTILISABLES COMME INDICATEURS D' ALTERATION DE L' ENVIRONNEMENT*.
- Blanc-Vernet, L. (1984). Les Foraminifères de l'herbier à *Posidonia oceanica* en Méditerranée : analyse des assemblages, aspects régionaux, application aux microfaunes fossiles. International Workshop *Posidonia oceanica* Beds, 3-14.
- Cabioch, L. (1968). *Contribution à la connaissance des peuplements benthiques de la Manche occidentale*.

- Cai, W., & Sayles, F. L. (1996). Oxygen penetration depths and fluxes in marine sediments. *Marine Chemistry*, 52(2), 123-131.
- Centre National pour l'EXPloitation des Océans (CNEXO). (1983). *Etude écologique du site Cotentin Centre. Volume 2, chapitre III*, 164 pages.
- Cesbron, F. (2015). Influence de l'herbier de *Zostera noltei* sur la méiofaune benthique et la géochimie de sédiments intertidaux du Bassin d'Arcachon. Thèse de l'Université d'Angers, 250 pages.
- Cesbron, F., Geslin, E., Jorissen, F., Delgard, M., Charrieau, L. M., Deflandre, B., Jézéquel, D., Anschutz, P., & Metzger, E. (2016). Vertical distribution and respiration rates of benthic foraminifera : Contribution to aerobic remineralization in intertidal mudflats covered by *Zostera noltei* meadows. *Estuarine Coastal and Shelf Science*, 179, 23-38.
- Cesbron, F., Metzger, E., Launeau, P., Deflandre, B., Delgard, M., De Chanvalon, A. T., Geslin, E., Anschutz, P., & Jézéquel, D. (2014). Simultaneous 2D Imaging of Dissolved Iron and Reactive Phosphorus in Sediment Porewaters by Thin-Film and Hyperspectral Methods. *Environmental Science & Technology*, 48(5), 2816-2826.
- Cotonnec, A., & Fournier, J. (2005). First assessment of SPOT5 ability to map coastal benthic habitats : application to the Chausey Islands, English Channel. HAL (Le Centre pour la Communication Scientifique Directe).
- Crézé, J. Y., Jegou, A. M. (1979). Possibilités de création de parcs et réserves en milieu marin sur les côtes atlantiques françaises. Publications du CNEXO : *Actes de Colloques* 9, 191-200.
- Debenay, J., Guillou, J., Redois, F., & Geslin, E. (2000). Distribution Trends of Foraminiferal Assemblages in Paralic Environments. Dans *Topics in geobiology* (p. 39-67). Springer Nature.
- Debout, G., Gallien, G. (2009). *Synthèse des données ornithologiques relative à l'archipel des îles Chausey – Zone de Protection Spéciale FR2510037 « îles Chausey »*.
- Duarte, C. M. (2002). The future of seagrass meadows. *Environmental Conservation*, 29(2), 192-206.
- Dunnette, D. A., Chynoweth, D. P., & Mancy, K. H. (1985). The source of hydrogen sulfide in anoxic sediment. *Water Research*, 19(7), 875-884.
- Fatela, F., Taborda, R. (2002). Confidence limits of species proportions in microfossil assemblages. *Marine Micropaleontology*, 45(2), 169-174.
- Fortin, J. (1972). *Les sédiments et la dynamique sédimentaire dans l'archipel des îles Chausey (Manche)*. Thèse de l'Université de Caen, 65 pages.
- Fournier, J., Godet, L., Bonnot-Courtois, C., Baltzer, A., Caline, B. (2009). Intertidal sediment distribution of the Chausey archipelago (The Channel, France). *Géologie de la France* 1, 5-17.
- Fournier, J., Desroy, N., Ehrhold, A., Autret, E., Cordier, C., Janson, A-L. (2014). *Cartographie bio-sédimentaire des fonds subtidiaux de l'archipel de Chausey, Programme HEIMa*. Rapport de l'IFREMER et du CNRS UMR 7208 BOREA.

Francescangeli, F. (2017). *Spatio-temporal distribution of benthic foraminifera in intertidal areas of hauts-de-france : environmental applications and implications.*

Francescangeli, F., Crosera, M., Trentesaux, A., & Du Chatelet, E. A. (2017). Does elevation matter ? Living foraminiferal distribution in a hyper tidal salt marsh (Canche Estuary, Northern France). *Estuarine Coastal and Shelf Science*, 194, 192-204.

Francescangeli, F., Quijada, M. A., Du Châtelet, E. A., Frontalini, F., Trentesaux, A., Billon, G., & Crosera, M. (2020). Multidisciplinary study to monitor consequences of pollution on intertidal benthic ecosystems (Hauts de France, English Channel, France) : Comparison with natural areas. *Marine Environmental Research*, 160, 105034.

Geslin, E., Risgaard-Petersen, N., Lombard, F., Metzger, E., Langlet, D., & Jorissen, F. (2011b). Oxygen respiration rates of benthic foraminifera as measured with oxygen microsensors. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 396(2), 108-114.

Godet, L. (2008). *L'évaluation des besoins de conservation d'un patrimoine naturel littoral marin : l'exemple des estrans meubles de l'archipel de Chausey.*

Godet, L., Fournier, J., Van Katwijk, M. M., Olivier, F., Mao, P. L., & Retière, C. (2008). Before and after wasting disease in common eelgrass *Zostera marina* along the French Atlantic coasts : a general overview and first accurate mapping. *Diseases of Aquatic Organisms*, 79, 249-255.

Haultcoeur, P., Audouit, C., Laboureur, M., Lo Prete, M., Rufin-Soler, C., Herbert, V. (2022). Diagnostic socio-économique sur les activités émergentes (kitesurf, paddle et kayak) dans l'archipel de Chausey FR2500079 et FR2510037 – Rapport Final. Rapport pour l'Université de Lille et l'Université du littoral Côte d'Opale, 68 pages.

Hemminga, M. A., & Duarte, C. M. (2000). *Seagrass Ecology*. Cambridge University Press.

Invers, O., Zimmerman, R. K., Alberte, R. S., Pérez, M. A., & Romero, J. (2001). Inorganic carbon sources for seagrass photosynthesis : an experimental evaluation of bicarbonate use in species inhabiting temperate waters. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 265(2), 203-217.

Jegou, A. M., Crézé, J. Y. (1977). Parc et Réserves en milieu marin.

Jensen, S. I., Kühl, M., & Priemé, A. (2007). Different bacterial communities associated with the roots and bulk sediment of the seagrass *Zostera marina*. *FEMS Microbiology Ecology*, 62(1), 108-117.

Jensen, S. I., Kühl, M., Glud, R. N., Jørgensen, L. B., & Priemé, A. (2005). Oxic microzones and radial oxygen loss from roots of *Zostera marina*. *Marine Ecology Progress Series*, 293, 49-58.

Jones, R. W. (1994). *The Challenger Foraminifera*. Oxford University Press, USA.

Jorissen, F., Fouet, M., Armynot du Châtelet, E., Barras, C., Bouchet, V., Daviray, M., Francescangeli, F., Geslin, E., Le Moigne, D., Licari, L., Mojtabahid, M., Nardelli, M.-P., Pavard, J.-C., Rolland, A., Schweizer, M., Singer, D. (2023). *Foraminifères estuariens de la façade atlantique française. Guide de détermination.*

Langlet, D., Baal, C., Geslin, E., Metzger, E., Zuschin, M., Riedel, B., Risgaard-Petersen, N., Stachowitsch, M., & Jorissen, F. (2014). Foraminiferal species responses to in situ, experimentally induced anoxia in the Adriatic Sea. *Biogeosciences*, 11(7), 1775-1797.

Langlet, D., Geslin, E., Baal, C., Metzger, E., Lejzerowicz, F., Riedel, B., Zuschin, M., Pawłowski, J., Stachowitsch, M., & Jorissen, F. (2013). Foraminiferal survival after long-term in situ experimentally induced anoxia. *Biogeosciences*, 10(11), 7463-7480.

Lee, K., & Dunton, K. H. (1999). Inorganic nitrogen acquisition in the seagrass *Thalassia testudinum* : Development of a whole-plant nitrogen budget. *Limnology and Oceanography*, 44(5), 1204-1215.

Lee, K., Park, S. M., & Kim, Y. (2007). Effects of irradiance, temperature, and nutrients on growth dynamics of seagrasses : A review. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 350(1-2), 144-175.

Luther, G. W., Glazer, B. T., Ma, S., Trouwborst, R. E., Moore, T. S., Metzger, E., Kraiya, C., Waite, T. J., Druschel, G. K., Sundby, B., Taillefert, M., Nuzzio, D. B., Shank, T. M., Lewis, B. J., & Brendel, P. J. (2008). Use of voltammetric solid-state (micro)electrodes for studying biogeochemical processes : Laboratory measurements to real time measurements with an in situ electrochemical analyzer (ISEA). *Marine Chemistry*, 108(3-4), 221-235.

Madsen, T. V., & Sand-Jensen, K. (1991). Photosynthetic carbon assimilation in aquatic macrophytes. *Aquatic Botany*, 41(1-3), 5-40.

Mattila, J., Chaplin, G., Eilers, M. R., Heck, K. L., O'Neal, J. P., & Valentine, J. F. (1999). Spatial and diurnal distribution of invertebrate and fish fauna of a *Zostera* marina bed and nearby unvegetated sediments in Damariscotta River, Maine (USA). *Journal of Sea Research*, 41(4), 321-332.

Murray, J. D. (1970). Foraminifers of the Western Approaches to the English Channel. *Micropaleontology*, 16(4), 471.

Murray, J. W. (1979). *British Nearshore Foraminiferids : Keys and Notes for the Identification of the Species*. Academic Press.

Murray, J. W. (2006). *Ecology and Applications of Benthic Foraminifera*. Cambridge University Press.

Parent, B., Barras, C., & Jorissen, F. (2018). An optimised method to concentrate living (Rose Bengal-stained) benthic foraminifera from sandy sediments by high density liquids. *Marine Micropaleontology*, 144, 1-13.

Revsbech, N. P. (1989). An oxygen microsensor with a guard cathode. *Limnology and Oceanography*, 34(2), 474-478.

Revsbech, N. P., Sørensen, J., Blackburn, T., & Lomholt, J. P. (1980). Distribution of oxygen in marine sediments measured with microelectrodes1. *Limnology and Oceanography*, 25(3), 403-411.

