



UNIVERSITÉ
CAEN
NORMANDIE



Mémoire de stage dans le cadre du diplôme de Master 2

« Sciences de la mer Parcours Exploitation des ressources vivantes côtières »

Université de Caen Normandie

UFR des Sciences, Boulevard Maréchal Juin, 14000 Caen

CORUTAH

Caractérisation de l'état écologique du cheptel mytilicole d'Utah Beach

SOSINSKI, Julia

julia.sosinski@hotmail.fr

Lieu du stage :
Synergie Mer Et Littoral
45 Zone Conchylicole, 50560 Blainville-sur-Mer

Sous la responsabilité de : Jean-Louis Blin
Tél. : 02 33 76 57 70
Mail : jlblin@smel.fr

2022-2023

Liste des abréviations

Ab : Aboral

ACP : Analyse en Composantes Principales

ADN : Acide DésoxyriboNucléique

AMPA : AminoMethylPhosphonic Acid

ANOVA : Analyse de la variance

CARUTAH : CARactérisation de l'état écologique du cheptel mytilicole d'UTAH Beach

CE 50, 20, 10 : Concentration entraînant 50, 20, 10% d'Effet

DNOC : 4,6-dinitro-ortho-cresol

F0 : Fluorescence minimale

FAO : Food and Agriculture Organization

Fm : Fluorescence maximale

Ft : Fluorescence instantanée

Fv : Fluorescence variable

HYDRONOR : Réseau de suivi des paramètres hydrobiologiques des bassins conchyliques Normands

IFREMER : Institut Français de Recherche pour l'exploitation de la MER

ISO : International Organization for Standardization

LBS : Lysogeny Broth and Salt

ND : Non-Développement

MES : Matière En Suspension

MOP : Matières Organiques Particulaires

MYTILOBS : Réseau national d'observation de la moule bleue

PA / PV : Pôle Animal / Pôle végétatif

PCR : Polymerase Chain Reaction

PES : PolyEtherSulfones

pH : Potentiel Hydrogène

POCIS : Polar Organic Chemical Integrative Sampler

PSII : PhotoSystème II

PSU : Practical Salinity Unit

REMOULNOR : réseau de suivi de la production mytilicole Normande

RHLN : Réseau Hydrologique Littoral Normand

ROS : Reactive oxygen species

SMEL : Synergie Mer et Littoral

SPE (colonne) : Solid Phase Extraction

V / D / O : Ventral / Dorsal / Oral

Table des figures

<u>Figure 1</u> : Bateau du SMEL, l'HELCYON II, acquit en 2008, armé en 3 ^e catégorie qui permet des interventions sur l'ensemble de la façade de l'ouest Cotentin (de la baie du Mont Saint Michel jusqu'au cap de la Hague) ©SMEL.	2
<u>Figure 2</u> : Le SMEL possède un tracteur, équipé d'une remorque ostréicole, qui permet des interventions de grandes capacités dans un rayon de 10 km environ autour du centre expérimental. © SMEL.	2
<u>Figure 3</u> : Compartiments étudiés et protocoles utilisés dans le cadre du projet CarUtah.	4
<u>Figure 4</u> : Localisation des pieux et paniers utilisés dans le projet CarUtah. Les cadastres ont été fournis par la DDTM 50.	5
<u>Figure 5</u> : Protocole utilisé pour le suivi biométrique des moules. Les paramètres évalués sont la mortalité, la longueur totale, le poids total humide, le poids sec de chair, le poids sec de coquilles et le taux de remplissage.	5
<u>Figure 6</u> : Protocole utilisé pour le suivi histologique de <i>Mytilus</i> spp. Une fois l'inclusion en paraffine réalisée, les échantillons peuvent se stocker durant plusieurs mois avant d'être coupés et colorés	6
<u>Figure 7</u> : Photomicrographies histologiques représentant des stades gamétogéniques distincts pour chaque sexe. Photographies modifiées de Jones et al., 2021 ; stades de gamétogenèse des moules modifiés de Chipperfield, 1953 et Duinker et al., 2008	6
<u>Figure 8</u> : Schématisation de la métagénomique ciblée sur la recherche de bactéries avec l'ADNr 16S. Cette méthode permet d'identifier très largement les espèces bactériennes présentes dans les moules	7
<u>Figure 9</u> : Protocoles utilisés pour le dosage de l'ammonium, nitrite, nitrate, orthophosphate et acide orthosilicique	7
<u>Figure 10</u> : Description des méthodes utilisées pour la mesure de la température, salinité, taux d'oxygénation, turbidité, pH, teneur en matières en suspensions et matières organiques particulières. MES = Matières en suspension ; MOP = Matières organiques particulières	8
<u>Figure 11</u> : Méthodes de dosage de la chlorophylle <i>a</i> : par spectrophotométrie ou par fluorimétrie. Les dosages sont réalisés au laboratoire du SMEL. Les constantes F et R sont déterminées par deux équations au moment de l'étalonnage du fluorimètre. Le dosage par spectrophotométrie est basé sur la norme NF T 90-117, et celui par fluorimétrie est basé sur les travaux de Yentsch & Menzel (1963).	8
<u>Figure 12</u> : Phytothèque d'Utah Beach. Seules les principales espèces retrouvées de juillet 2022 à juillet 2023 y figurent. Les photographies ont été réalisées au microscope optique x 100, et traitée avec le logiciel Image Motic 2000 et Photoshop	10
<u>Figure 13</u> : Routine d'analyse et interprétation des résultats du package TTAinterfaceTrendAnalysis	10
<u>Figure 14</u> : Synthèse de l'utilisation des échantillonneurs passifs POCIS. PES = polyethersulfones	11
<u>Figure 15</u> : Echantillonneurs passifs déployés à Utah Beach. A. Support permettant de retenir l'eau afin d'éviter l'assèchement des membranes des POCIS. B. Cage à POCIS en acier inoxydable.	11
<u>Figure 16</u> : Protocole « larve d'oursin » pour les tests écotoxicologiques. Illustration réalisée d'après les travaux de Petinay et al. (2009).	12
<u>Figure 17</u> : Méthode de déclenchement des pontes d'oursin. A. Agitation de l'oursin sans injection afin de provoquer un stress entraînant la libération des gamètes. B. Injection de KCl dans le péristome pour entraîner la libération des gamètes.	13

<u>Figure 18</u> : Observation au microscope optique x 100 de la membrane de fécondation. Observation au microscope optique x100.	13
<u>Figure 19</u> : Développement embryonnaire et larvaire de l'oursin durant 72 heures post-fécondation. L'orientation est indiquée par PA : Pôle animale, PV : Pôle végétatif, V : Ventral, D : Dorsal, O : Oral, Ab : Aboral. Les photographies ont été réalisées au microscope optique couplé au logiciel de traitement d'image Image Motic 2000. L'assemblage des photographies a été réalisé sur Photoshop.	13
<u>Figure 20</u> : Malfothèque : Inventaire des malformations larvaires recensées lors des expositions pour CarUtah. Les photographies ont été réalisées au microscope optique couplé au logiciel de traitement d'image Image Motic 2000. L'assemblage des photographies a été réalisé sur Photoshop.	14
<u>Figure 21</u> : Mise en place du test de bioluminescence <i>Vibrio fischeri</i> et lecture des résultats.	15
<u>Figure 22</u> : Stades gamétogéniques des moules à Utah Beach et observations histologiques. Pour chaque date, 12 moules de chaque classe d'âge (1 an et 2 ans) sont passées en analyses histologiques.	16
<u>Figure 23</u> : Suivi biométrique des moules d'Utah Beach, âgées de 1 an (orange) et 2 ans (rouge). Chaque pool est composé de 60 individus.	16
<u>Figure 24</u> : Evolution de l'acide orthosilicique, de l'orthophosphate, des nitrates, nitrites et ammonium, à Utah Beach entre 2004 et 2023. Les données antérieures à 2023 sont issues de la base de données HYDRONOR. La visualisation est faite sur R avec le package TTAinterfaceTrendAnalysis.	17
<u>Figure 25</u> : Evolution de la quantité de chlorophylle a, des phéopigments, des matières en suspension (MES), de la matière organique (MO) et de la turbidité, à Utah Beach entre 2004 et 2023. Les données antérieures à 2023 sont issues de la base de données HYDRONOR. La visualisation est faite sur R avec le package TTAinterfaceTrendAnalysis.	17
<u>Figure 26</u> : Evolution du taux d'oxygène, du pH, de la température et de la salinité, à Utah Beach entre 2004 et 2023. Les données antérieures à 2023 sont issues de la base de données HYDRONOR La visualisation est faite sur R avec le package TTAinterfaceTrendAnalysis.	18
<u>Figure 27</u> : ACP (Analyse en composantes principales) réalisée à partir des données brutes HYDRONOR relevées à la station d'Utah Beach. La première lettre désigne la saison (A = Automne ; H = Hiver ; P = Printemps ; E = Été), suivie de l'année (ex : A2009 pour automne 2009). Chlo = chlorophylle a ; NH4 = ammonium ; NO2 = nitrite ; NO3 = nitrate ; SI = acide orthosilicique ; PO4 = orthophosphate ; MO = Matière organique, MES = Matières en suspensions.	19
<u>Figure 28</u> : Suivi des indicateurs de biomasse phytoplanctonique (chlorophylle a et fluorescence minimale) et du rendement quantique maximal (Fv/Fm). Le point de prélèvement « Utah » est celui utilisé depuis 2004 dans le cadre du suivi HYDRONOR mené par le SMEL. Le point « CarUtah » est situé au niveau des installations pour le suivi des POCIS. Les prélèvements sont réalisés à pleine mer à 1m de profondeur à l'aide d'une bouteille niskin.	19
<u>Figure 29</u> : Moyenne des larves de <i>Paracentrotus lividus</i> sans malformations (A – vert), malformées (B – orange) et non-développées (C – violet) après exposition aux eaux prélevées à Utah Beach durant 72 heures. Pour chacun des trois réplicats, un minimum de 150 larves sont comptées. La moyenne par réplicat est affichée sous forme de point. Les lettres sont le résultat des ANOVA : si deux éléments partagent la même lettre ils ne sont pas significativement différents. La plage témoin est réalisée à partir d'une eau de référence permettant la validation du bon matériel biologique et la qualité des larves.	21

<u>Figure 30</u> : Longueur moyenne des spicules des larves de <i>Parcentrotus lividus</i> sans malformations après 72 heures de développement dans les eaux prélevées à Utah Beach. Pour chaque date, 20 mesures sont effectuées sur les trois réplicats. Les larves sont observées au microscope optique (x40) et les mesures sont faites avec le logiciel Image Motic 2000.	22
<u>Figure 31</u> : Concentration engendrant 10% d'inhibition de la luminescence (CE10) de <i>Vibrio fischeri</i> . Lorsque la CE10 dépasse les 100%, cela signifie qu'il faut concentrer l'échantillon pour atteindre les 10% d'effet. Les lettres sont le résultat des ANOVA : si deux éléments partagent la même lettre ils ne sont pas significativement différents.	22
<u>Figure 32</u> : Concentration en ng/POCIS/jour des contaminants chimiques retrouvés à Utah Beach (POCIS Pharm). Le nombre total de molécules détectées est indiqué au-dessus des «bâtons». Chaque couleur et motif représente une molécule différente. Les POCIS ont été analysés en 2 séries, entraînant une différence dans les seuils de détection de 6 molécules. Passage du seuil de 0.5 à 0.05 pour l'ametryne, le desethylterumeton, le dinoterb, le fipronil et la propazine et passage de 0.05 à 0.5 pour le terbutryne.	23
<u>Figure 33</u> : Concentration en glyphosate (vert) et AMPA (acide aminométhylphosphonique, bleu) retrouvés à Utah Beach, en ng/POCIS/jour (POCIS Gly).	24
<u>Figure 34</u> : Quantité total de contaminants retrouvés à Utah Beach (gris : pesticides, bleu : glyphosate et AMPA) et pluviométrie (cumul mensuel en mm).	24
<u>Figure 35</u> : Résultat de l'ACP avec pour paramètre : « LarvesNonDev » pour les larves d'oursins non-développées (bioindicateur), « PestiPharm » pour la quantité de molécules accumulées sur les POCIS pharm, « TotalMolecules » pour la somme des molécules retrouvée sur les 2 types de POCIS, « CE10Fischeri » pour la CE 10 du test d'inhibition de la luminescence de <i>V. fischeri</i> , « LarvesMalform » pour les larves d'oursin malformées (bioindicateur), « AMPAetGly » pour la quantité d'AMPA et glyphosates.	25
<u>Figure 36</u> : Résultat de l'ACP avec pour paramètre la quantité de chlorophylle <i>a</i> en $\mu\text{g.L}^{-1}$ (« Chlorophyllea »), la fluorescence minimale du phytoplancton (« F0 »), le stade de maturité des moules passée en histologie (« Stadedematurite »), le taux de remplissage des moules de 1 an (« Remplissage1an ») et celui des moules de 2 ans (« Remplissage2ans »).	26
<u>Figure 37</u> : Suivi du taux de remplissage des moules d'Utah Beach, âgées de 1 an (beige) et 2 ans (rouge) et superposition avec les quantités de chlorophylle <i>a</i> ($\mu\text{g.L}^{-1}$ retrouvées à Utah Beach à la même période (en bleu).	28
<u>Figure 38</u> : Evolution des concentrations en chlorophylle <i>a</i> ($\mu\text{g.L}^{-1}$) relevées à Utah Beach entre 2020 et 2023. A. 2020, B. 2021, C. 2022, D. 2023. Noir = Données annuelles pour l'année considérée ; Bleu = Données interannuelles minimales ; Rouge = Données interannuelles maximales ; Vert = Données interannuelles moyennes pour la station. NB : L'année 2023 étant en cours, les derniers relevés s'arrêtent en mars [données HYDRONOR]	28
<u>Figure 39</u> : Évolutions des panaches (<i>E. coli</i>) en provenance des 7 bassins versants bordant la Baie des Veys : L'Escalgrain, Le Rhin, L'Aure, La Vire, La Taute, La Douve et La Grande Crique - en condition de vives eaux. Modifié d'après le rapport SAFEGE-Ginger-Actimar (2013).	30
<u>Figure 40</u> : Anomalies de développement de <i>Paracentrotus lividus</i> dues à une exposition à des doses aiguës de polluants. Modifié d'après Gambardella et al. (2021).	31
<u>Figure 41</u> : Mode d'action suggéré du glyphosate sur la photosynthèse d'algues aquatiques et d'espèces/souches de cyanobactéries non ciblées (d'après Smedbol et al., 2017).	33
<u>Figure 42</u> : Sources d'AMPA. D'après Grandcoin et al., 2017	33

Table des tableaux

<u>Tableau 1</u> : Lecture des résultats pour le test <i>V. fischeri</i>	15
<u>Tableau 2</u> : Matrice de corrélation (coefficient de Pearson) entre les différents paramètres mesurés par le réseau HYDRONOR depuis 2004.	18
<u>Tableau 3</u> : Dynamique des espèces de phytoplancton retrouvées à Utah Beach.	20
<u>Tableau 4</u> : Matrice de corrélations (coefficient de Pearson) avec quantité d'AMPA, de Glyphosate, Pesticides (POCIS Pharm), Somme de toutes les molécules des deux POCIS (Tt molécules) et précipitations	24
<u>Tableau 5</u> : Matrice de corrélations (coefficient de Pearson) avec pour paramètre : « LarvesNonDev » pour les larves d'oursins non-développées (bioindicateur), « PestiPharm » pour la quantité de molécules accumulées sur les POCIS pharm, « TotalMolecules » pour la somme des molécules retrouvée sur les 2 types de POCIS, « CE10Fischeri » pour la CE 10 du test d'inhibition de la luminescence de <i>V. fischeri</i> , « LarvesMalform » pour les larves d'oursin malformées (bioindicateur), « AMPAetGly » pour la quantité d'AMPA et glyphosates.	25
<u>Tableau 6</u> : Matrice de corrélations (coefficient de Pearson) avec pour paramètre la quantité de chlorophylle <i>a</i> en $\mu\text{g.L}^{-1}$ (« Chlorophyllea »), la fluorescence minimale du phytoplancton (« F0 »), le stade de maturité des moules passée en histologie (« Stadedematurite »), le taux de remplissage des moules de 1 an (« Remplissage1an ») et celui des moules de 2 ans (« Remplissage2ans »).	26
<u>Tableau 7</u> : Liste des pesticides retrouvés à Utah Beach et caractéristiques (©EU Pesticides Database)	32

Table des matières

Introduction	1
Structure d'accueil	1
Etat de l'art	2
Matériel & Méthodes	5
Stratégie d'échantillonnage	5
Matrice : moule commune (<i>Mytilus edulis</i>)	5
Suivi biométrique.....	5
Analyses histologiques.....	6
Recherche de pathogènes par métagénomique	6
Recherche de contaminants chimiques dans les chairs	7
Suivi qualitatif et quantitatif du phytoplancton.....	7
Disponibilité en nutriments	7
Evaluation des stocks.....	8
Suivi de l'état physiologique	9
Evaluation du cortège floristique.....	9
Traitement de données	10
Suivi de la qualité de l'eau	11
Pollution chimique	11
Evaluation de la qualité globale à l'aide de bioindicateurs.....	12

Résultats	16
Suivi des moules	16
Histologie	16
Biométrie	16
Suivi du phytoplancton	17
Suivi historique des nutriments et des paramètres physico-chimiques	17
Evaluation des stocks et état physiologique.....	19
Identification du phytoplancton	20
Suivi de la qualité de l'eau	21
Evaluation de la qualité de l'eau avec le bioindicateur larve d'oursin	21
Utilisation de <i>Vibrio fischeri</i> comme bioindicateur	22
Suivi de la contamination chimique avec les POCIS (Polar Organic Chemical Integrative Sampler).....	23
Mise en commun des paramètres	25
Des corrélations au sein du compartiment « Eau de mer »	25
Corrélations entre moules et phytoplancton	26
Discussion	27
Conclusion	34
Déroulement du stage	35
Bibliographie	36

I. Introduction

A. Structure d'accueil

Le SMEL (Synergie Mer Et Littoral) a été créé en 1980 sous l'initiative du Conseil Départemental de la Manche. Ce syndicat mixte a pour objectif de soutenir les activités économiques liées aux ressources marines vivantes.

Sur un budget annuel de 950 000 euros, les trois quarts sont apportés par des financements fléchés sur des projets. Ces financements sont assurés par des collectivités territoriales comme le Conseil Général de la Manche, du Calvados, le Conseil Régional de Basse-Normandie, des agences de l'Etat (Agence de l'Eau Seine Normandie, IFREMER, ...) et l'Union Européenne.

Pour accompagner au mieux les professionnels de la pêche et des cultures marines de Normandie, le SMEL a pour mission de renforcer les liens des professionnels avec les scientifiques et politiques de manière à optimiser les compétences régionales. Il leur fournit un soutien technique et scientifique pour perfectionner leur production et en assurer une gestion durable. Les travaux de recherche et développement menés au SMEL ont pour visée d'assurer un futur viable aux producteurs et les informations produites et collectées lors de ses travaux sont donc diffusées.

Ainsi, le SMEL dispose d'un centre technique d'une superficie de 1152 m² situé à Blainville-sur-mer dans le département de la Manche. Le centre est divisé en 8 plateaux techniques divisés selon le niveau de confinement sanitaire et leur possibilité de contrôler les paramètres d'élevage. Cela permet donc d'accueillir dans les meilleures conditions une grande variété d'organismes marins : végétaux, invertébrés filtreurs, brouteurs, animaux d'eau froide, d'eau chaude. Trois laboratoires servent d'appuis.

Le laboratoire d'analyses chimiques permet la mesure des sels nutritifs, matières en suspensions, matières organiques particulaires, chlorophylle *a* et autres pigments. Le laboratoire d'analyses bactériologiques permet l'isolement, le dénombrement et l'identification des bactéries. Et enfin, le laboratoire d'analyses biologiques sert aux mesures biométriques.



Figure 1 : Bateau du SMEL, l'HELCYON II, acquit en 2008, armé en 3^e catégorie qui permet des interventions sur l'ensemble de la façade de l'ouest Cotentin (de la baie du Mont Saint Michel jusqu'au cap de la Hague) ©SMEL



Figure 2 : Le SMEL possède un tracteur, équipé d'une remorque ostréicole, qui permet des interventions de grandes capacités dans un rayon de 10 km environ autour du centre expérimental. © SMEL

Des expérimentations dans le milieu naturel sont possibles grâce aux moyens d'interventions à la mer ([Fig. 1, 2](#)) : matériel de plongée sous-marine, tracteur, quad... Enfin, ces moyens sont complétés par une équipe d'ingénieurs et de techniciens auxquels se joignent des étudiants pour travailler, ensemble, avec les professionnels.

B. Etat de l'art

Née il y a plusieurs millénaires, l'aquaculture est issue des savoirs traditionnels pour l'élevage d'espèces aquatiques. Elle s'est développée au cours des siècles, et a connu des changements majeurs avec les avancées scientifiques du XXe et XXIe siècle. On assiste à un essor toujours d'actualité, produisant ainsi plus de la moitié des poissons et produits aquatiques pour la consommation humaine ([FAO, 2020](#)). La conchyliculture regroupe tous les élevages de coquillage. En France, on retrouve principalement l'huître creuse *Magallana* (anciennement *Crassostrea*) *gigas* et l'huître plate *Ostrea edulis*, la moule commune *Mytilus edulis* et la moule méditerranéenne *Mytilus galloprovincialis*, la palourde japonaise *Ruditapes philippinarum*, la coque commune *Cerastoderma edule* et d'autres espèces comme l'ormeau tuberculeux *Haliotis tuberculata* ([FAO, 2005](#)). La conchyliculture française, avec une production moyenne de 250 000 tonnes par an et un chiffre d'affaires de 774 millions d'euros, arrive 2^e au classement européen. Sur ce chiffre, la mytiliculture représente une production annuelle de 65 000 tonnes et ainsi près de 120 millions d'euros de chiffres d'affaires (2018). Le littoral normand, de par ses caractéristiques, se prête particulièrement à la mytiliculture. Ainsi, près d'une moule française sur deux est produite en Normandie ([CNC, 2023](#)).

La mytiliculture exploite le cycle naturel des moules. Ainsi, la première étape consiste à capter les naissains (au printemps). En effet, les espèces du genre *Mytilus* ont une courte phase de vie planctonique et vont rapidement se fixer sur un substrat. Pour cela, sont disposées de grandes cordes en fibre de noix de coco, servant de collecteurs pour les naissains. Ensuite, les cordes sont dédoublées puis enroulées sur des bouchots (pieux en bois) ([Marchand, 1915](#)). Les moules (*Mytilus spp.*) sont des bivalves marins filtreurs (microphages et suspensivores). Elles s'alimentent en piégeant les particules planctoniques dans leur mucus. Elles peuvent également se nourrir de bactéries lorsque les ressources en algues sont trop restreintes ([His & Cantin, 1995](#)). Ces espèces sont gonochoriques.

Une fois la maturité sexuelle atteinte, les gonades colonisent le manteau (Gosling, 2003). Les espèces produites sur le littoral français sont *Mytilus edulis* et *Mytilus galloprovincialis*. La moule commune *M. edulis* affectionne les eaux froides à tempérées, et peut supporter des températures négatives (Aarset, 1982). On la retrouve en Mer du Nord, mer Celtique et Manche, avec une limitation de répartition au niveau de la frontière espagnole (Fly et al., 2015). La moule méditerranéenne *M. galloprovincialis* vit dans les eaux chaudes à tempérées, avec une limite inférieure de 7 à 8°C (Lubet, 1973). On la retrouve en Mer Méditerranée et le long des côtes atlantiques espagnoles. Pour ces deux bivalves eurythermes, les températures maximales létales sont de 29-30°C (Almada-Villela et al., 1982). Il est possible d'avoir des zones communes entre ces deux espèces. C'est notamment le cas en Bretagne, dans la Manche (Fly et al., 2015). Concernant la salinité, *M. edulis* supporte des dessalures importantes allant jusqu'à 7‰ et *M. galloprovincialis*, 19‰. La salinité maximale pour les deux espèces est de 43‰ (Lubet, 1973). Malgré la tolérance de ces espèces, la culture de moules se réalisant en milieu ouvert, les paramètres du milieu ne peuvent être maîtrisés. Ainsi, les moules sont exposées aux aléas climatiques, à la préation, à la pollution et aux pathogènes (Charles, 2019).

Depuis 2014, on recense des épisodes de mortalité massive dans certains bassins de production. Plusieurs régions ont été touchées : Bretagne, Pays de la Loire et Poitou-Charentes (Béchemin et al., 2015 ; Allain & Bernard 2016). La Normandie ne fait pas exception et le réseau MYTILOBS (Ifremer) recense des taux de mortalité importants dans la région, avec notamment 40% en 2014, 65% en 2016 et 39% en 2018 pour le site d'Agon (Normand et al., 2021).

Plus récemment, c'est le site d'Utah Beach (Est Cotentin) qui fût frappé par des mortalités massives sur les moules de bouchot. En effet, les entreprises estiment pour les moules de tailles marchandes, avoir perdu 240 tonnes, soit près de 50% de leur production en 2020, ce qui représente une perte économique d'environ 530 000 euros. En 2021, ce sont 314 tonnes soit de 77% de leur production de perdues, pour un montant estimé à 692 000 euros. Concernant le naissain, les professionnels estiment une perte à hauteur de 50% des cordes de naissain pour 2020, soit environ 24 900 euros et 90% en 2021, soit 40 050 euros. De plus, en 2021, 21% de la production n'a pu être vendue en raison d'une qualité trop médiocre des moules non touchées par les mortalités (CRC Mer du Nord, 2021).

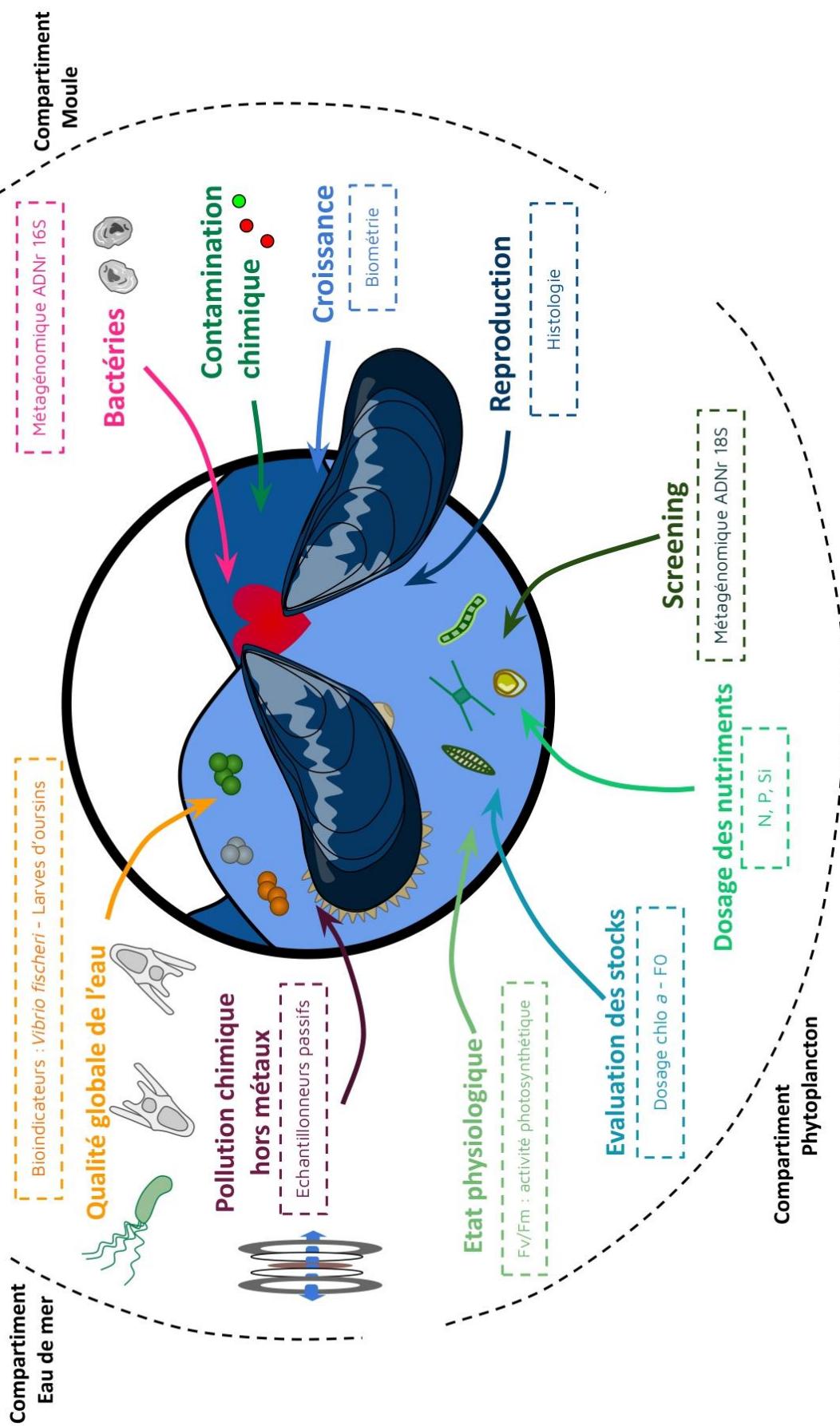


Figure 3 : Compartiments étudiés et protocoles utilisés dans le cadre du projet CarUtah.