Ribes, T., Salvadó, H., Romero, J., & Gracia, M. (2000). FORAMINIFERAL COLONIZATION ON ARTIFICIAL SEAGRASS LEAVES. *Journal of Foraminiferal Research*, 30(3), 192-201.

Rosset-Moulinier, M. (1972). *Étude des foraminifères des côtes nord et ouest de Bretagne*.

Rosset-Moulinier, M. (1986). Les populations de Foraminifères benthiques de la Manche. *Cahier de Biologie Marine*, 27, 387-440.

Schafer, C. T. (1982). Foraminiferal colonization of an offshore dump site in Chaleur Bay, New Brunswick, Canada. *Journal of Foraminiferal Research*, 12(4), 317-326.

Schönenfeld, J., Alve, E., Geslin, E., Jorissen, F., Korsun, S., & Spezzaferri, S. (2012). The FOBIMO (FOraminiferal Blo-Monitoring) initiative—Towards a standardised protocol for soft-bottom benthic foraminiferal monitoring studies. *Marine Micropaleontology*, 94-95, 1-13.

Sundby, B., Vale, C., Caetano, M., & LutherIII, G. W. (2003). Redox Chemistry in the Root Zone of a Salt Marsh Sediment in the Tagus Estuary, Portugal. *Aquatic Geochemistry*, 9(3), 257-271.

Swallow, J. E. (2000). Intra-annual variability and patchiness in living assemblages of salt-marsh foraminifera from Mill Rythe Creek, Chichester Harbour, England. *Journal of Micropalaeontology*, 19(1), 9-22.

Thibault De Chanvalon, A., Metzger, E., Mouret, A., Cesbron, F., Knoery, J., Rozuel, E., Launeau, P., Nardelli, M., Jorissen, F., & Geslin, E. (2015). Two-dimensional distribution of living benthic foraminifera in anoxic sediment layers of an estuarine mudflat (Loire estuary, France). *Biogeosciences*, 12(20), 6219-6234.

Turpin, D. L. (1991). EFFECTS OF INORGANIC N AVAILABILITY ON ALGAL PHOTOSYNTHESIS AND CARBON METABOLISM. *Journal of Phycology*, 27(1), 14-20.

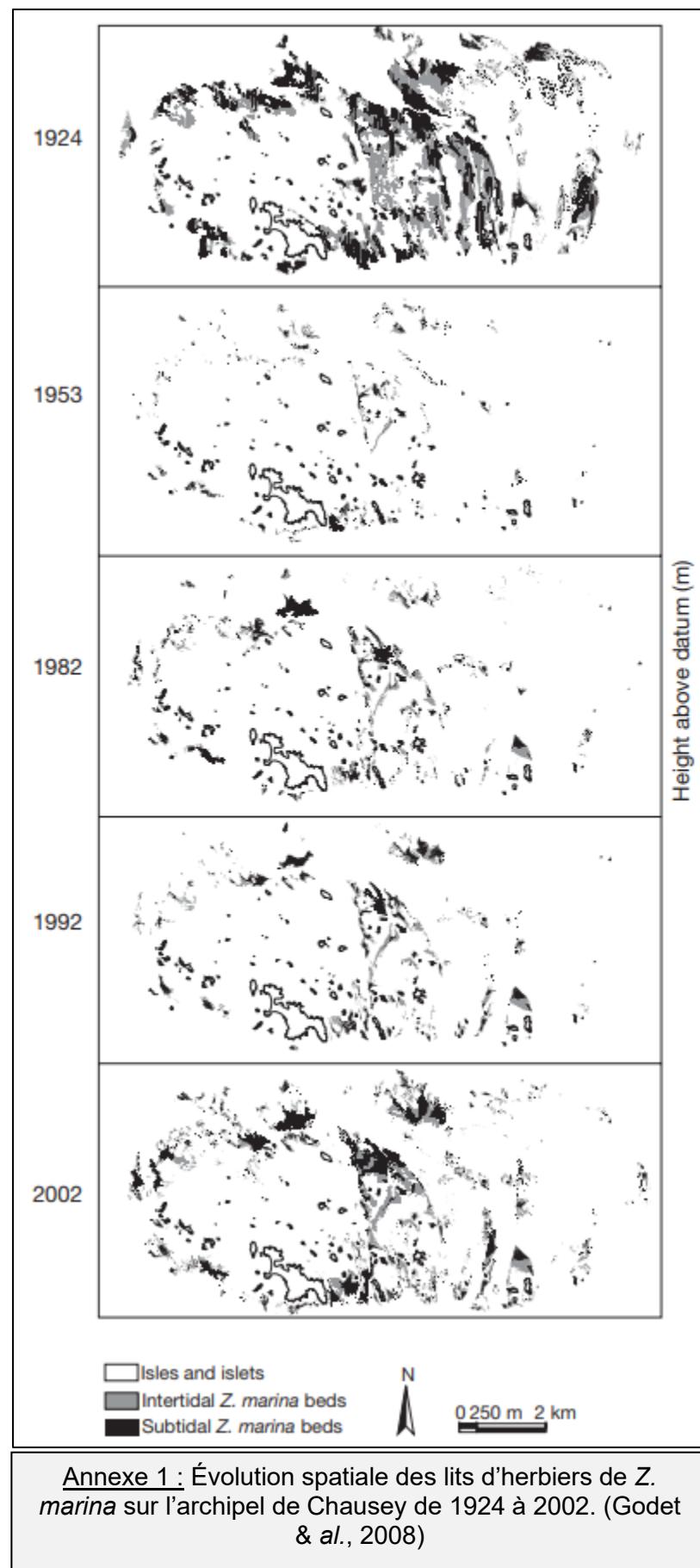
Volkenborn, N., Polerecky, L., Hedtkamp, S. I. C., Van Beusekom, J. E. E., & De Beer, D. (2007). Bioturbation and bioirrigation extend the open exchange regions in permeable sediments. *Limnology and Oceanography*, 52(5), 1898-1909.

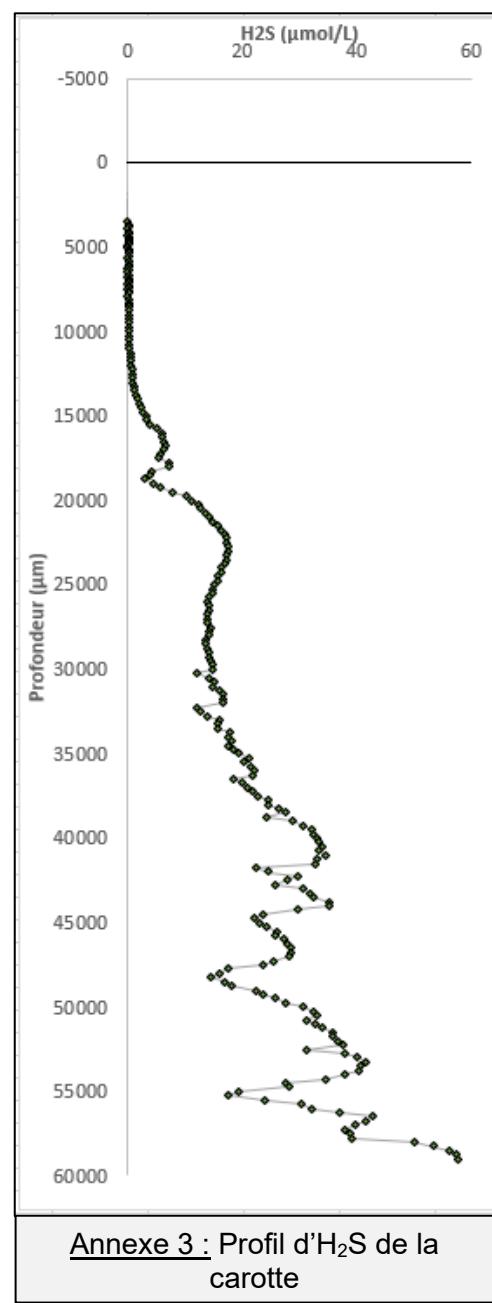
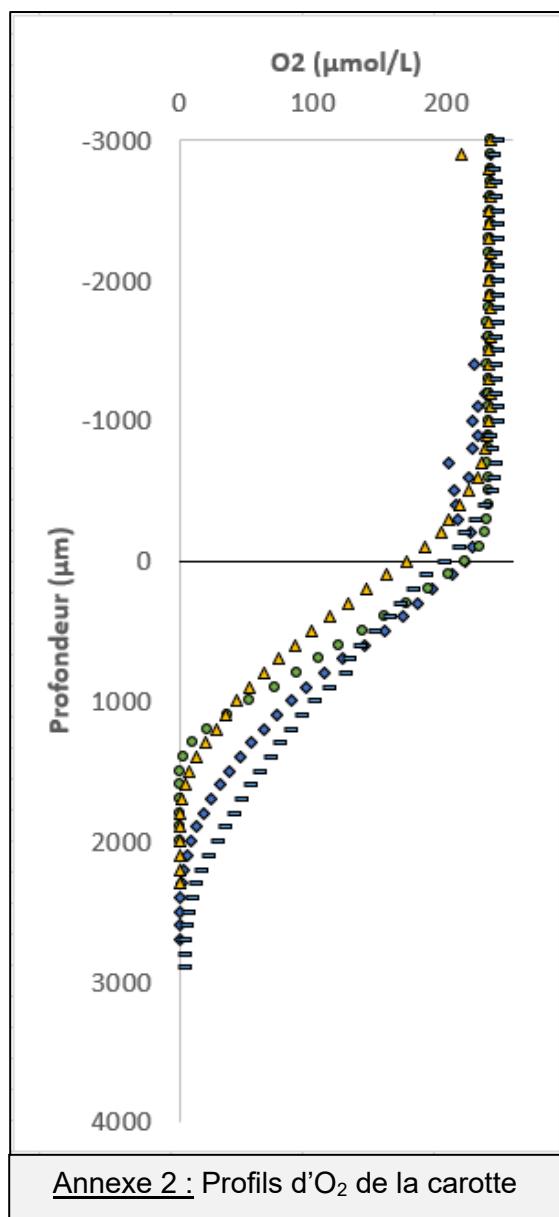
Watkins, J. J. (1961). Foraminiferal Ecology around the Orange County, California, Ocean Sewer Outfall. *Micropaleontology*, 7(2), 199.

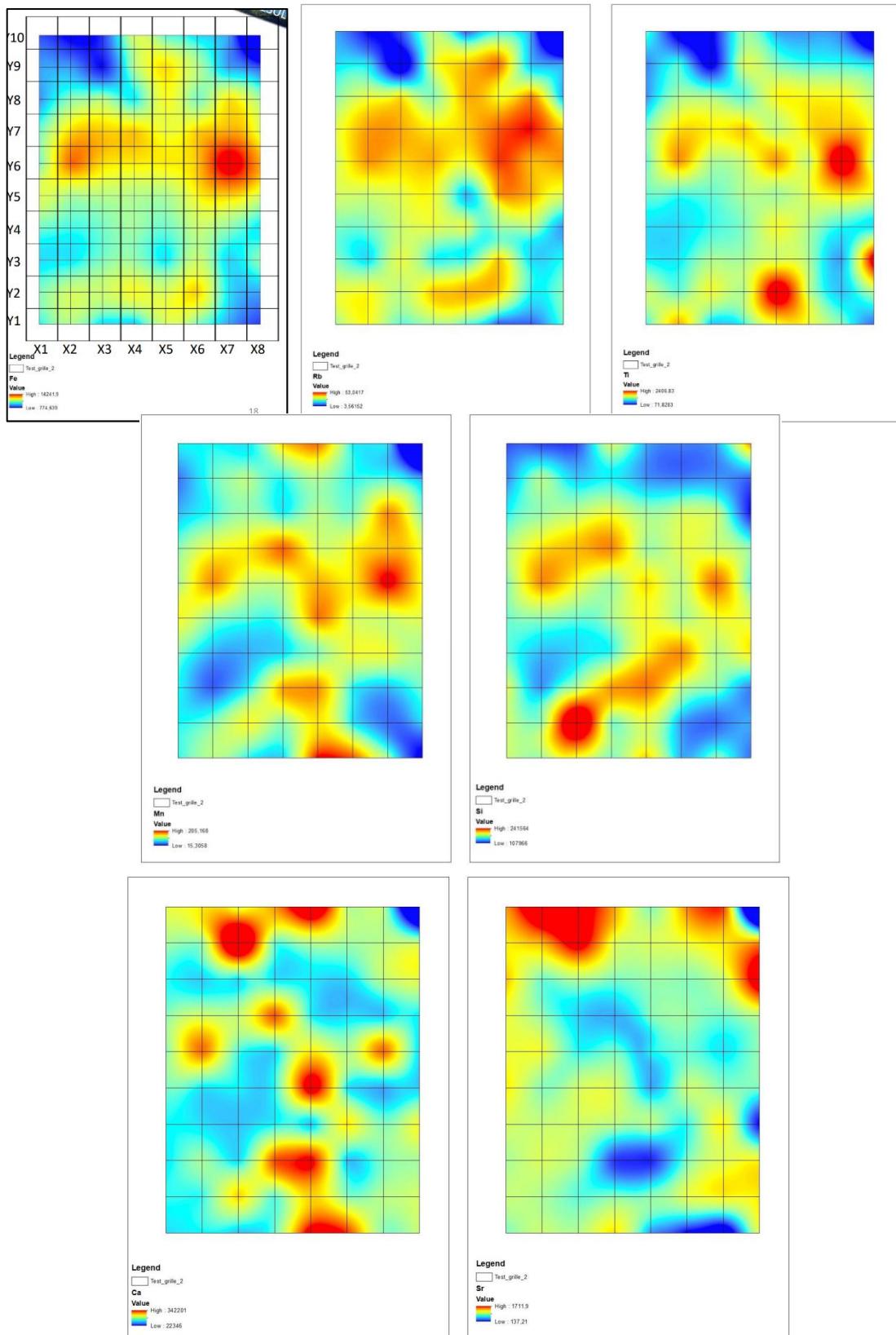
Waycott, M., Duarte, C. M., Carruthers, T. J. B., Orth, R. J., Dennison, W. C., Olyarnik, S. V., Calladine, A., Fourqurean, J. W., Heck, K. L., Hughes, A. D., Kendrick, G. A., Kenworthy, W. J., Short, F. T., & Williams, S. G. (2009). Accelerating loss of seagrasses across the globe threatens coastal ecosystems. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 106(30), 12377-12381.

Wright, J. P., & Jones, C. G. (2006). The Concept of Organisms as Ecosystem Engineers Ten Years On : Progress, Limitations, and Challenges. *BioScience*, 56(3), 203.