Le réseau de suivi de la production mytilicole Normande, REMOULNOR (SMEL) a recensé plus de 60% de mortalité sur les moules en élevage entre 2020 et 2021 ([Blin et al., 2022](#)). Sur cette même période, les relevés HYDRONOR (SMEL) et RHLN (Ifremer) ont révélés un déficit très important en phytoplancton. En effet, la chlorophylle *a* est mesurée comme indicateur de stock phytoplanctonique. Après un pic au printemps 2020 (bloom printanier), les quantités de chlorophylle *a* pour Utah Beach sont restées en dessous des moyennes annuelles de la station avec des valeurs avoisinantes les minimales ([Petinay et al., 2021, 2022](#) ; [M'Zari et al., 2022, 2023](#)).

Utah Beach est connue pour être une zone très productive grâce à ses apports terrigènes en provenance de sept cours d'eau : l'Aure, la Vire, la Taute, la Douve, l'Escalgrain, le Rhin et la Grande Crique dont certains possèdent des bassins versants très vastes (plus de 120 000 ha pour la Vire) ainsi que des débits assez élevés ($4.56 \text{ m}^3 \cdot \text{s}^{-1}$ pour la Vire) ([Letourniant et al., 2018](#)).

Afin de comprendre au mieux les mécanismes impliqués dans les mortalités mytilicoles à Utah Beach, le projet CarUtah (Caractérisation de l'état écologique de la zone mytilicole d'Utah Beach) a été mis en place en janvier 2023 pour une durée de deux ans. Ainsi, trois compartiments sont suivis à une fréquence bimensuelle ([Fig. 3](#)).

Ce projet a été financé à 90 000€ par le CRC Normandie – Mer du Nord et le Conseil départemental de La Manche. Les objectifs de mon stage sont de lancer le projet CarUtah et de collecter les résultats d'un premier semestre de suivi. Ce stage fait suite à celui de master 1 durant lequel j'ai réalisé un état des lieux des connaissances de la zone, proposé les protocoles pour CarUtah et évalué le budget nécessaire aux deux ans du programme.

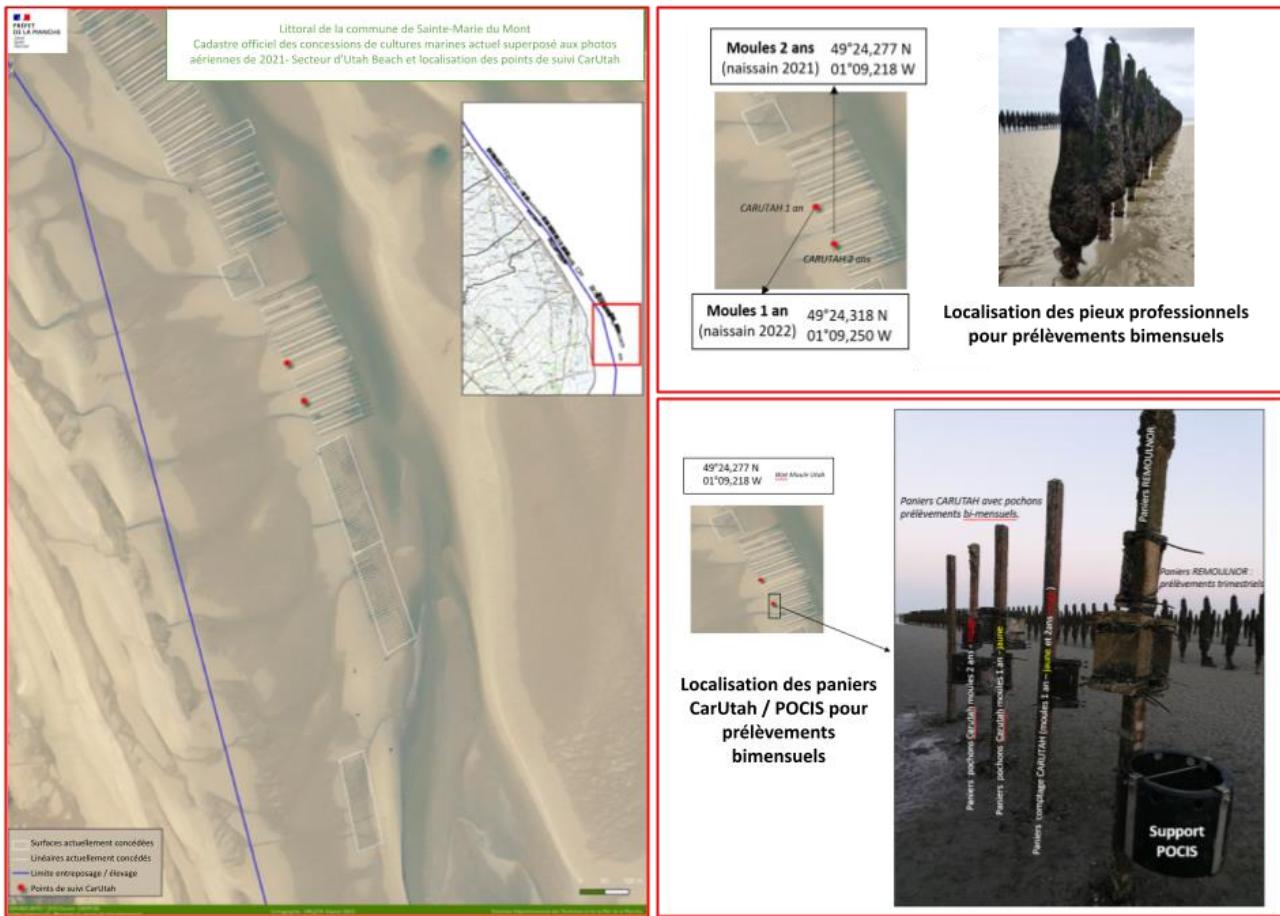


Figure 4 : Localisation des pieux et paniers utilisés dans le projet CarUtah. Les cadastres ont été fournis par la DDTM 50.

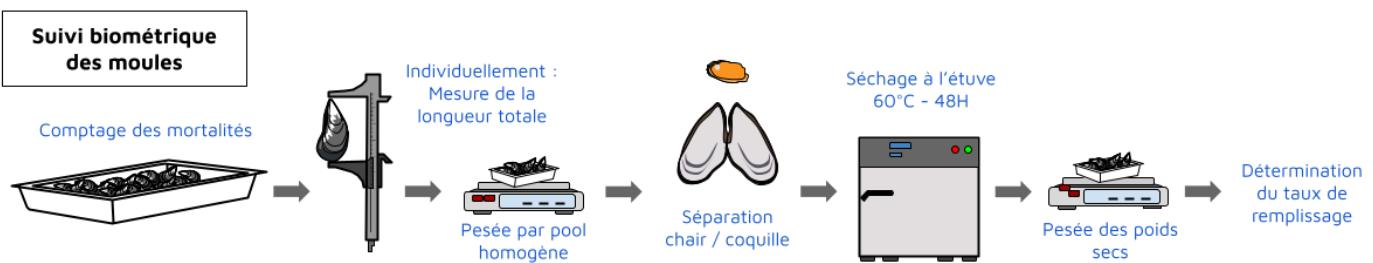


Figure 5 : Protocole utilisé pour le suivi biométrique des moules. Les paramètres évalués sont la mortalité, la longueur totale, le poids total humide, le poids sec de chair, le poids sec de coquilles et le taux de remplissage.

II. Matériel & Méthodes

A. Stratégie d'échantillonnage

Les échantillonnages pour le projet CarUtah sont réalisés toutes les deux semaines. Ainsi, à chaque sortie 12 moules de chaque classe d'âge sont prélevées sur les pieux professionnels et partent en analyses (histologiques et métagénomiques). Un échantillon de 50 moules de chaque classe d'âge est également réalisé sur les pieux professionnels pour la recherche de contaminants chimiques dans les chairs. Des paniers contenant 200 moules de chaque classe d'âge servent au comptage des mortalités. Des pochons de 30 moules de chaque classe d'âge sont prélevés pour le suivi biométrique. Les échantillonneurs passifs sont relevés à chaque visite (2 pour les glyphosates et 2 pour les pesticides).

Pour les prélèvements d'eau, le point CarUtah se situe au niveau du support POCIS (49°24,277'N 01°09,218'W) (Fig. 4). L'accès se fait par bateau à pleine mer et les prélèvements sont réalisés à 1m de profondeur à l'aide d'une bouteille Niskin avec la même fréquence d'échantillonnage.

B. Matrice : moule commune (*Mytilus edulis*)

1. Suivi biométrique

Le suivi biométrique (Fig. 5) est réalisé chaque mois sur 60 individus de 2 classes d'âges : 1 an et 2 ans. Ce suivi permet d'analyser la croissance et la survie des moules, selon leur classe d'âge. Les paramètres contrôlés sont :

- la longueur individuelle en cm (mesure au pieds à coulisse) ;
- le poids total (g) ;
- le poids de chair humide (g) ;
- le poids sec de chair (g) ;
- le poids sec de coquille (g).

Ces données permettent de définir la croissance des moules (gain de poids et gain de taille) et également de déterminer l'indice de condition de [Walne & Mann \(1975\)](#).

$$\text{Indice de condition (ou taux de remplissage)} = \frac{\text{Poids sec de chair (g)}}{\text{Poids sec de coquille (g)}}$$

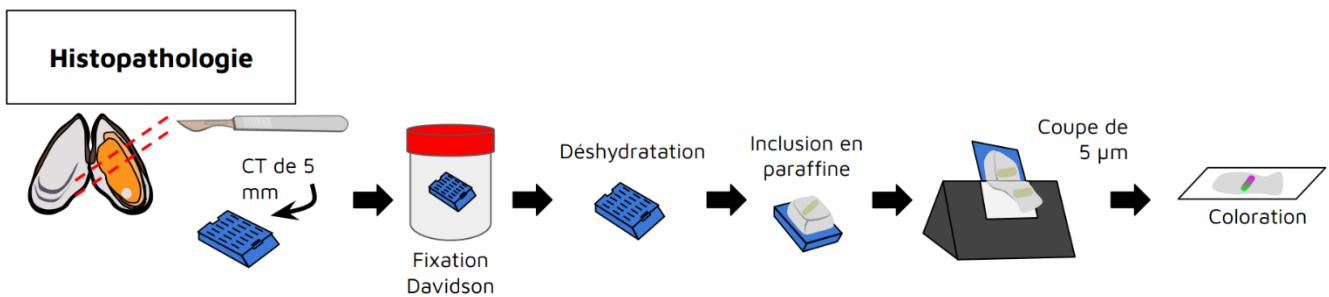


Figure 6 : Protocole utilisé pour le suivi histologique de *Mytilus* spp. Une fois l'inclusion en paraffine réalisée, les échantillons peuvent se stocker durant plusieurs mois avant d'être coupés et colorés.

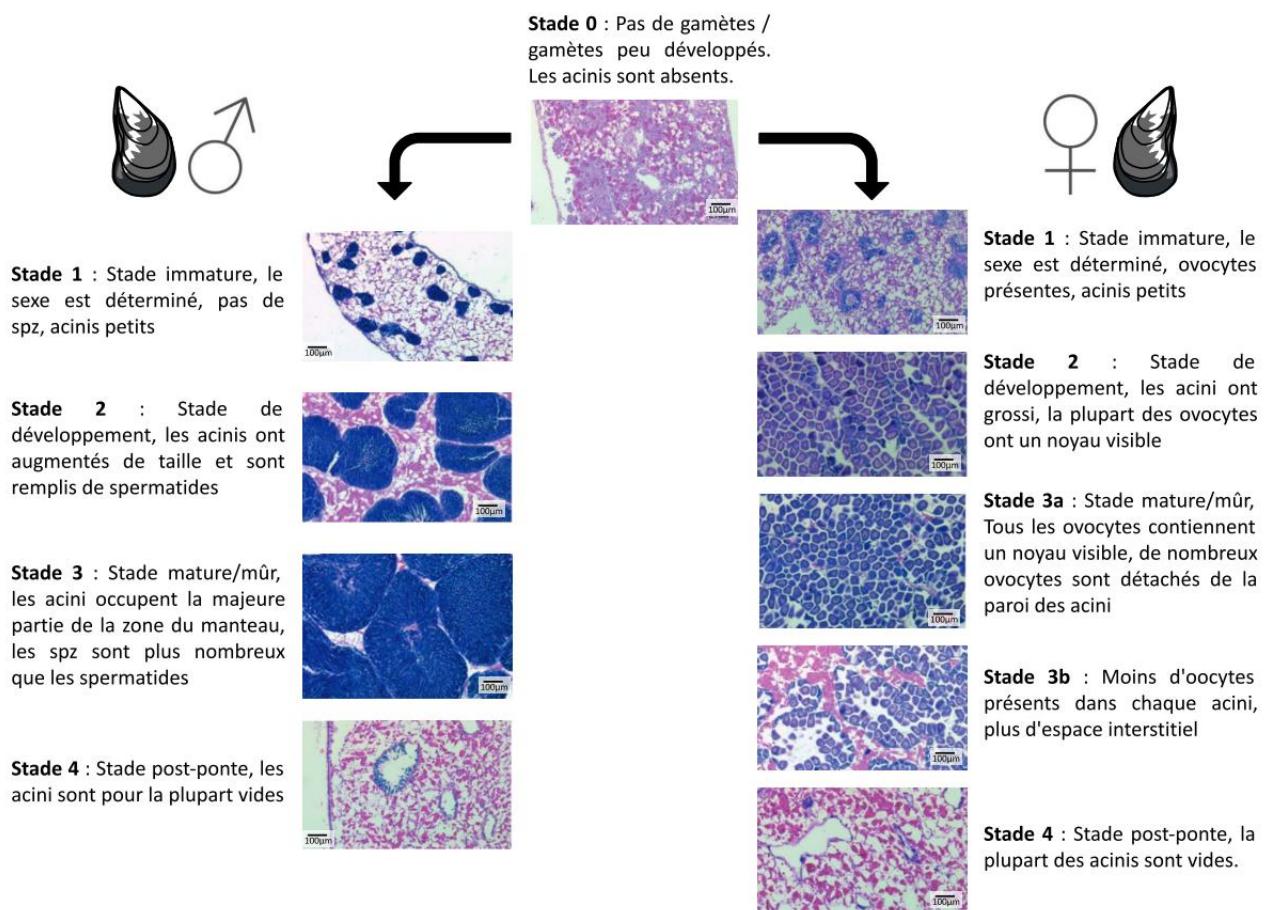


Figure 7 : Photomicrographies histologiques représentant des stades gamétogéniques distincts pour chaque sexe. Photographies modifiées de Jones et al., 2021 ; stades de gamétogenèse des moules modifiés de Chipperfield, 1953 et Duinker et al., 2008.