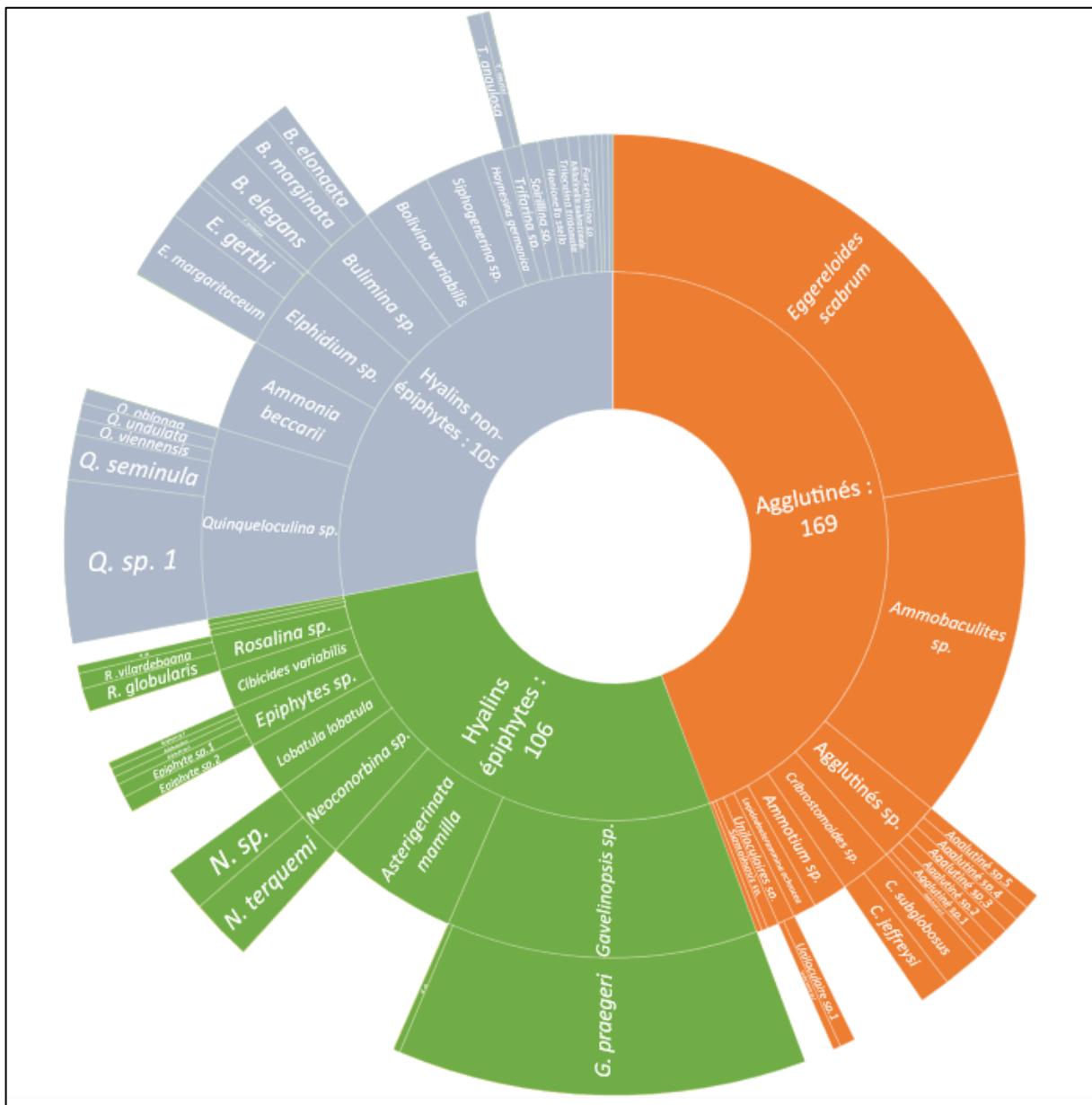
ANNEXE



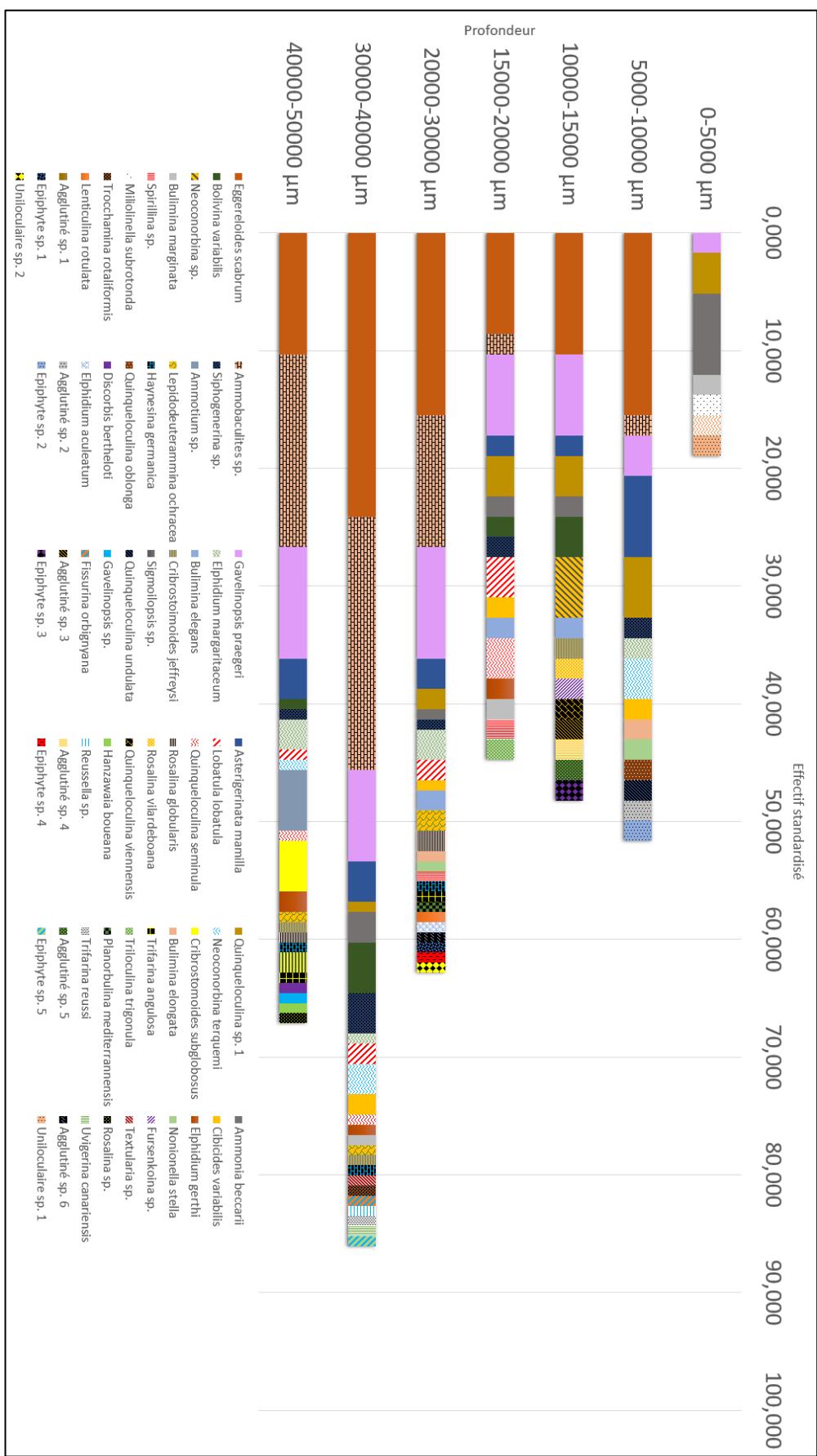


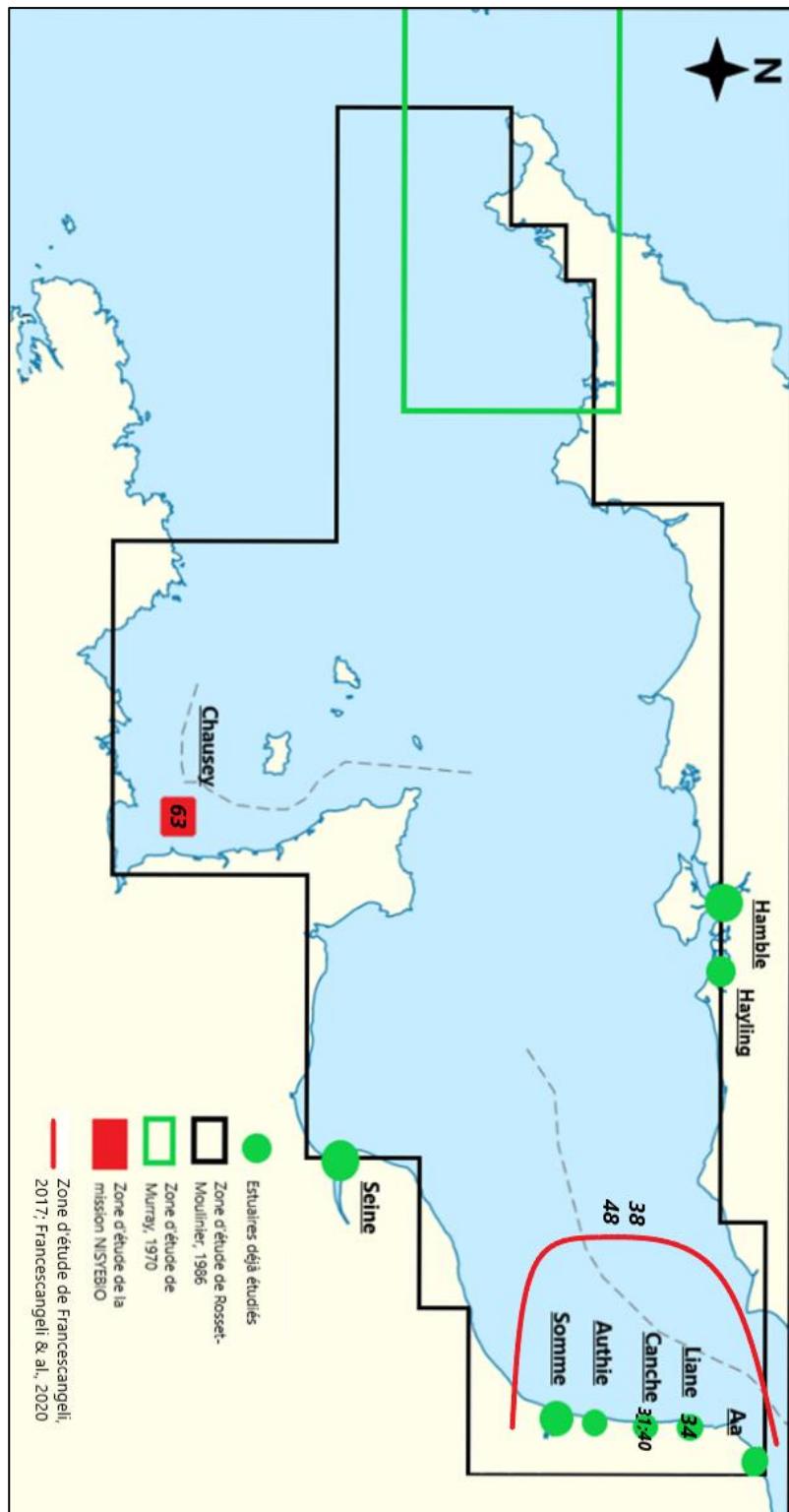


Annexe 4 : Analyses XRF montrant la répartition des différents analytes chimiques présents dans la carotte sédimentaire. Les éléments mesurés sont écrits dans la légende (haut-gauche : Fer ; haut-centre : Rubidium ; haut-droite : Titane ; centre-gauche : Manganèse ; centre-droite : Silicium ; bas-gauche : Calcium ; bas-droite : Strontium). Dimensions des carrés sur les plaques : 1x1 cm.



Annexe 5 : Graphique en rayons de soleil des densités standardisées sur 50cm³ de sédiments des espèces de foraminifères benthiques vivants de la fraction 150-315µm (Archipel de Chausey)





Annexe 7 : Carte récapitulative des études menées sur les foraminifères vivants de la Manche. Les nombres correspondent aux nombres d'espèces retrouvées. (D'après Murray, 1970 ; Rosset-Moulinier, 1986 ; Alve & Murray, 1994 ; Swallow, 2000 ; Du Châtelet & al., 2009 ; Du Châtelet & al., 2011 ; Francescangeli, 2017 ; Francescangeli & al., 2017 ; Du Châtelet & al., 2018a ; Du Châtelet & al., 2018b ; Francescangeli & al., 2020. Fond de carte : NordNordWest.)



Annexe 8 : Photo du profil de la carotte sédimentaire récoltée lors de la mission