Ce dernier permet d'indiquer le taux de remplissage de la moule et ainsi son état physiologique. En effet, la quantité de chair sèche est un bon indicateur de l'état de santé (quantité de réserve énergétique).

2. Analyses histologiques

L'analyse histologique ([Fig. 6](#)) des moules a deux objectifs : la description précise du cycle de reproduction des moules et surveiller l'apparition de signe infectieux dans les tissus (infiltration hémocytaire, kyste). Pour cela, 12 moules de chaque classe d'âge (1 an et 2 ans) sont incluses en paraffine puis colorées à l'hématoxyline-éosine. La coloration permet de distinguer les différents tissus :

- Les gonades en violet ;
- Les tissus adipo-granuleux en rose ;
- Pas de coloration sur les tissus conjonctifs vésiculaires.

Les stades gamétogéniques sont définis selon la [Fig. 6](#). La fréquence des analyses permet ainsi de déterminer les périodes de pontes (proportion de gonades dans le manteau) et lorsqu'elles sont les plus vulnérables (moins de réserves disponibles). Ces analyses sont réalisées au laboratoire Labéo Franck Duncombe.

3. Recherche de pathogènes par métagénomique

Traditionnellement, les méthodes d'identification des communautés microbiennes étaient dépendantes de culture sur gélose. Pourtant, les chercheurs estiment que la grande majorité des procaryotes ne peuvent être cultivés en laboratoire ([Sleator et al., 2008](#)). Ainsi, le domaine de la métagénomique s'est développé rapidement et permet de s'affranchir de la culture et l'isolement des micro-organismes ([Thomas et al., 2010](#) ; [Simon & Daniel, 2010](#)).

La métagénomique basée sur la PCR (Polymerase Chain Reaction) est désormais courante dans la prospection de gènes par amplification directe de gènes spécifiques ([Kotik, 2009](#)). Le gène codant l'ADN ribosomique 16S est utilisé pour déterminer la composition d'un microbiome en termes d'espèces. Ce dernier est présent en une ou plusieurs copies dans la plupart des génomes bactériens et archéens ([Acinas et al., 2004](#)) et est également présent dans les génomes mitochondriaux ([Gray et al., 1999](#)).

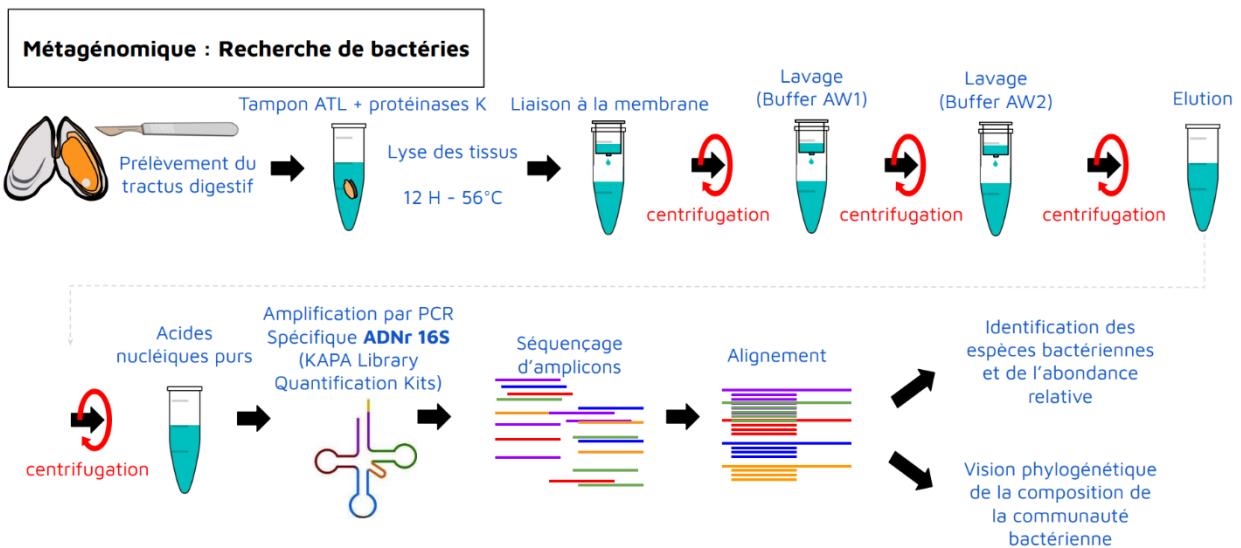


Figure 8 : Schématisation de la métagénomique ciblée sur la recherche de bactéries avec l'ADNr 16S. Cette méthode permet d'identifier très largement les espèces bactériennes présentes dans les moules.

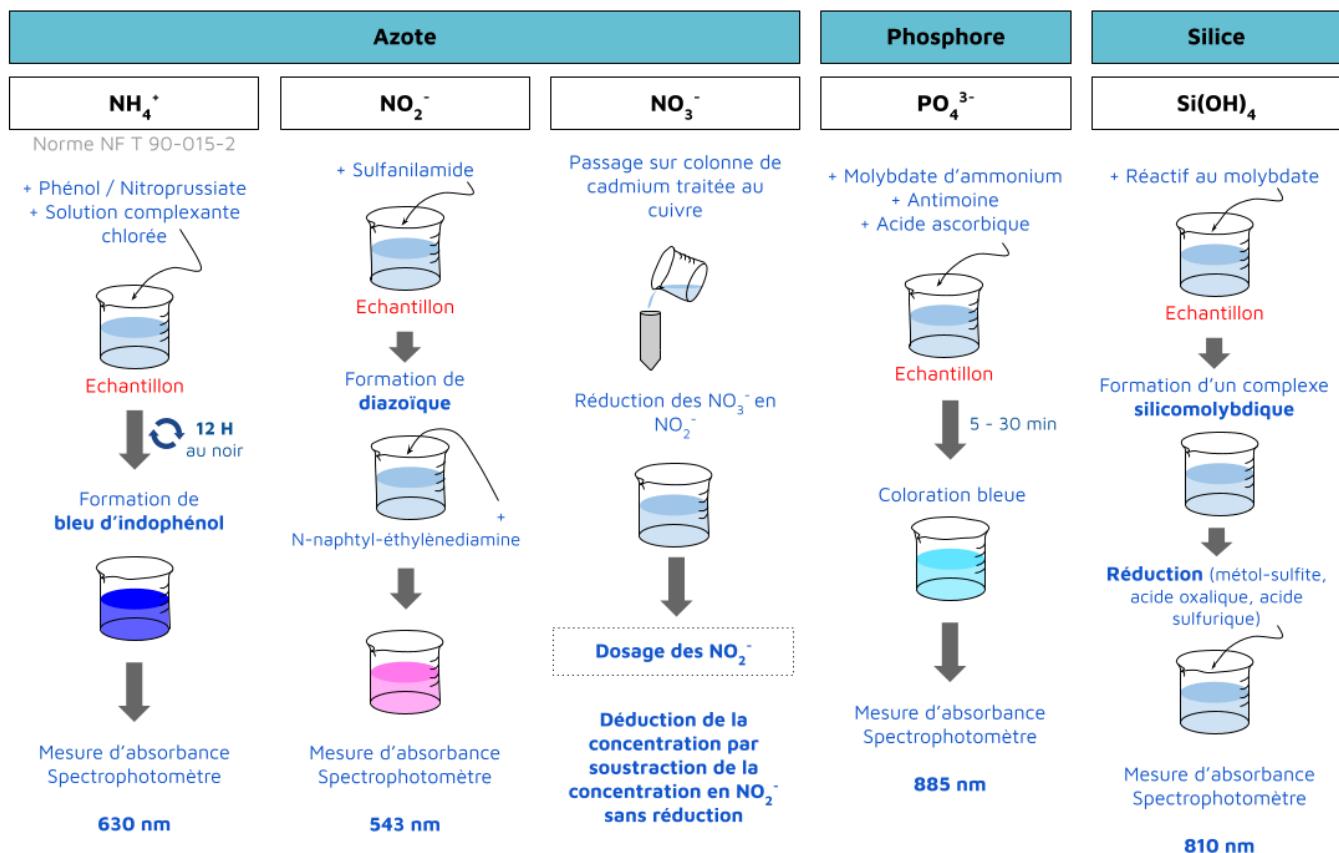


Figure 9 : Protocoles utilisés pour le dosage de l'ammonium, nitrite, nitrate, orthophosphate et acide orthosilicique.

D'une longueur d'environ 1 500 pb, il contient neuf régions variables entrecoupées de régions conservées. Les régions variables de l'ADNr 16S sont utilisées pour les classifications phylogénétiques telles que le genre ou l'espèce dans diverses populations microbiennes (Fig. 8) (Brumfield *et al.*, 2020). L'extraction d'ADN se fait à l'aide du mini kit de tissus QIAgen QIAamp.

Les analyses sont réalisées sur des plaques de 96 puits. Pour des raisons économiques, l'ADN est extrait puis stocké et les analyses ne sont lancées qu'une fois la quantité suffisante d'ADN accumulée pour remplir une plaque complète. La durée de mon stage n'a pas permis de lancer ces analyses, mais l'ADN des moules a bien été extrait et conservé.

4. Recherche de contaminants chimiques dans les chairs

Deux fois par mois 50 moules des deux classes d'âges sont récupérés sur les pieux des professionnels et congelés à -20°C. La recherche de contaminants directement dans les chairs n'est réalisée qu'en cas d'alerte : chute de la qualité de l'eau avec les bioindicateurs et/ou épisode de mortalité. Les prélèvements sont conservés durant la totalité du programme.

C. Suivi qualitatif et quantitatif du phytoplancton

1. Disponibilité en nutriments

Les prélèvements d'eau se font à une profondeur de 1 mètre à l'aide d'une bouteille niskin. Un litre est prélevé pour les mesures en nutriments.

Les éléments nutritifs essentiels à la croissance du phytoplancton sont évalués au laboratoire du SMEL *via* une méthode par spectrophotométrie. L'azote minéral est quantifié au travers de l'ammonium (NH_4^+), du nitrite (NO_2^-) et du nitrate (NO_3^-). Seule la forme assimilable du phosphore est quantifiée : l'orthophosphate (PO_4^{3-}). Enfin, la forme quantifiée de la silice est l'acide orthosilicique (Si(OH)_4).

Les différents protocoles sont repris dans la Fig. 9.

Les paramètres physico-chimiques (température, salinité, taux d'oxygénation) sont mesurés *in situ* à l'aide d'une sonde multi-paramètres. La turbidité et le pH sont mesurés au laboratoire du SMEL dans un souci de précision.

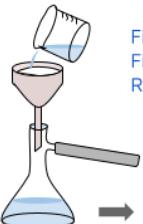
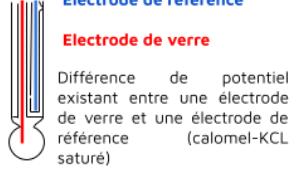
Mesure <i>in situ</i>	Mesure au laboratoire	
Température, salinité, oxygénation	Turbidité	MES et MOP
	Turbidimètre (2100P Hach)	 Filtration sous vide Filtre en fibres de verre Rétention des particules > 0,5-1 µm
Sonde multi-paramètres	pH	 Crémation 30 min à 450°C
	 Electrode de référence Electrode de verre Différence de potentiel existant entre une électrode de verre et une électrode de référence (calomel-KCl saturé)	$P1$: poids du filtre avant filtration (mg) $P2$: poids du filtre après filtration (mg) $P3$: poids du filtre après crémation (mg) V : volume filtré (ml) m : perte de masse d'un filtre témoin par crémation (mg)
		$[\text{MES}] \text{ mg.l}^{-1} = (P2 - P1) / V \cdot 1000$ $[\text{MOP}] \text{ mg.l}^{-1} = [P2 - (P3 + m)] / V \cdot 1000$

Figure 10 : Description des méthodes utilisées pour la mesure de la température, salinité, taux d'oxygénation, turbidité, pH, teneur en matières en suspensions et matières organiques particulières. MES = Matières en suspension ; MOP = Matières organiques particulières.

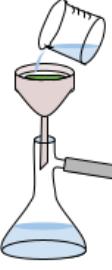
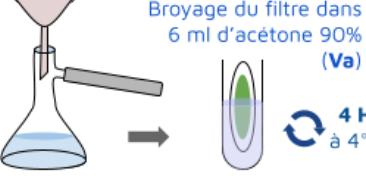
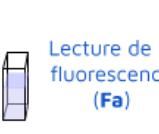
Dosage de la chlorophylle a		
Spectrophotométrie	Fluorescence	
 Echantillon + Acétone 90%	Lecture de la densité optique 665 nm 750 nm	 Filtration de 100 ml (V_f) d'échantillon (Filtre Whatman GF/F)
		 Broyage du filtre dans 6 ml d'acétone 90% (V_a)
		 Centrifugation 1000g - 20 min
		 Lecture de la fluorescence (F_a)
		 Ajout 50µl d'HCl 1N
		 Lecture de la fluorescence (F_b)
$[\text{Chl a}] = 26.7 \cdot (\text{DO}_{665}^{\text{av}} - \text{DO}_{665}^{\text{ap}}) / L$ $[\text{Phéo a}] = 26.7 \cdot (1.7 \cdot \text{DO}_{665}^{\text{ap}} - \text{DO}_{665}^{\text{av}}) / L$		$[\text{Chl a}] = F \times R / (R-1) \times (F_a - F_b) \times (V_a/V_f) \times 1000$ $[\text{Phéo a}] = F \times R / (R-1) \times (R \times F_b - F_a) \times (V_a/V_f) \times 1000$
$L = \text{chemin optique}$ $\text{DO}_{665}^{\text{av}} = (\text{DO à 665 nm}) - (\text{turbidité à 750 nm})$ $\text{DO}_{665}^{\text{ap}} = (\text{DO à 665 nm}) - (\text{turbidité à 750 nm après acidification par 100 µl d'HCl 1N})$		
F et R sont des constantes à déterminer au moment de l'étalonnage		

Figure 11 : Méthodes de dosage de la chlorophylle a : par spectrophotométrie ou par fluorimétrie. Les dosages sont réalisés au laboratoire du SMEL. Les constantes F et R sont déterminées par deux équations au moment de l'étalonnage du fluorimètre. Le dosage par spectrophotométrie est basé sur la norme NF T 90-117, et celui par fluorimétrie est basé sur les travaux de Yentsch & Menzel (1963).

Enfin, les matières en suspension (MES) et matières organiques particulaires (MOP) sont quantifiées au laboratoire grâce à une étape de filtration sur filtre en fibres de verre puis de crémation afin d'éliminer les matières organiques. Les protocoles sont détaillés dans la [Fig. 10](#).

2. Evaluation des stocks

i. Estimation de la fluorescence minimale

L'estimation de F_0 , la fluorescence minimale relevée lorsque tous les centres réactionnels sont ouverts est un indicateur de biomasse phytoplanctonique (relation entre le nombre de centres et le nombre de cellules phytoplanctoniques) ([Oxborough & Baker, 1997](#)). Ce dernier est mesuré à l'aide de l'AQUAPEN-110C. Après une mise à l'obscurité de 10 minutes, la mesure est réalisée ($F_0 = FT$ sur l'appareil).

ii. Dosage de la chlorophylle α

La quantité de chlorophylle α est utilisée comme indicateur indirect de la biomasse phytoplanctonique ([Belin, 2012](#)). La chlorophylle α est dosée au laboratoire du SMEL, soit par spectrophotométrie, soit par fluorimétrie ([Fig. 11](#)). Le dosage de la chlorophylle par spectrophotométrie se fait selon le protocole défini par la norme NF T 90-117. L'extraction se fait dans 10 ml d'acétone, ce qui permet de lyser les cellules qui libèrent la chlorophylle. L'extrait est filtré sur des filtres GF-F Whatman et récupéré pour être ensuite analysé dans le spectrophotomètre.

F est une constante liée au photomultiplicateur, r est une constante de dosage liée à la lampe de l'ordre de grandeur de F_a/F_b mais égale à F_a/F_b dans le cas unique d'une solution de chlorophylle α pure. Le rapport $[\text{Chl } \alpha] / [\text{Phéo } \alpha]$ est supposé constant quel que soit le facteur de dilution opéré après la lecture spectrophotométrique :

$$[\text{Chl } \alpha] / [\text{Phéo } \alpha] = ([\text{Chl } \alpha] / Z) / ([\text{Phéo } \alpha] / Z) = Q$$

D'un système de 2 équations à 2 inconnues, r et F sont obtenus en reprenant les équations du dosage fluorimétrique :

$$F * R / (R-1) * (F_a - F_b) = Q * (F * R / (R-1) * (R * F_b - F_a))$$

$$\Leftrightarrow Q * R * F_b = F_a * (Q+1) - F_b$$

$$\Leftrightarrow F_a - F_b = Q * (R * F_b - F_a)$$

$$\text{D'où } R = (F_a * (Q+1) - F_b) / Q * F_b$$

On remplace r par sa valeur dans une des équations où $[\text{Chl a}]$ ou $[\text{Phéo a}]$ sont connus et on peut en déduire F .

3. Suivi de l'état physiologique

Le rapport de la fluorescence variable sur la fluorescence maximale (Fv'/Fm') permet d'estimer l'efficacité du photosystème II (PSII) en tenant compte de la capacité photochimique et des processus de décroissance thermique non photochimique. Ce rapport est dépendant de l'état de réduction ou d'oxydation des pools de quinone A (Bradbury & Baker, 1984 ; Quick & Horton, 1984).

Le rapport Fv/Fm mesure la quantité maximale d'électrons émise par un centre PSII ayant reçu un électron. C'est un indicateur de la qualité physiologique des microalgues. Les valeurs indiquent (Claquin, comm. pers.) :

- $Fv/Fm = 0,6$: très bon état physiologique ;
- $Fv/Fm = 0,5$: bon état physiologique ;
- $Fv/Fm = 0,4 - 0,3$: moyen-mauvais état physiologique ;
- $Fv/Fm = 0,2 - 0,1$: mauvais-très mauvais état physiologique.

4. Evaluation du cortège floristique

i. Métagénomique 18S

Comme évoqué précédemment dans la partie B.2, la métagénomique basée sur la PCR est un outil courant et très puissant pour la prospection de gènes spécifiques (Kotik, 2009). L'amplification du gène codant pour l'ADN ribosomique 18S permet l'identification des eucaryotes présents dans l'échantillon. Ce dernier est composé d'une succession de régions dites en « épingles », très conservées, et des régions variables dites en « boucle ». Ces boucles sont des marqueurs relatant les relations phylogénétiques entre les organismes (Woese *et al.*, 1990).

Un prélèvement de 500 mL d'eau de mer est réalisé toutes les deux semaines à Utah Beach à l'aide d'une bouteille niskin (1 m de profondeur à pleine mer). Cet échantillon est filtré (10 μm) puis l'ADN est extrait à l'aide du DNeasy Plant Mini Kit (Qiagen) selon les instructions du fabricant.

Phytoplancton	Classe	Taille (par cellule)	Phytoplancton	Classe	Taille (par cellule)	Phytoplancton	Classe	Taille (par cellule)	Phytoplancton	Classe	Taille (par cellule)
	Diatomo-phyceae	50 - 100 µm		Diatomo-phyceae	20 - 80 µm		Diatomo-phyceae	50 - 100 µm		Diatomo-phyceae	40 - 180 µm
	Diatomo-phyceae	20 - 80 µm		Dictyochophyceae	20 - 60 µm		Diatomo-phyceae	20 - 60 µm		Diatomo-phyceae	100 - 200 µm
	Dino-phyceae	20 - 200 µm		Dino-phyceae	30 - 120 µm		Diatomo-phyceae	40 - 70 µm		Dino-phyceae	10 - 40 µm
	Diatomo-phyceae	10 - 80 µm		Diatomo-phyceae	20 - 50 µm		Diatomo-phyceae	5 - 200 µm		Diatomo-phyceae	2 - 20 µm
	Diatomo-phyceae	30 - 500 µm		Diatomo-phyceae	40 - 300 µm		Diatomo-phyceae	80 - 500 µm		Diatomo-phyceae	10 - 110 µm
	Diatomo-phyceae	50 - 80 µm		Diatomo-phyceae	50 - 200 µm		Diatomo-phyceae	3 - 45 µm		Diatomo-phyceae	20 - 60 µm
	Diatomo-phyceae	20 - 70 µm		Dino-phyceae	10 - 40 µm		Diatomo-phyceae	80 - 600 µm			
	Diatomo-phyceae	10 - 100 µm		Diatomo-phyceae	20 - 80 µm		Dino-phyceae	10 - 50 µm			

Figure 12 : Phytothèque d'Utah Beach. Seules les principales espèces retrouvées de juillet 2022 à juillet 2023 y figurent. Les photographies ont été réalisées au microscope optique x 100, et traitée avec le logiciel Image Motic 2000 et Photoshop.

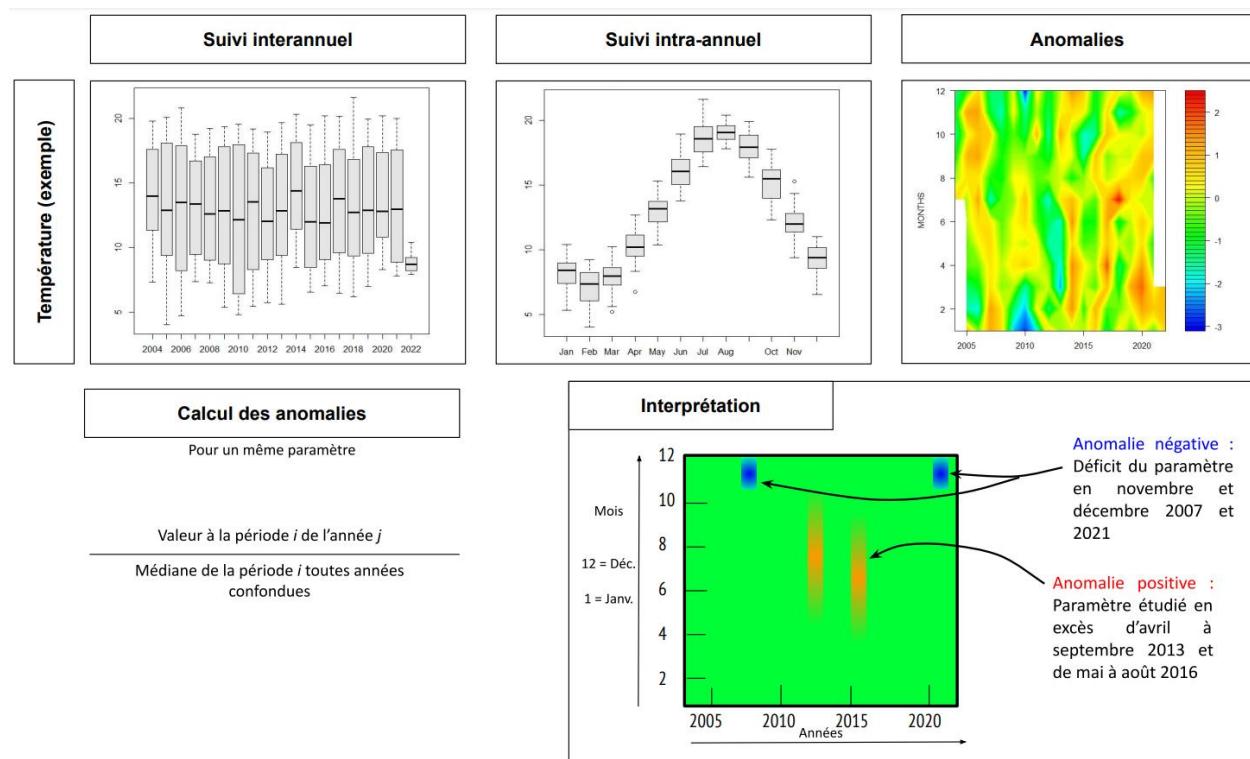


Figure 13 : Routine d'analyse et interprétation des résultats du package TTAinterfaceTrendAnalysis

L'identification des espèces est réalisée après traitement des données collectées et comparaison avec une base de données (Labéo).

Tout comme la métagénomique 16S, l'ADN a été extrait des échantillons mais les analyses complètes n'ont pu être réalisées sur la durée de mon stage.

ii. Observation par microscopie optique

Un prélèvement de 100 mL d'eau de mer est réalisé toutes les deux semaines à Utah Beach à l'aide d'une bouteille niskin (1 m de profondeur à pleine mer). L'échantillon est fixé avec du lugol acide (500 µL). Les échantillons sont conservés au frais (4°C) et lus rapidement pour éviter la dégradation des cellules.

L'observation se fait dans une cellule d'une contenance de 5mL après récupération du plancton sédimenté. La méthode d'échantillonnage ne permet pas de quantification, les observations sont purement qualitatives (présence/ absence du genre).

Une bibliothèque a été créée afin d'identifier les genres de planctons aisément (un extrait est visible dans la [Fig. 12](#)). Cette dernière a été réalisée à partir des observations depuis juillet 2022 et se base sur l'ouvrage "[Identifying marine phytoplankton](#)", C.R.Tomas, aux éditions Academic Press.

5. Traitement de données

Les données hydrobiologiques sont modélisées à l'aide du package TTAinterfaceTrendAnalysis sur R, développé par [Devreker & Lefebvre \(2016\)](#). Ce dernier permet d'évaluer les tendances temporelles des paramètres chargés dans la base de données ([Fig. 13](#)).

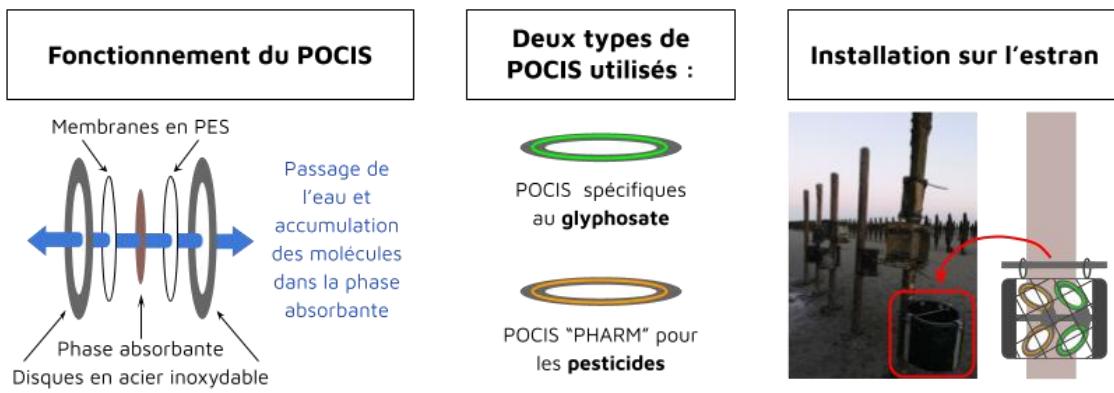


Figure 14 : Synthèse de l'utilisation des échantillonneurs passifs POCIS. PES = polyethersulfones

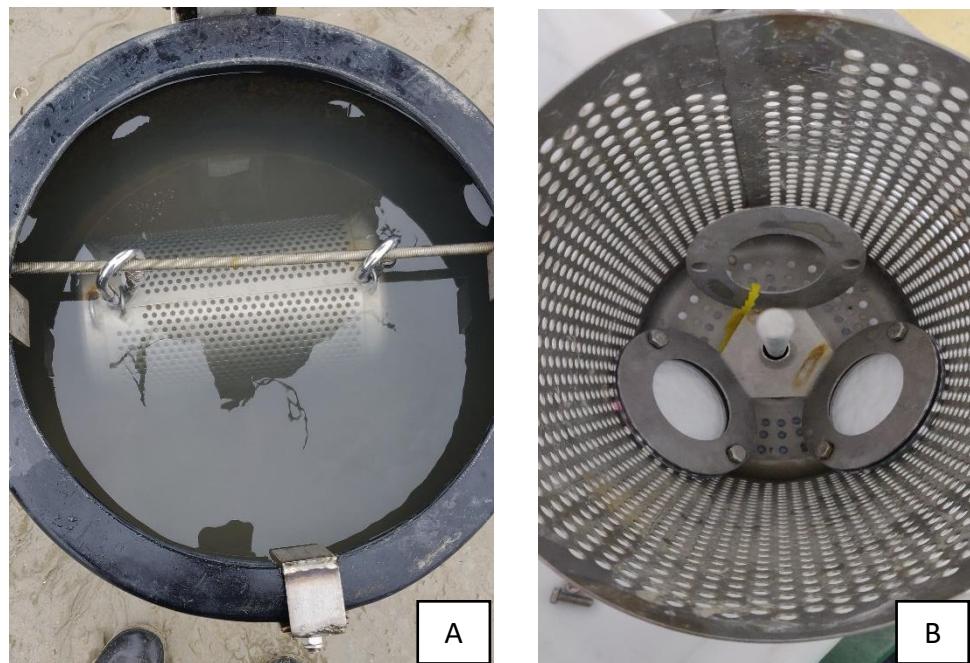


Figure 15 : Echantillonneurs passifs déployés à Utah Beach. A. Support permettant de retenir l'eau afin d'éviter l'assèchement des membranes des POCIS. B. Cage à POCIS en acier inoxydable.