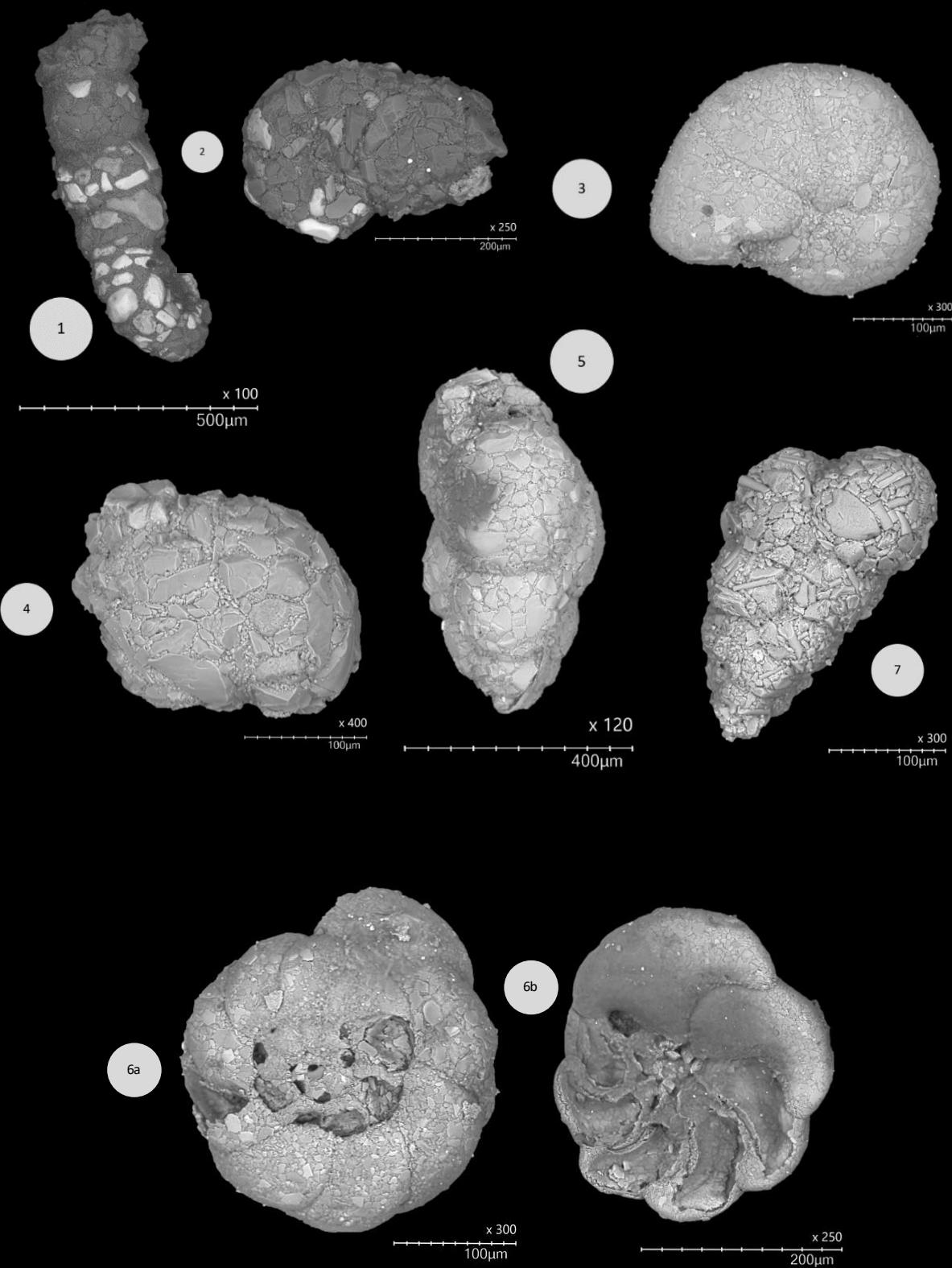
	0-5 cm / 39.044 cm ³	5-15 cm / 39.044 cm ³	15-25 cm / 39.044 cm ³	25-35 cm / 39.044 cm ³	34 cm / 39.044 cm ³	45-55 cm / 39.044 cm ³	total spécifique	7
<i>Eggelodusis scutum</i>								
<i>Hydrodictyon sp.</i>	1	1	1	13	28	12	5	
<i>Grevillea pyriformis</i>	1	2	4	4	25	4	4	
<i>Metzgeria monilis</i>								
<i>Gymnophorus ciliis</i> sp. 1	2	3	1	1	3	4	1	
<i>Hydrodictyon secundum</i>	4	1	1	1	3	5	1	
<i>Scutellaria rotundifolia</i>								
<i>Epilobium rotundifolium</i>	1	2	1	3	1	4	1	
<i>Sphaeralcea glomerata</i> sp.	1	1	1	1	4	22	1	
<i>Lobelia sp. heterophylla</i>								
<i>Hydrodictyon sp. 2</i>								
<i>Macrorhynchus sp. spumans</i>	2	1	1	1	3	5	1	
<i>Chlorostomastrum subtilissimum</i>								
<i>Chlorodes virens</i>								
<i>Epilobium sp. sp. 3</i>								
<i>Lycopodioides ciliolatus</i>								
<i>Gymnophorus ciliatus</i> sp. 2	1	1	1	2	2	2	2	
<i>Bulimus marginata</i>								
<i>Chlorostomastrum lemmeyeri</i>	1	1	1	1	2	2	1	
<i>Macrorhynchus sp. 3</i>								
<i>Riccia glaberrima</i>								
<i>Hypoxis gemmata</i>								
<i>Bulimus oblonga</i>	1	1	1	1	1	1	1	
<i>Macrorhynchus sp. 4</i>	1	1	1	1	1	1	1	
<i>Spirilla sp.</i>								
<i>Trifolium angustifolium</i>								
<i>Dicordylis heterophylla</i>								
<i>Phaeophytis macrocystis</i>								
<i>Gymnophorus oblongus</i>	1	1	1	1	2	2	2	
<i>Epilobium sp. sp. 4</i>								
<i>Lamprothamnus confertus</i>								
<i>Gymnophorus oblongus</i>	1	1	1	1	1	1	1	
<i>Gymnophorus rotundifolius</i>								
<i>Reseda sp.</i>	1	1	1	1	1	1	1	
<i>Almonia subcordata</i>	1	1	1	1	1	1	1	
<i>Reseda sp.</i>								
<i>Reseda luteola</i>								
<i>Fissidens striatus</i>								
<i>Furcunkinia sp.</i>								
<i>Reseda luteola</i>								
<i>Tetradenia sp.</i>								
<i>Grevillea sp.</i>								
<i>Trifolium resupinatum</i>	1	1	1	1	1	1	1	
<i>Fissidens striatus</i>								
<i>Trichomanes ciliolatum</i>								
<i>Urticaria ciliolata</i>	1	1	1	1	1	1	1	
<i>Agrostis sp. 1</i>	1	1	1	1	1	1	1	
<i>Agrostis sp. 2</i>								
<i>Agrostis sp. 3</i>	1	1	1	1	1	1	1	
<i>Epipactis sp. 1</i>								
<i>Epipactis sp. 2</i>								
<i>Epipactis sp. 2</i>	1	1	1	1	1	1	1	
<i>Epipactis sp. 3</i>								
<i>Epipactis sp. 4</i>								
<i>Urticaria ciliolata</i>	1	1	1	1	1	1	1	
<i>Urticaria ciliolata</i>								
TOTAL AGGLOTIME	2	11	10	6	35	1	167	
TOTAL EPIPHYTE	1	10	10	8	22	2	34	
TOTAL NON-EPIPHYTE	8	3	8	12	16	10	85	
TOTAL	30	28	26	13	100	18	346	

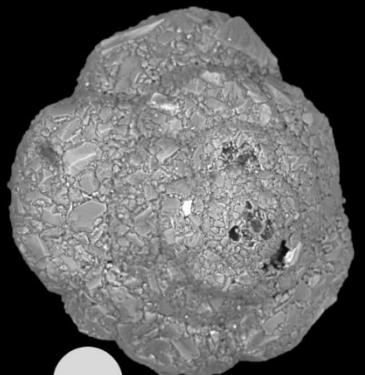
Tableau 1 : Tableau des données brutes montrant les effectifs des foraminifères vivants de la fraction 150-315µm (Archipel de Chausey)

	0-0,5 cm	0,5-1 cm	1-1,5 cm	1,5-2 cm	2-3 cm	3-4 cm	4-5 cm	total spécifique
<i>Eggerelloides scabrum</i>		15,434	10,323	8,608	15,434	24,101	10,323	84,355
<i>Ammobaculites</i> sp.		1,722		1,722	11,190	21,519	16,354	52,506
<i>Gavelinopsis praegori</i>	1,722	3,443	6,886	6,886	3,468	7,747	3,468	45,620
<i>Asterigerinoides mamillata</i>		6,886	1,722	1,722	2,582	3,443	3,443	13,798
<i>Quinqueloculina</i> sp. 1	3,443	5,165	3,443	3,443	1,722	0,861		18,076
<i>Ammonia beccarii</i>	6,886		1,722	1,722	0,861	2,582		13,772
<i>Bolivina variabilis</i>			3,443	1,722		4,304	0,861	10,329
<i>Siphogenerina</i> sp.		1,722			0,861	3,443	0,861	8,608
<i>Epidium marginatum</i>		1,722			2,582	0,861	2,582	7,147
<i>Lobatula lobatula</i>				3,443	1,722	1,722	0,861	7,147
<i>Neoconorbina terquami</i>		3,443				2,582	0,861	6,886
<i>Cibicides variabilis</i>		1,722		1,722	0,861	1,722		6,025
<i>Neoconorbina</i> sp.			5,165					5,165
<i>Ammonia</i> sp.							5,165	5,165
<i>Bulimina elegans</i>			1,722	1,722				5,165
<i>Quinqueloculina seminula</i>				3,443		0,861	0,861	5,165
<i>Cibrostomoides subglobosus</i>							4,304	4,304
<i>Epidium gertyi</i>					1,722	0,861	1,722	4,304
<i>Bulimina marginata</i>	1,722			1,722		0,861		4,304
<i>Lepidodeuterommina ochracea</i>					1,722	0,861	0,861	3,443
<i>Cibrostomoides jeffreysi</i>			1,722			0,861	0,861	3,443
<i>Rosalina globularis</i>					1,722		0,861	2,582
<i>Bulimina elongata</i>		1,722			0,861			2,582
<i>Nonionella stalloi</i>		1,722			0,861			2,582
<i>Spirillina</i> sp.					1,722	0,861		2,582
<i>Hymenesia germanica</i>					0,861	0,861	0,861	2,582
<i>Sigmoilopsis</i> sp.							1,722	1,722
<i>Rosalina subrotundata</i>			1,722					1,722
<i>Quinqueloculina oblonga</i>		1,722						1,722
<i>Quinqueloculina undulata</i>		1,722						1,722
<i>Quinqueloculina viennensis</i>			1,722					1,722
<i>Triloculina trigonula</i>				1,722				1,722
<i>Textularia</i> sp.					0,861			0,861
<i>Trochammina rotundiformis</i>					0,861			0,861
<i>Discorbis bertheloti</i>						0,861		0,861
<i>Gavelinopsis</i> sp.						0,861		0,861
<i>Hanconavis beccarii</i>						0,861		0,861
<i>Planorbulus mediterraneensis</i>					0,861			0,861
<i>Rosalina</i> sp.						0,861		0,861
<i>Lenticulina rotulata</i>					0,861			0,861
<i>Epidium scutatum</i>					0,861			0,861
<i>Fissurella orbignyi</i>						0,861		0,861
<i>Rouaultia</i> sp.						0,861		0,861
<i>Trifarina roussi</i>						0,861		0,861
<i>Uvigerina canariensis</i>						0,861		0,861
Agglutine sp. 1	1,722							1,722
Agglutine sp. 2		1,722						1,722
Agglutine sp. 3			1,722					1,722
Agglutine sp. 4			1,722					1,722
Agglutine sp. 5			1,722					1,722
Agglutine sp. 6				0,861				0,861
Epiphyte sp. 1				0,861				0,861
Epiphyte sp. 2		1,722						1,722
Epiphyte sp. 3			1,722					1,722
Epiphyte sp. 4					0,861			0,861
Epiphyte sp. 5						0,861		0,861
Uniloculaire sp. 1	1,722				0,861			1,722
Uniloculaire sp. 2					0,861			0,861
TOTAL AGGLUTINE	3,443	18,337	17,215	10,323	30,127	43,063	33,535	168,709
TOTAL EPIPHYTE	1,722	17,215	17,215	13,772	18,337	18,076	18,337	105,874
TOTAL NON-EPIPHYTE	13,772	15,434	13,772	20,658	13,772	18,337	8,608	105,013
TOTAL	18,937	51,646	48,203	44,760	62,836	86,076	67,139	379,596

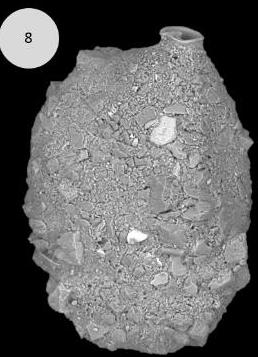
Tableau 2 : Tableau des données standardisées montrant les densités standardisées sur 50 cm³ des foraminifères vivants de la fraction 150-315µm (Archipel de Chausey)

Planche MEB des foraminifères agglutinés : **1** – *Ammobaculites* sp., **2** – *Ammotium* sp., **3** – *Cribrostomoides jeffreysi*, **4** – *Cribrostomoides subglobosus*, **5** – *Eggereloides scabrum*, **6a,b** – *Lepidodeuterammina ochracea*, **7** – *Textularia* sp., **8** – *Sigmoilopsis* sp., **9** – *Trochammina rotaliformis*, **10a,b,c,d,e,f** – Agglutiné sp., **11a,b** – *Uniloculaire* sp.