D. Suivi de la qualité de l'eau

1. Pollution chimique

i. Echantillonneurs passifs de type POCIS

Les échantillonneurs passifs de type POCIS (Polar Organic Chemical Integrative Sampler) permettent de réaliser le screening des contaminants organiques hydrophiles présents dans le milieu. Le POCIS est composé d'une membrane hydrophile microporeuse (en polyéther), contenant une phase solide adsorbante. La membrane permet de filtrer les matières et de ne laisser passer que la fraction dissoute inférieure à 100 nanomètres. Les molécules sont adsorbées sur la membrane par diffusion passive (Petty *et al.*, 2004).

La capacité intégrative du POCIS permet un abaissement conséquent des limites de quantification. Ainsi, le POCIS est un outil de screening pouvant être utilisé afin de contrôler l'absence ou la présence d'un pesticide à des concentrations de l'ordre de l'ultra-trace (ng.L⁻¹).

ii. Déploiement à Utah Beach

Les molécules recherchées dans les POCIS sont les molécules polaires, n'étant ainsi pas forcément accumulées dans les chairs des animaux. Afin de vérifier l'hypothèse d'un déclin du phytoplancton lié à la présence d'herbicides, deux types d'échantillonneurs passifs sont utilisés :

- Des échantillonneurs passifs spécifiques au glyphosate et son produit de dégradation, l'acide aminométhylphosphonique (AMPA) (AFFINIMIP®POCIS POCIS.GLY.90.55.kit.10) ;
- Et des échantillonneurs passifs pour les pesticides et les résidus pharmaceutiques (AttractSPE™POCIS POCIS.HBL.90.55.kit.10.DIA).

Ces deux POCIS sont placés en duplicates dans la même cage et sont changés deux fois par mois (Fig. 14). Il est essentiel que les échantillonneurs ne se retrouvent pas à sec. Une structure servant de support a donc été construite afin de retenir l'eau durant les marées basses (Fig. 15). Après prélèvement, les POCIS glyphosates sont conservés à 4°C et les POCIS pesticides à -20°C.

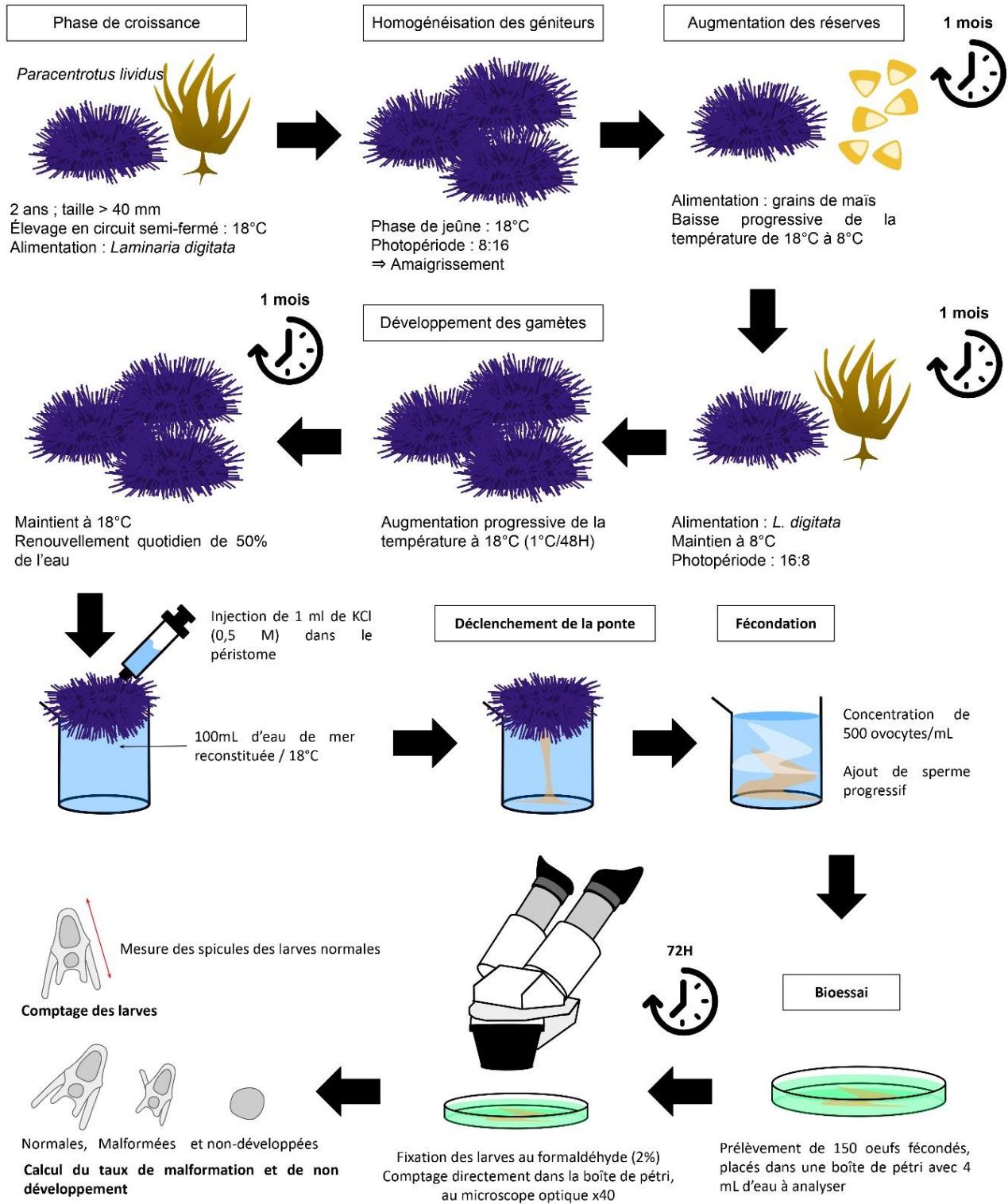


Figure 16 : Protocole « larve d'oursin » pour les tests écotoxicologiques. Illustration réalisée d'après les travaux de Petinay et al. (2009).

iii. Méthode analytique

Lors d'un déploiement de POCIS en cours d'eau, la concentration totale en contaminant dans l'eau peut être déterminée *via* le débit du cours d'eau. Dans le cadre du projet CARUTAH, les échantillonneurs sont placés en milieu marin. Par conséquent, les concentrations seront déterminées en nanogramme par POCIS.

Après récupération des POCIS exposés, ces derniers sont rincés à l'eau ultrapure (Milipore) afin d'éliminer les particules (*e.g* biofilm, vase, sable). La phase absorbante est transférée sous vide dans une cartouche d'extraction en phase solide (SPE). La masse de la phase récupérée est déterminée après séchage des cartouches sous un flux d'azote.

L'analyse des extraits repose sur la séparation des contaminants par chromatographie liquide puis la détection de ces derniers par spectrométrie de masse. La chromatographie liquide se base sur les différences d'affinité des contaminants avec la phase stationnaire ou la phase mobile. L'affinité dépend des caractéristiques (polarité) des composants (Bernard, 2018). La liste des composés recherchés est visible dans l'[Annexe 1](#).

2. Evaluation de la qualité globale de l'eau à l'aide de bio-indicateurs

i. Evaluation de la qualité avec le test « larve d'oursin »

Les oursins sont utilisés en écotoxicologie à différents stades de développement : adultes, larves, gamètes. Les tests d'exposition des gamètes sont les plus courants du fait de leurs rapidité et facilité de mise en place. Il est alors possible d'étudier l'activation, la mobilité et la mortalité des spermatozoïdes (Mohri, 1956 ; Timourian & Watchmaker, 1977). Il est également possible de réaliser les tests d'exposition directement sur les embryons, en mesurant les taux de survie, de malformations et les retards de croissance. Ces tests ont été standardisés par les travaux de Petinay *et al.* en 2009. Le protocole issu de cette standardisation est repris dans la [Fig. 16](#).

Conditionnement des géniteurs

Les embryons d'oursins montrent une haute sensibilité aux variations de qualité globale de l'eau, mais les résultats obtenus sont dépendants de la composition biochimique des ovocytes, de la qualité génétique des géniteurs et des paramètres physico-chimiques de l'eau utilisée pour la ponte.

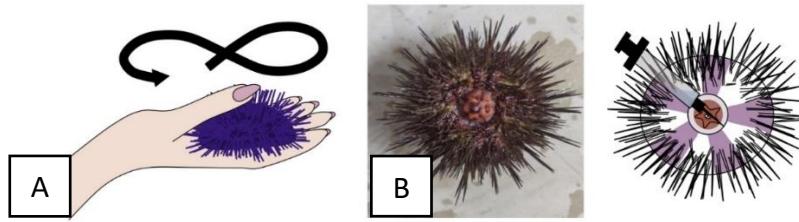


Figure 17 : Méthode de déclenchement des pontes d'oursin. A. Agitation de l'oursin sans injection afin de provoquer un stress entraînant la libération des gamètes. B. Injection de KCl dans le péristome pour entraîner la libération des gamètes.

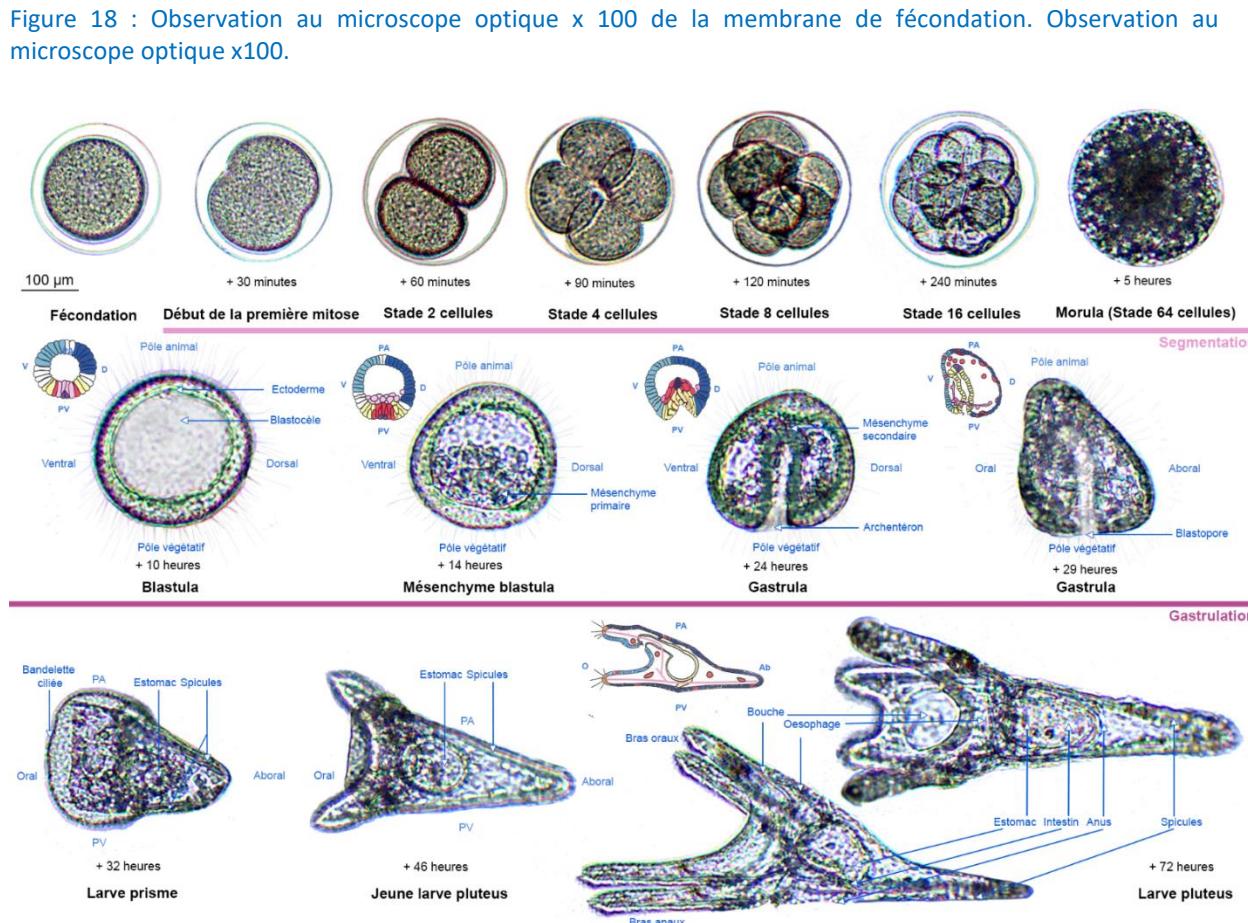
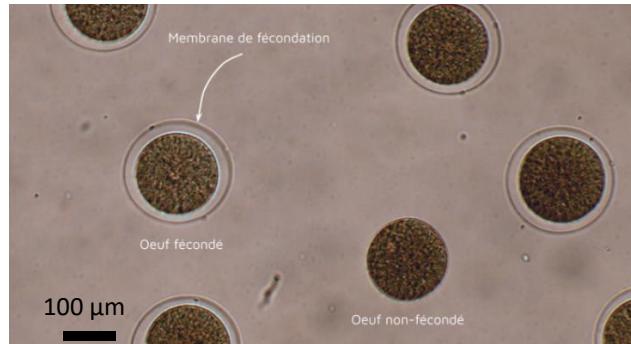


Figure 19 : Développement embryonnaire et larvaire de l'oursin durant 72 heures post-fécondation. L'orientation est indiquée par PA : Pôle animale, PV : Pôle végétatif, V : Ventral, D : Dorsal, O : Oral, Ab : Aboral. Les photographies ont été réalisées au microscope optique couplé au logiciel de traitement d'image Image Motic 2000. L'assemblage des photographies a été réalisé sur Photoshop.

Ainsi, pour s'affranchir au maximum de ces contraintes les géniteurs sont conditionnés afin d'obtenir des familles génétiquement homogènes et de qualité similaire. L'espèce élevée est *Paracentrotus lividus*. Les oursins sont élevés en circuit semi-fermé durant deux ans, afin d'atteindre une taille minimale de 4 cm. Par la suite les animaux entament un cycle de maturation

Déclenchement des pontes

Les oursins matures peuvent pondre spontanément après une légère agitation (stress), comme décrit dans la [Fig. 17.A](#).

En cas d'échec de la méthode « douce », la stimulation se fait par injection de 1mL de KCl (0,5 M) dans le péristome ([Fig. 17.B](#)). L'injection doit se faire avec prudence, au niveau des bandes claires de l'oursin, où la chair est plus molle. Sans respect de cette règle, l'animal risque d'être blessé.

Les oursins sont placés face aborale vers le bas, au-dessus de béchers de 100mL remplis d'eau de mer à 18°C. Les ovocytes sont reconnaissables à leur couleur orange et le sperme à la couleur blanche. Les gamètes femelles sont rassemblés en pool (minimum 2 femelles) et observés au microscope. De l'eau de mer est ajoutée pour atteindre une concentration de 500 ovocytes par mL. Le sperme est ajouté progressivement par pallier de 0,5 mL jusqu'à atteindre 100% de fécondation. La fécondation s'observe par le décollement de la membrane de fécondation ([Fig. 18](#)). L'ajout du sperme est progressif afin d'éviter la polyspermie en cas de surplus de gamètes mâles.

Mise en place du test et lecture des résultats

Les eaux prélevées à Utah sont congelées à -20°C avant les tests. Elles sont décongelées et mises à buller 48 heures avant le lancement des bioessais. Pour chaque prélèvement, les expériences sont réalisées en triplicats et les tests sont renouvelés si les écarts types sont trop importants.

Une moyenne de 150 ovocytes fécondés sont placés dans des boîtes de pétri de 4cm de diamètre, contenant 4 mL d'eau à tester. Ils s'y développent durant 72 heures (phase endotrophe) et atteignent le stade de larve pluteus ([Fig. 19](#)). Les larves sont ensuite fixées au formaldéhyde 2%.

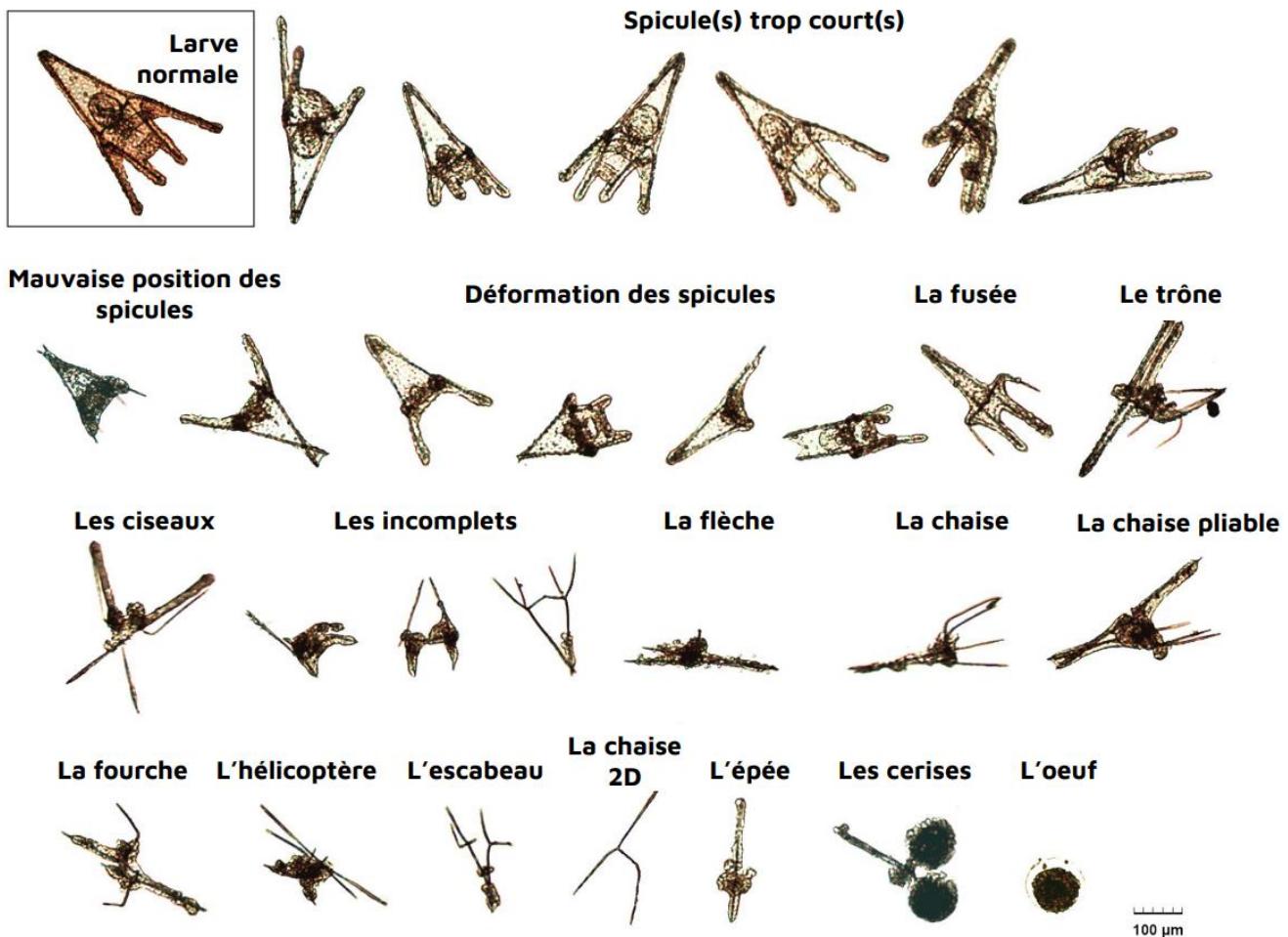


Figure 20 : Malfothèque : Inventaire des malformations larvaires recensées lors des expositions pour CarUtah. Les photographies ont été réalisées au microscope optique couplé au logiciel de traitement d'image Image Motic 2000. L'assemblage des photographies a été réalisé sur Photoshop.

Les longueurs des spicules des larves non-malformées sont mesurées au microscope (x40) en association au logiciel de mesure et de comptage Image Motic 2000. Pour chaque réplicat, un minimum de 20 larves sont mesurées. Un comptage des larves malformées et non-développées est réalisé. Une ANOVA (analyse des variances) permet de vérifier les différences entre les différents échantillons. Les larves bien formées ont une taille comprise entre 350 µm et 500 µm. De plus, elles sont parfaitement symétriques, et les spicules sont de même longueur. Les malformations les plus courantes sont reprises dans la [Fig. 20](#).

ii. Evaluation de la qualité avec le test *Vibrio fischeri*

Principe du test

Le test d'inhibition de la bioluminescence, basé sur la bactérie marine gram négative, *Vibrio fischeri* est standardisé (ISO 11348-3:2007). La souche bactérienne NRRL B-11177 est utilisée pour estimer la toxicité de différents milieux ([Farre & Barcelo, 2003](#)).

La quantité de lumière produite est directement proportionnelle à l'activité métabolique de la population de *V. fischeri* et toute inhibition enzymatique conduit à une diminution de la bioluminescence. Il est alors possible de mesurer le pourcentage d'inhibition ([Parvez et al., 2006](#)). En effet, la luminescence (bleu-vert) de la bactérie repose sur une enzyme spécifique, la luciférase. Elle catalyse l'oxydation des aldéhydes et du FMNH₂. Son activation est fonction de la glycolyse et de la respiration cellulaire *via* les couples de coenzymes NAD-NADH et FMN-FMNH₂ ([Férard et al., 1983](#)).

Mise en place des cultures et lecture des résultats

Toutes les manipulations décrites ci-dessous se déroulent en condition stériles sous un bec benzène pour éviter toute contamination. Les cultures de *Vibrio fischeri* sont conservées sous forme lyophilisées à 4°C. Les bactéries sont régénérées dans un milieu LBS (Bouillon de lysogénie + sel) composé de 10g de Tryptone, 5g d'extrait de levure, 20g de NaCl et 15g d'Agar. L'incubation se fait durant 24H à 8°C.

Le test d'évaluation de la qualité de l'eau est réalisé à l'aide d'un milieu non sélectif Agar. La gélose d'Agar est stockée dans des tubes Falcon™ de 50 mL. A température ambiante, la gélose est solide et doit donc être chauffée au bain-marie durant 10 minutes dans de l'eau à ébullition.

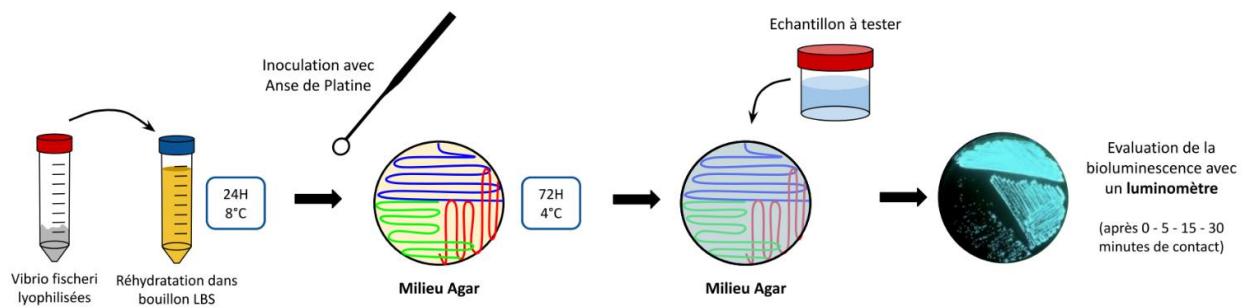


Figure 21 : Mise en place du test de bioluminescence *Vibrio fischeri* et lecture des résultats.

Tableau 1 : Lecture des résultats pour le test *V. fischeri*

Différence à l'état initial	Résultats
80 - 100%	Echantillon très toxique
50 - 79 %	Echantillon toxique
20 - 49 %	Echantillon légèrement toxique
0 - 19 %	Echantillon de bonne qualité

L'Agar est ensuite coulé dans une boîte de pétri de Ø140mm. Il faut attendre environ 20 minutes pour que le milieu se solidifie. Les bactéries sont inoculées à l'aide d'une anse de platine. L'incubation se fait gélose vers le haut dans un réfrigérateur (4°C) durant 72 heures. La luminescence initiale est mesurée avant incubation avec l'échantillon. Ensuite, le prélèvement à tester est placé au contact des bactéries, et la luminescence est mesurée après 5, 15 et 30 minutes. Le protocole est repris dans la [Fig. 21](#).

Les résultats sont lus en tant que différence à l'état initial. Pour cela, un témoin non-toxique est réalisé à partir d'eau de mer reconstituée, et trois témoins toxiques sont réalisés avec du sulfate de zinc heptahydraté ; du 3,5-dichlorophénol EMA et du dichromate de potassium. Ces derniers permettent d'approuver la réactivité des bactéries. La norme ISO 11348-3:2007 classe les résultats classés selon le [Tableau 1](#).

La relation concentration-effet à un temps d'exposition donné est décrit par l'équation linéaire suivante :

$$\log Ct = b \log \Gamma t + \log a$$

où :

Ct = proportion d'échantillon (%) d'eau présente dans l'échantillon soumis à essai ;

Γt = pourcentage d'inhibition de l'échantillon soumis à essais ;

b = valeur de la pente de la droite décrite ;

$\log a$ = ordonnée à l'origine de la droite décrite.

La CE_{50} (Concentration conduisant à 50% d'Effet) à 30 minutes et la CE_{20} (Concentration conduisant à 20% d'Effet) à 30 minutes sont déterminées graphiquement à partir du modèle évoqué ci-dessus.

Ce protocole est utilisé principalement pour le contrôle des eaux usées et n'est donc pas entièrement adapté au suivi de l'eau de mer naturelle. Au cours de ce stage, afin d'affiner la sensibilité du test c'est la CE_{10} (Concentration conduisant à 10% d'Effet) qui est utilisée. De plus, pour de nombreux échantillons l'inhibition de la luminescence de *V. fischeri* est si faible qu'il est nécessaire de concentrer les échantillons pour avoir une CE_{10} inférieure à 100%. Dans l'objectif de ne perdre aucune information, le seuil maximum de la CE_{10} est défini à 1000% (au lieu de 100%). Des ANOVA permettent de visualiser les différences significatives.

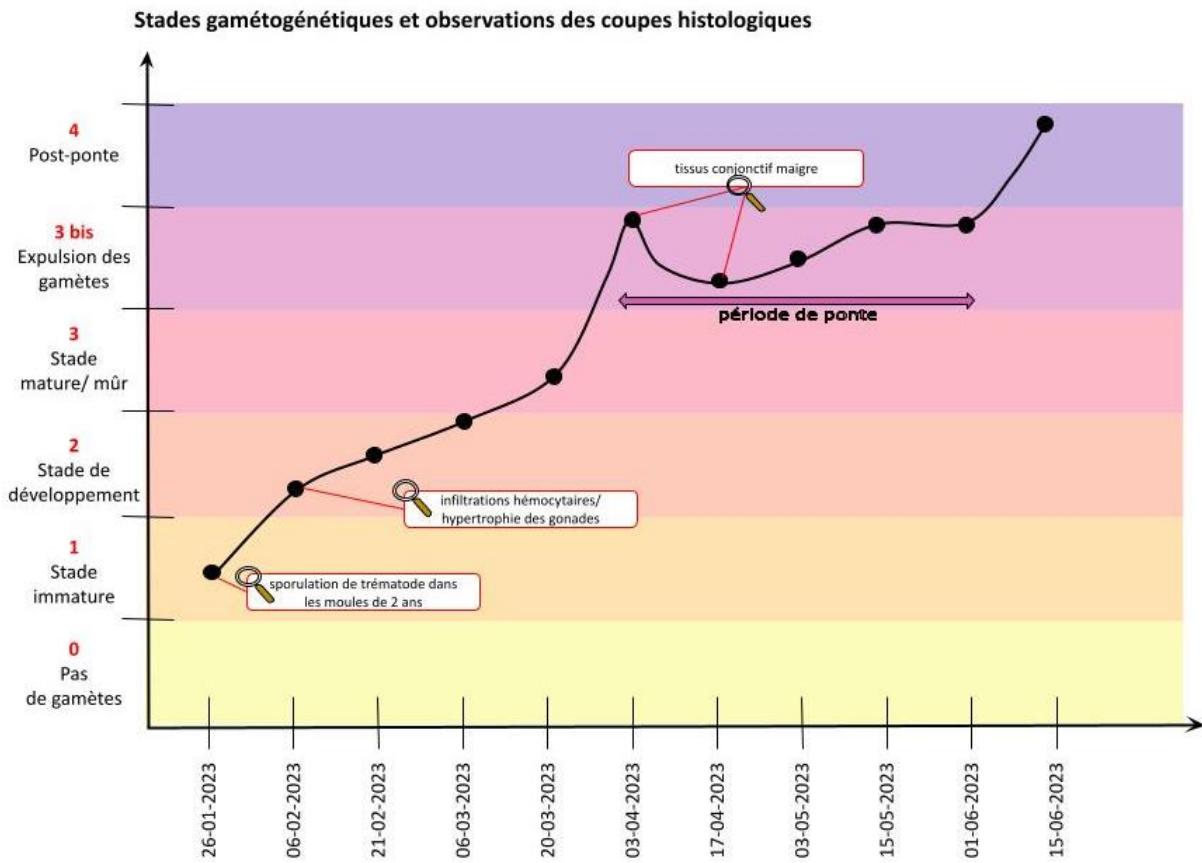


Figure 22 : Stades gaméto-génétiques des moules à Utah Beach et observations histologiques. Pour chaque date, 12 moules de chaque classe d'âge (1 an et 2 ans) sont passées en analyses histologiques.