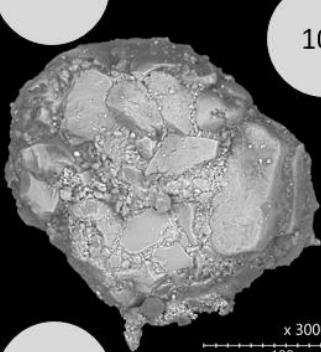




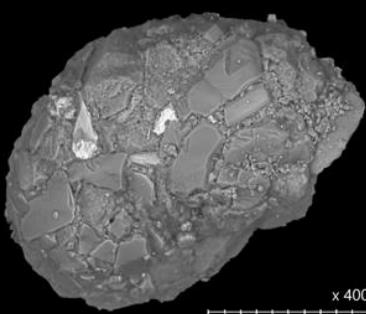
9

 $\times 300$
100 μm 

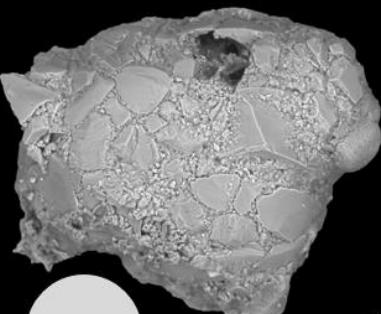
8

 $\times 250$
200 μm 

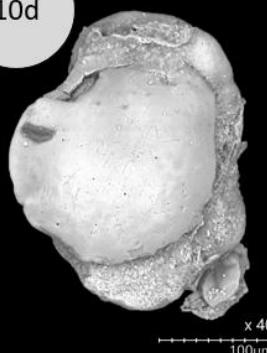
10a

 $\times 300$
100 μm 

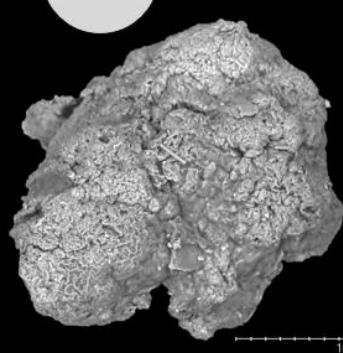
10b

 $\times 400$
100 μm 

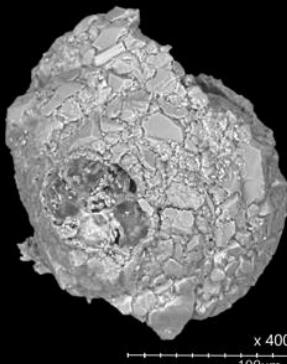
10c

 $\times 400$
100 μm 

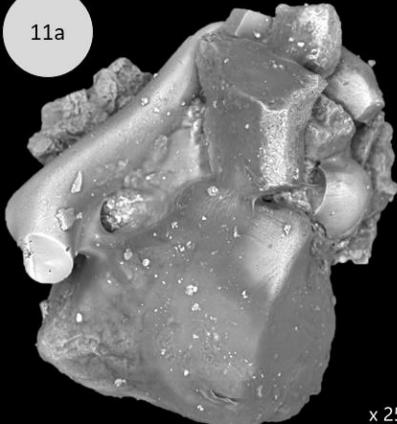
10d

 $\times 400$
100 μm 

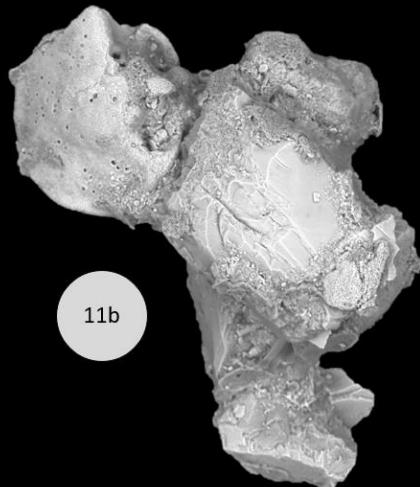
10e

 $\times 400$
100 μm 

10f

 $\times 400$
100 μm 

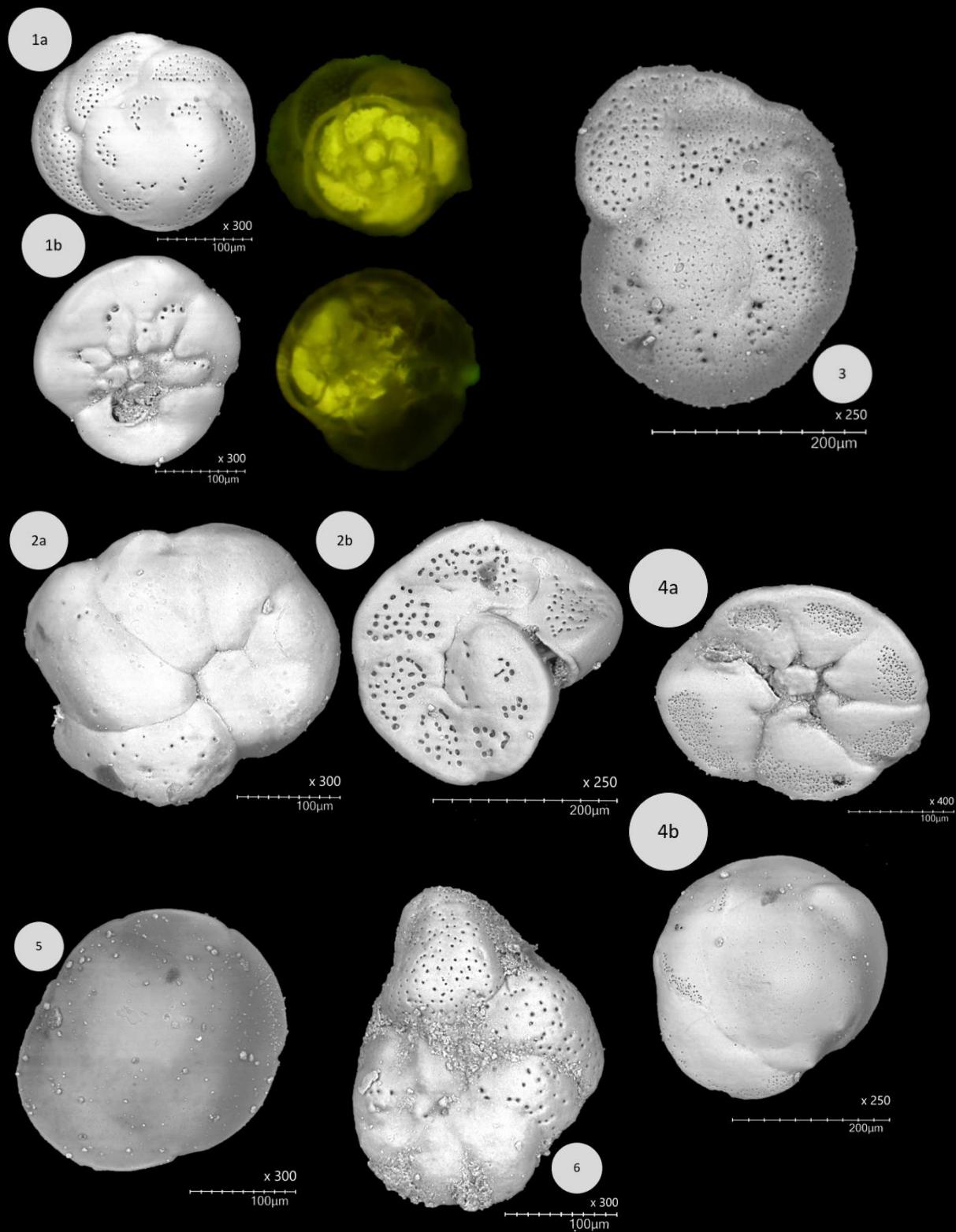
11a

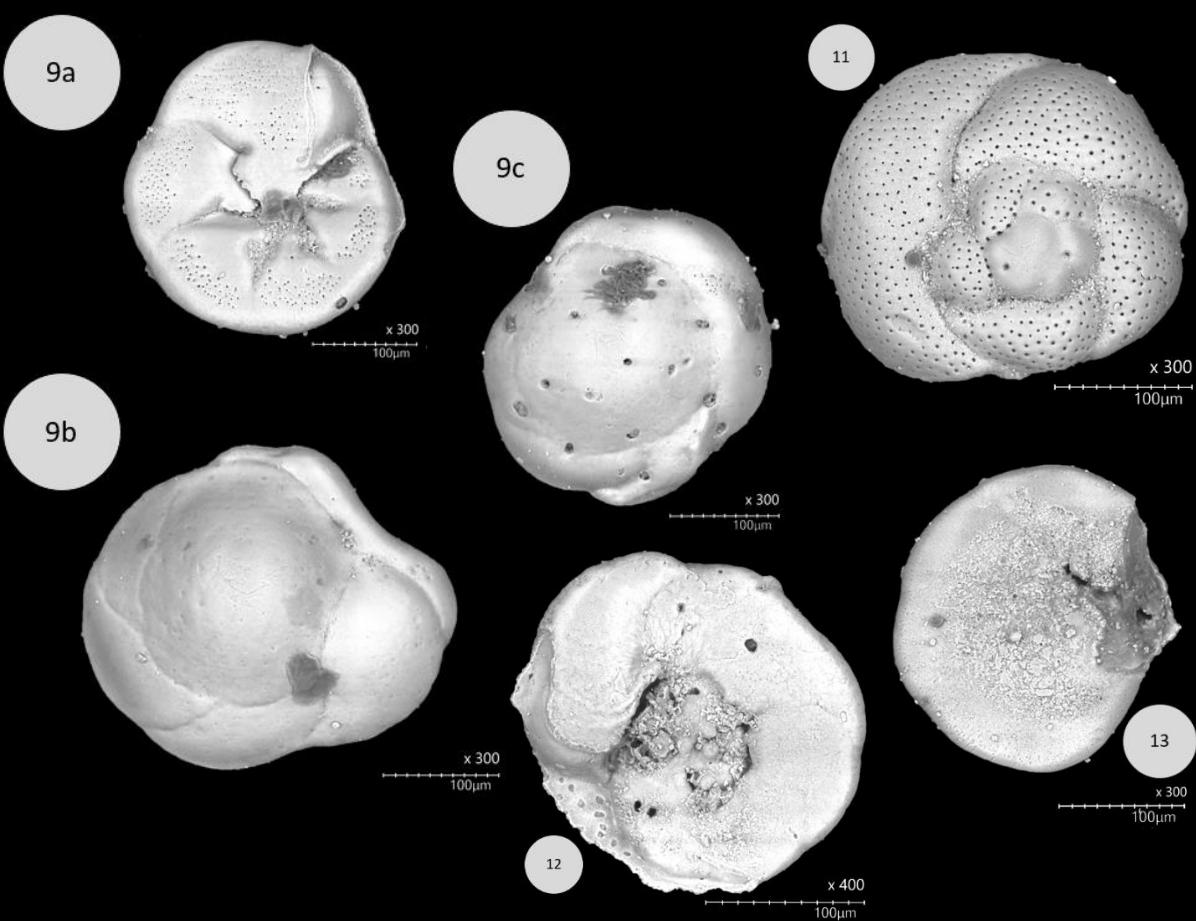
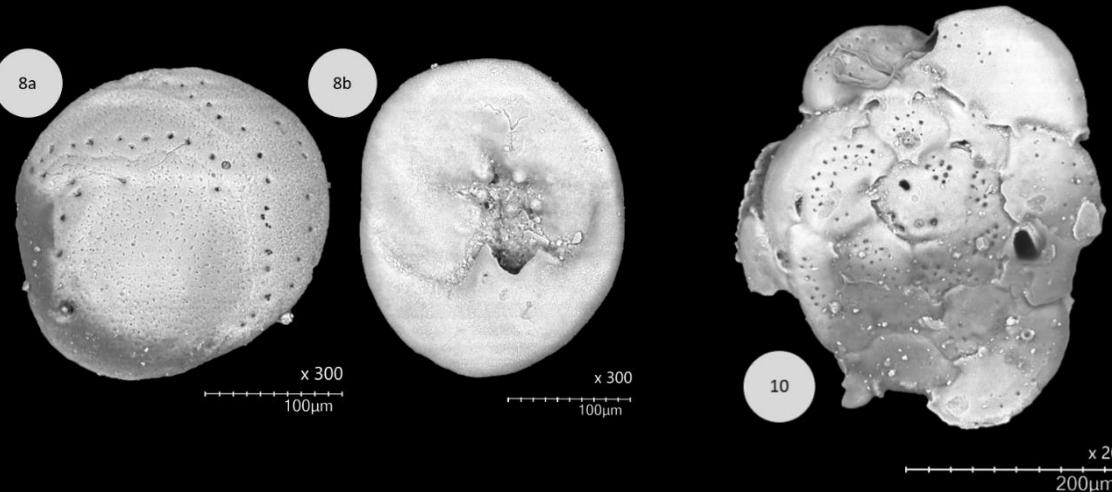
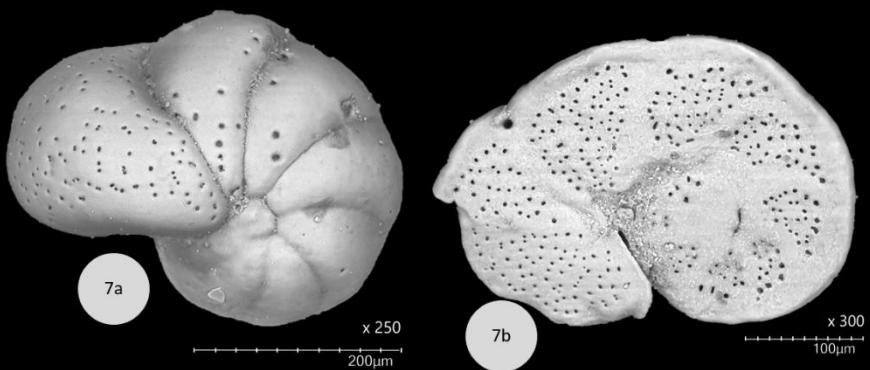
 $\times 250$
200 μm 

11b

 $\times 200$
200 μm

Planche MEB/épifluorescence des foraminifères hyalins épiphytes : **1a,b** – *Asterigerinata mamilla*, **2a,b** – *Cibicides variabilis*, **3** – *Discorbis bertheloti*, **4a,b** – *Gavelinopsis praegeri*, **5** – *Gavelinopsis* sp., **6** – *Hanzawaia boueana*, **7a,b** – *Lobatula lobatula*, **8a,b** – *Neoconorbina terquemi*, **9a,b,c** – *Neoconorbina* sp., **10** – *Planorbulina mediterranensis*, **11** – *Rosalina globularis*, **12** – *Rosalina vilardeboana*, **13** – *Rosalina* sp., **14a,b,c,d,e** – Épiphyte sp.





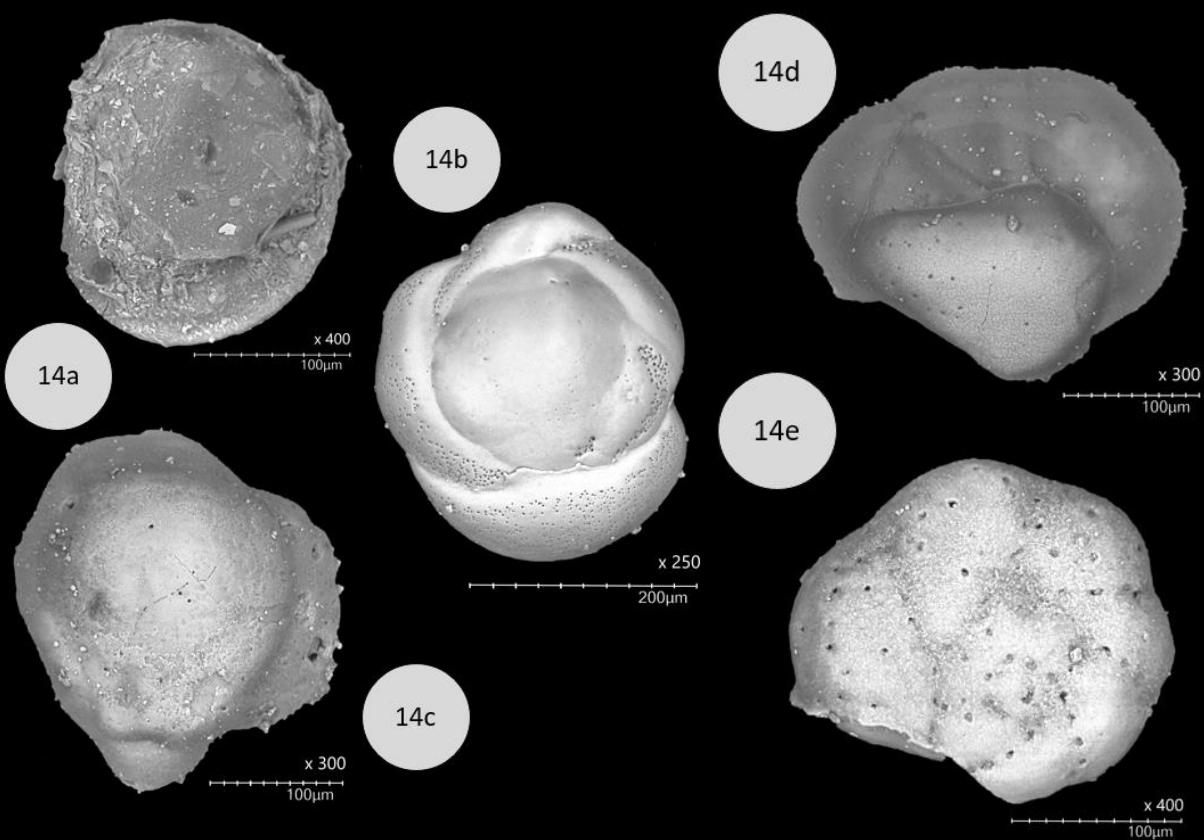
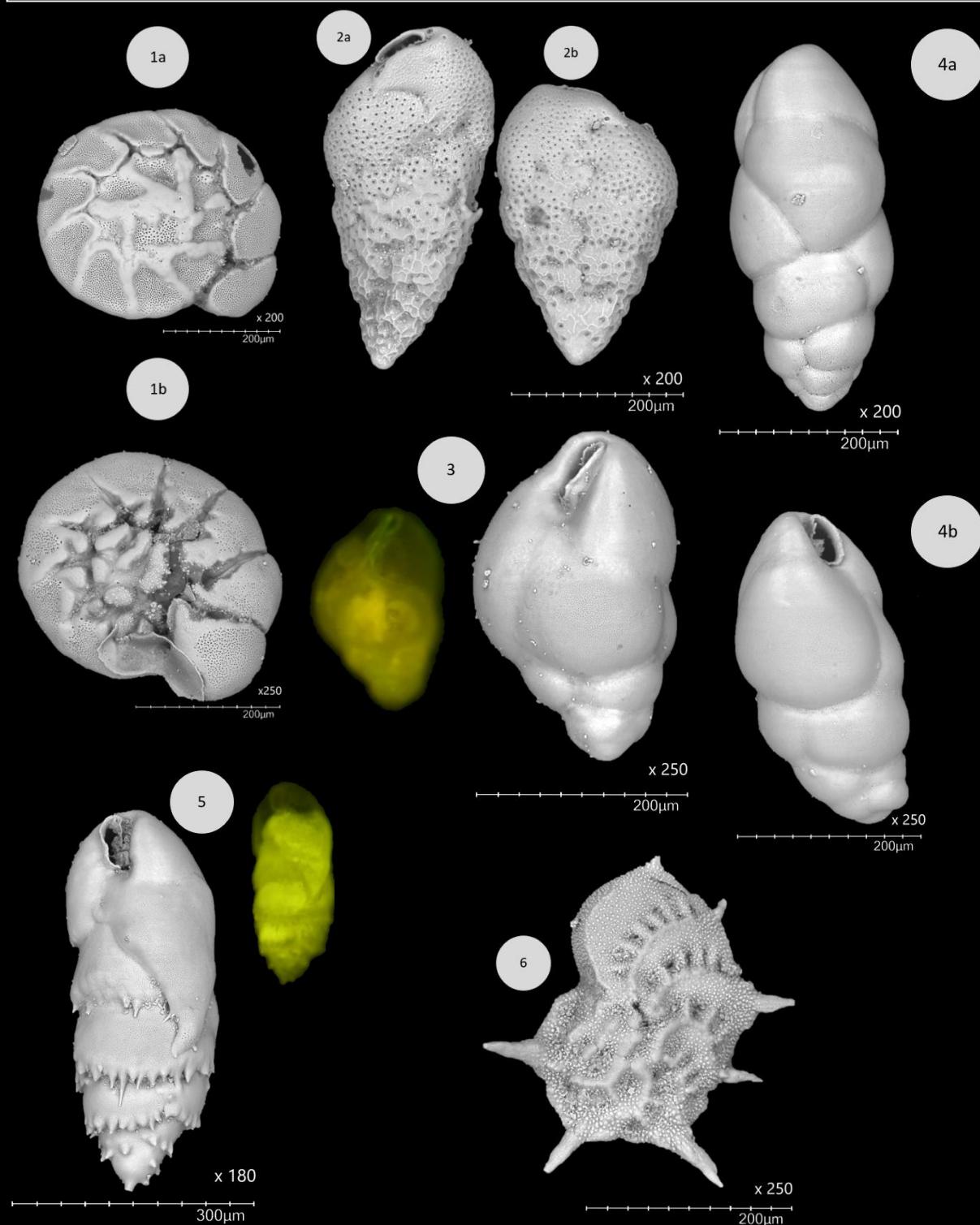
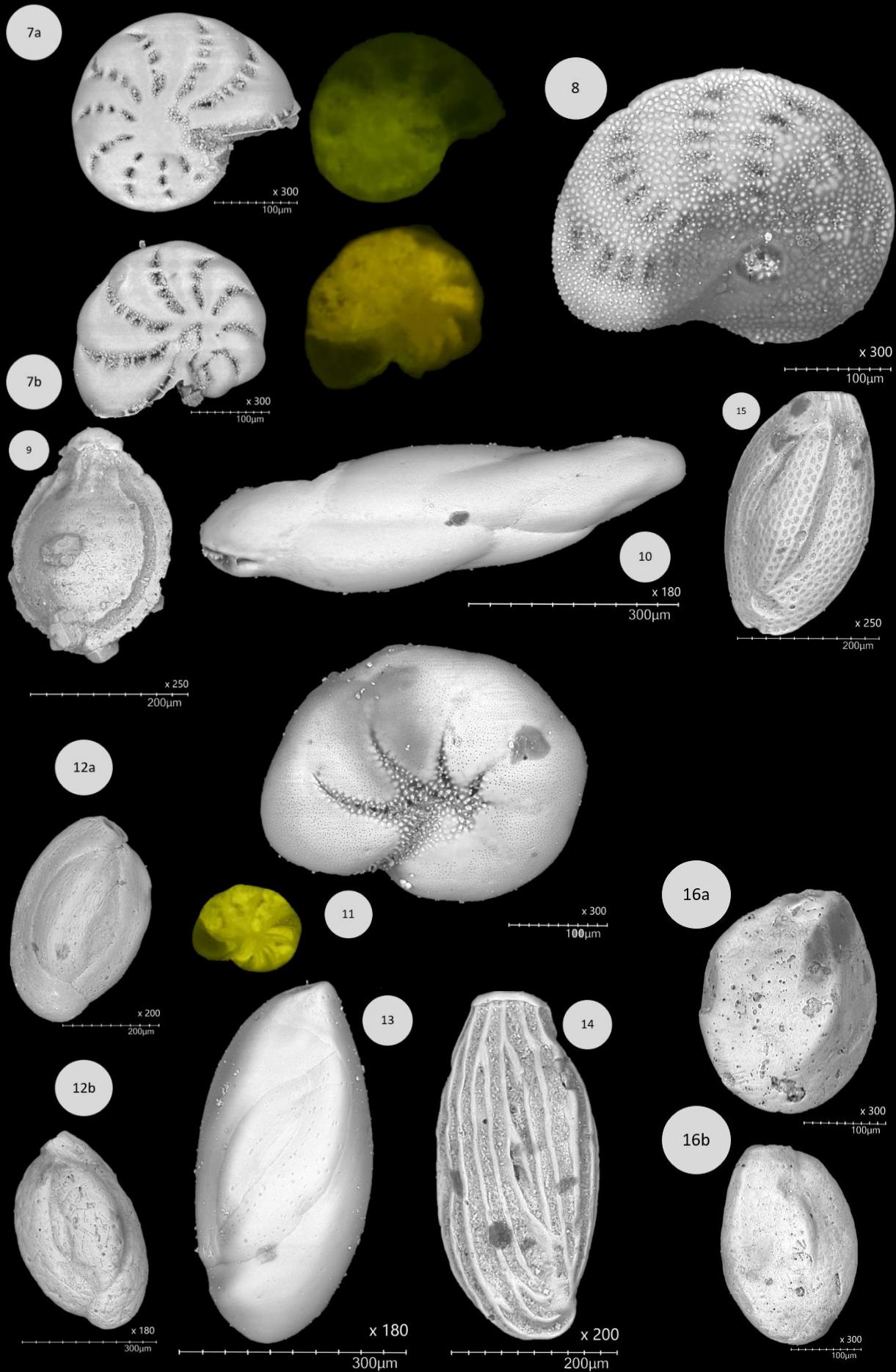
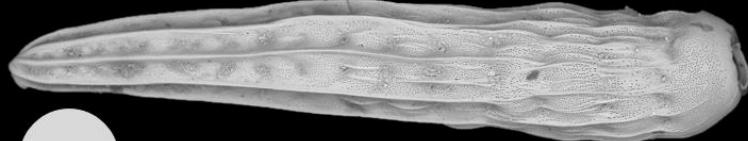
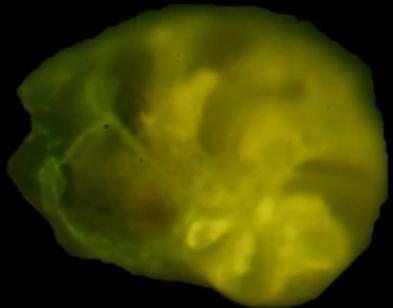
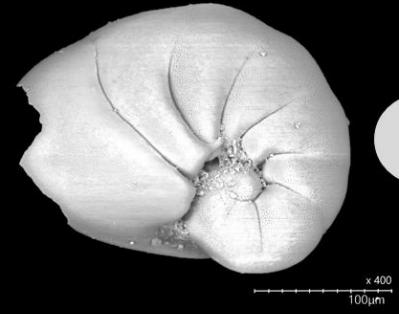
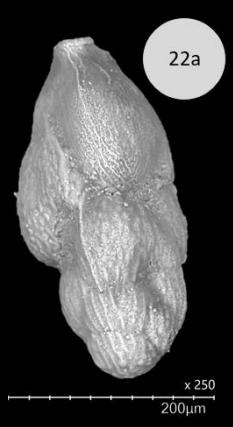
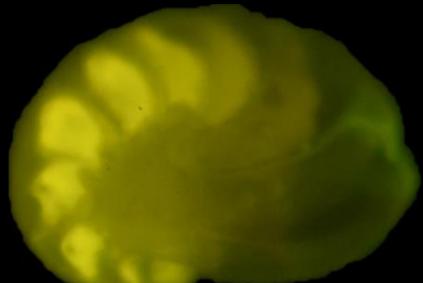
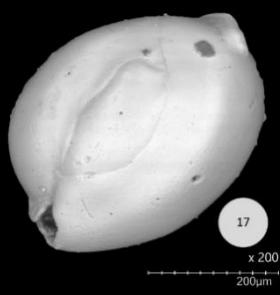
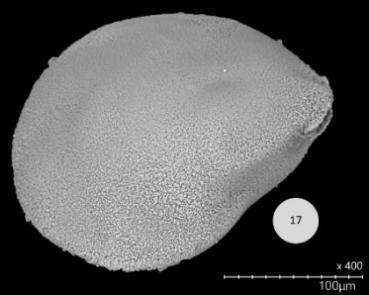


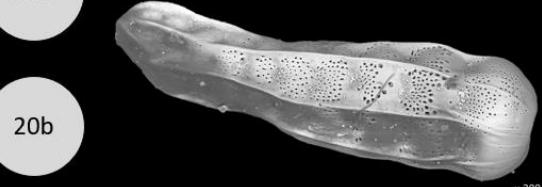
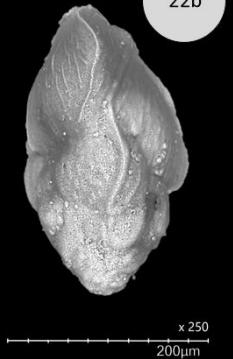
Planche MEB/épifluorescence des foraminifères hyalins non-épiphytes : **1a,b** – *Ammonia beccarii*, **2a,b** – *Bolivina variabilis*, **3** – *Bulimina elegans*, **4a,b** – *Bulimina elongata*, **5** – *Bulimina marginata*, **6** – *Elphidium aculeatum*, **7** – *Elphidium gerthi*, **8** – *Elphidium margaritaceum*, **9** – *Fissurina orbignyiana*, **10** – *Furstenkoina* sp., **11** – *Haynesina germanica*, **12a,b** – *Quinqueloculina seminula*, **13** – *Quinqueloculina oblonga*, **14** – *Quinqueloculina undulata*, **15** – *Quinqueloculina viennensis*, **16a,b** – *Quinqueloculina* sp.1, **17** – *Lenticulina rotulata*, **18** – *Miliolinella subrotunda*, **19a,b** – *Nonionella stella*, **20** – *Reussella* sp., **21a,b** – *Siphogenerina* sp., **22a,b** – *Spirillina* sp., **23a,b** – *Trifarina angulosa*, **24** – *Trifarina reussi*, **25** – *Triloculina trigonula*, **26** – *Uvigerina canariensis*







x 60
500 μm



21a

21b