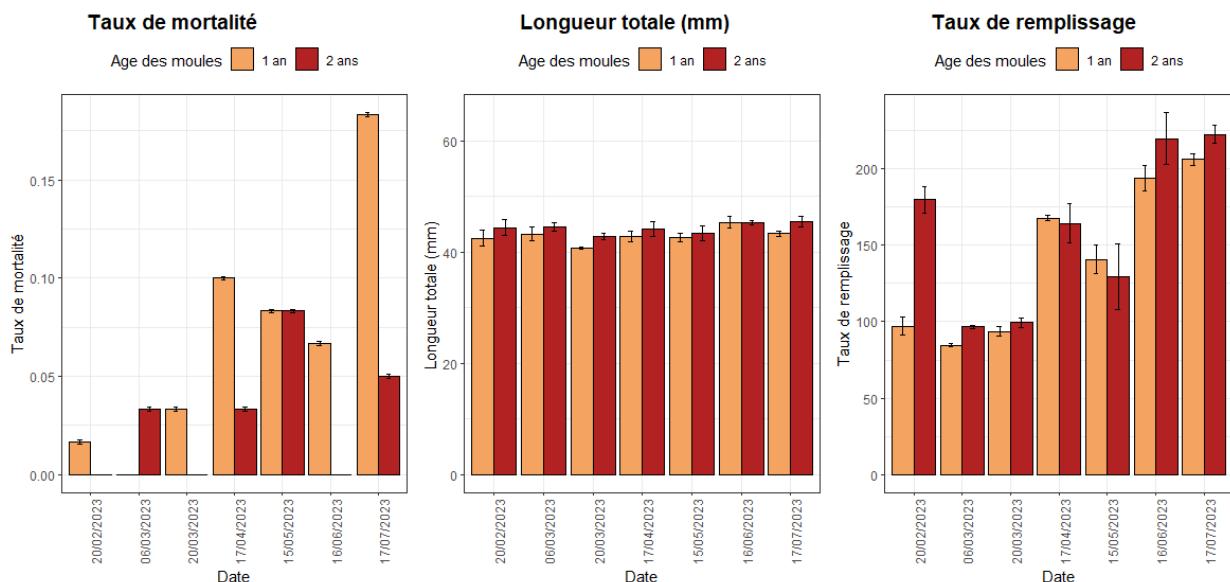


Figure 23 : Suivi biométrique des moules d'Utah Beach, âgées de 1 an (orange) et 2 ans (rouge). Chaque pool est composé de 60 individus.

III. Résultats

A. Suivi des moules

1. Histologie

Les stades gamétogéniques des moules d'Utah Beach ont été déterminés par des observations histologiques (Fig. 22). Ainsi, les moules sont passées du stade 1 en janvier (immature), au stade 2 (grossissement des acini et présence de gamètes) en février pour atteindre le stade 3 (mature, les moules sont prêtes à pondre) à la mi-mars. Le 03 avril, la majorité des moules passées en histologie avaient commencé à expulser leurs gamètes. Du 17 avril au 01 juin, les moules ont expulsé leurs gamètes. Le 15 juin 2023 toutes les moules analysées avaient pondu entièrement (acini vides).

Les gamètes ne sont pas les seules observations réalisées. En janvier des sporulations de trématodes ont été relevées dans les moules âgées de deux ans. Les analyses suivantes en février ont montré sur les moules des deux classes d'âges des infiltrations hémocytaires dans le tissu conjonctif, ainsi que des gamètes hypertrophiés. En avril, au moment de l'expulsion des gamètes, les moules d'un et deux ans ont présenté un tissu conjonctif maigre, très appauvri en réserve.

2. Biométrie

Le suivi des moules par biométrie est réalisé mensuellement sur 60 individus de chaque classe d'âge. L'évolution du taux de mortalité, la longueur totale de la coquille et le taux de remplissage sont présentés dans la Fig. 23. Le taux de mortalité varie pour les moules de deux ans entre 0 et 8% contre 2 à 16% pour les moules de 1 an. Ces dernières ont atteint 10% de mortalité le 17 avril 2023 et 16% le 17 juillet 2023. La longueur totale moyenne en mm des moules d'un an est de 42,90 mm contre 44,23 mm pour les moules de 2 ans. Le taux de remplissage est très variable selon la période de l'année. Pour les moules de 2 ans, il a chuté de 180 en février à 96 et 99 en mars, avant de réaugmenter à 165 puis diminuer à 130 en avril. Enfin, il s'est stabilisé à plus de 200 en juin et juillet. Les tendances sont les mêmes pour les moules de 1 an, avec comme unique exception un taux de remplissage significativement différent en février (97 contre 180).

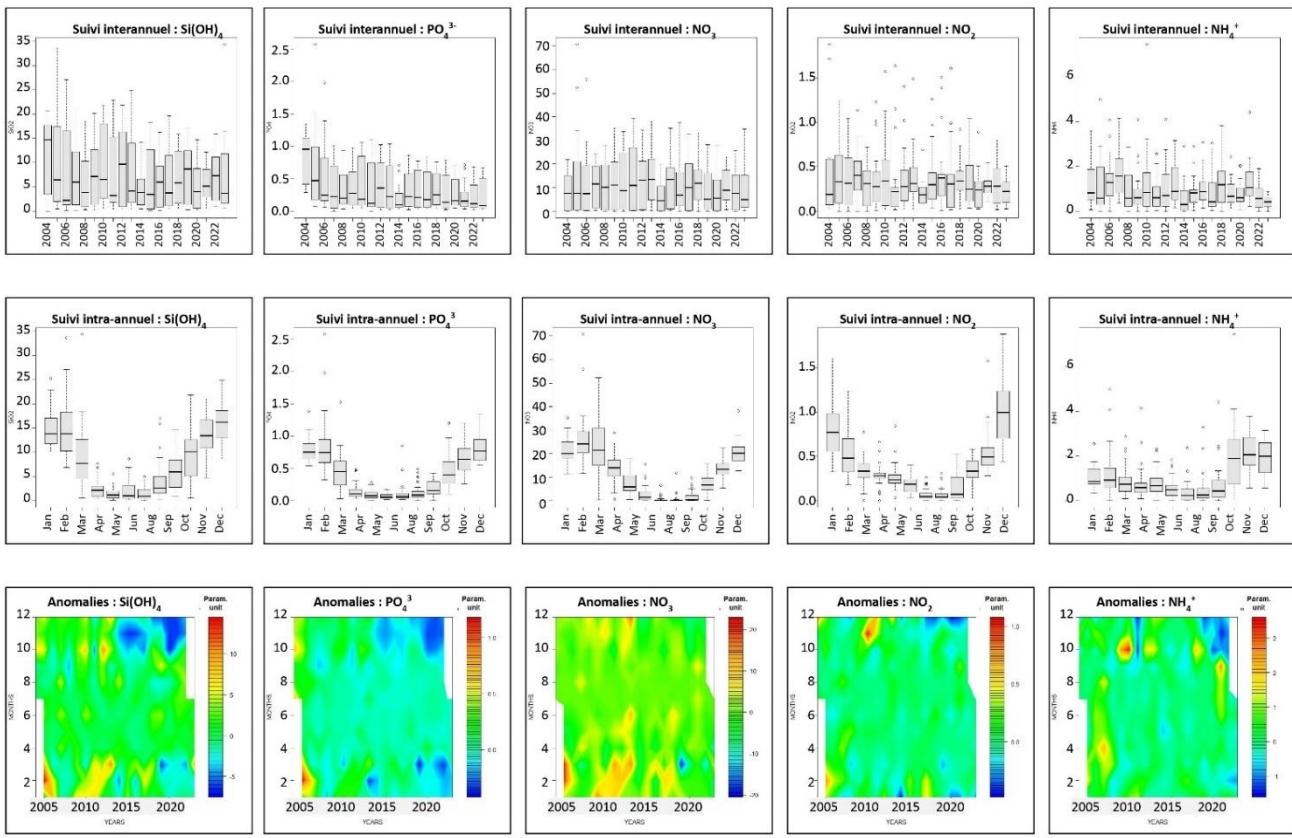


Figure 24 : Evolution de l'acide orthosilicique, de l'orthophosphate, des nitrates, nitrites et ammonium, à Utah Beach entre 2004 et 2023. Les données antérieures à 2023 sont issues de la base de données HYDRONOR. La visualisation est faite sur R avec le package TTAinterfaceTrendAnalysis.

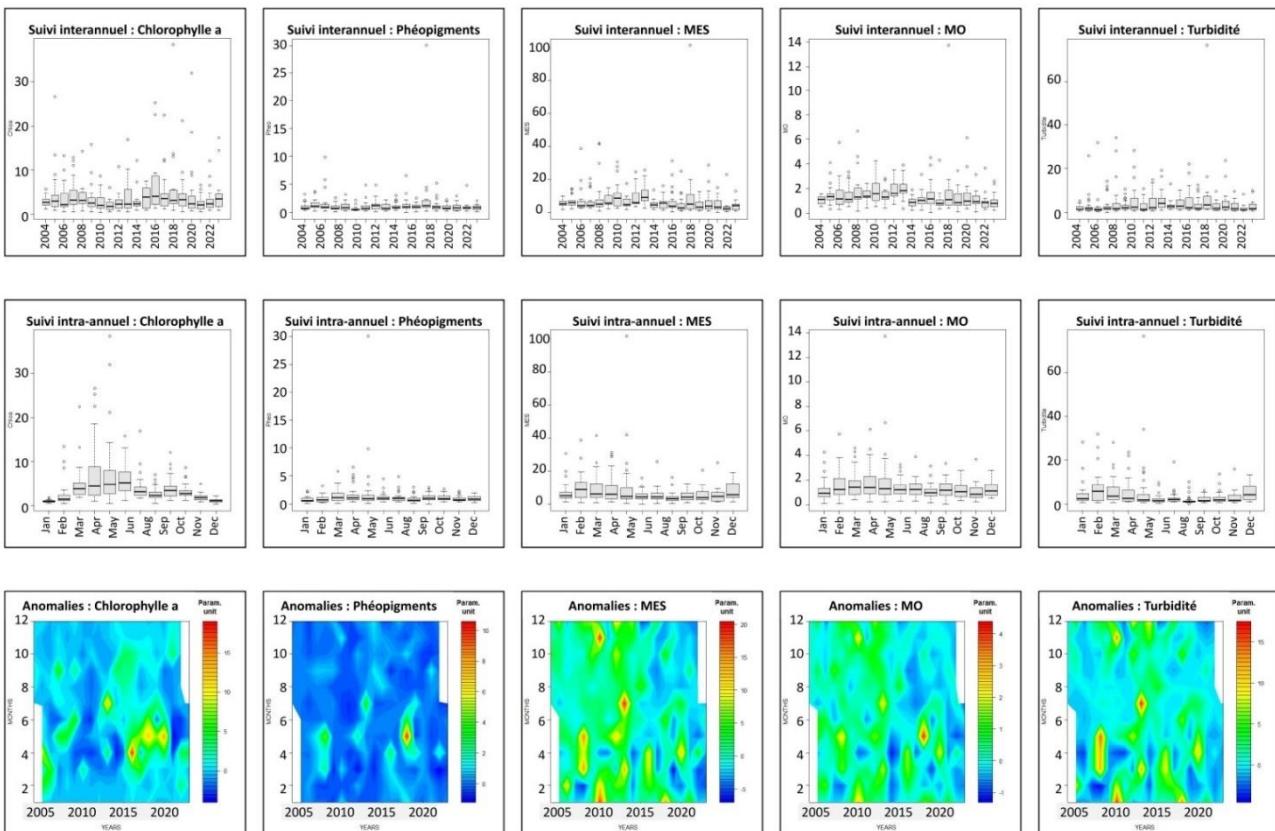


Figure 25 : Evolution de la quantité de chlorophylle *a*, des phéopigments, des matières en suspension (MES), de la matière organique (MO) et de la turbidité, à Utah Beach entre 2004 et 2023. Les données antérieures à 2023 sont issues de la base de données HYDRONOR. La visualisation est faite sur R avec le package TTAinterfaceTrendAnalysis.

B. Suivi du phytoplancton

1. Suivi historique des nutriments et des paramètres physico-chimiques

Les paramètres hydrobiologiques sont suivis depuis 2004 à Utah Beach dans le cadre du réseau HYDRONOR. L'ensemble des données collectées depuis 19 ans ont été retraitées afin de caractériser au mieux le fonctionnement de l'écosystème d'Utah Beach.

Les concentrations en acide orthosilicique (Si(OH)_4), orthophosphate (PO_4^{3-}), nitrate (NO_3^-), nitrite (NO_2^-) et ammonium (NH_4^+) sont mesurées en mg.L^{-1} (Fig. 24). On observe globalement la même dynamique intra-annuelle pour les cinq nutriments. En effet, les concentrations sont maximales en hiver, chutent à partir du mois de mars et augmentent progressivement à partir du mois de septembre. La silice atteint une concentration moyenne de 15 mg.L^{-1} entre novembre et février, puis avoisine les 0 mg.L^{-1} d'avril à août. La dynamique du phosphore est semblable avec une moyenne de 0.8 mg.L^{-1} entre novembre et février, et des valeurs quasi-nulles d'avril à août. Les nitrates et nitrites n'ont des valeurs proches de 0 qu'en juillet – août, avec respectivement des moyennes en hiver de 22 mg.L^{-1} et 0.7 mg.L^{-1} . Pour l'ammonium, les concentrations sont maximales en octobre – novembre – décembre avec une moyenne de 2 mg.L^{-1} . Le suivi interannuel met en lumière une diminution depuis 10 ans de la concentration en silice et en phosphate. Le graphique des anomalies montre également un déficit de ses éléments durant les mois hivernaux depuis une décennie (présence de bleu à ces périodes).

Le suivi interannuel de la concentration en chlorophylle α (Fig. 25) met en évidence des variations très importantes entre les années. La concentration la plus élevée a été relevée en 2018 avec une valeur de 38 \mu g.L^{-1} , et la concentration la plus faible est de $0.42 \text{ \mu g.L}^{-1}$ en 2010. Le suivi intra-annuel montre à nouveau une grande variabilité, avec néanmoins une première phase d'augmentation entre mars et juin, et une seconde en septembre et octobre. La concentration en phéopigments (Fig. 25) reste comprise entre 0 et 5 \mu g.L^{-1} , avec deux exceptions : 10 \mu g.L^{-1} en 2006 et 30 \mu g.L^{-1} en 2018. La dynamique intra-annuelle indique une augmentation au printemps, avec des valeurs maximales en avril et mars. Les matières en suspension, matière organique et la turbidité présentent des profils inter et intra-annuels très variables. Les concentrations augmentent pour les 3 paramètres entre février et mai. Les graphiques des anomalies sont globalement verts, avec une augmentation du bleu depuis 2015, signifiant que les paramètres sont en anomalie négative.

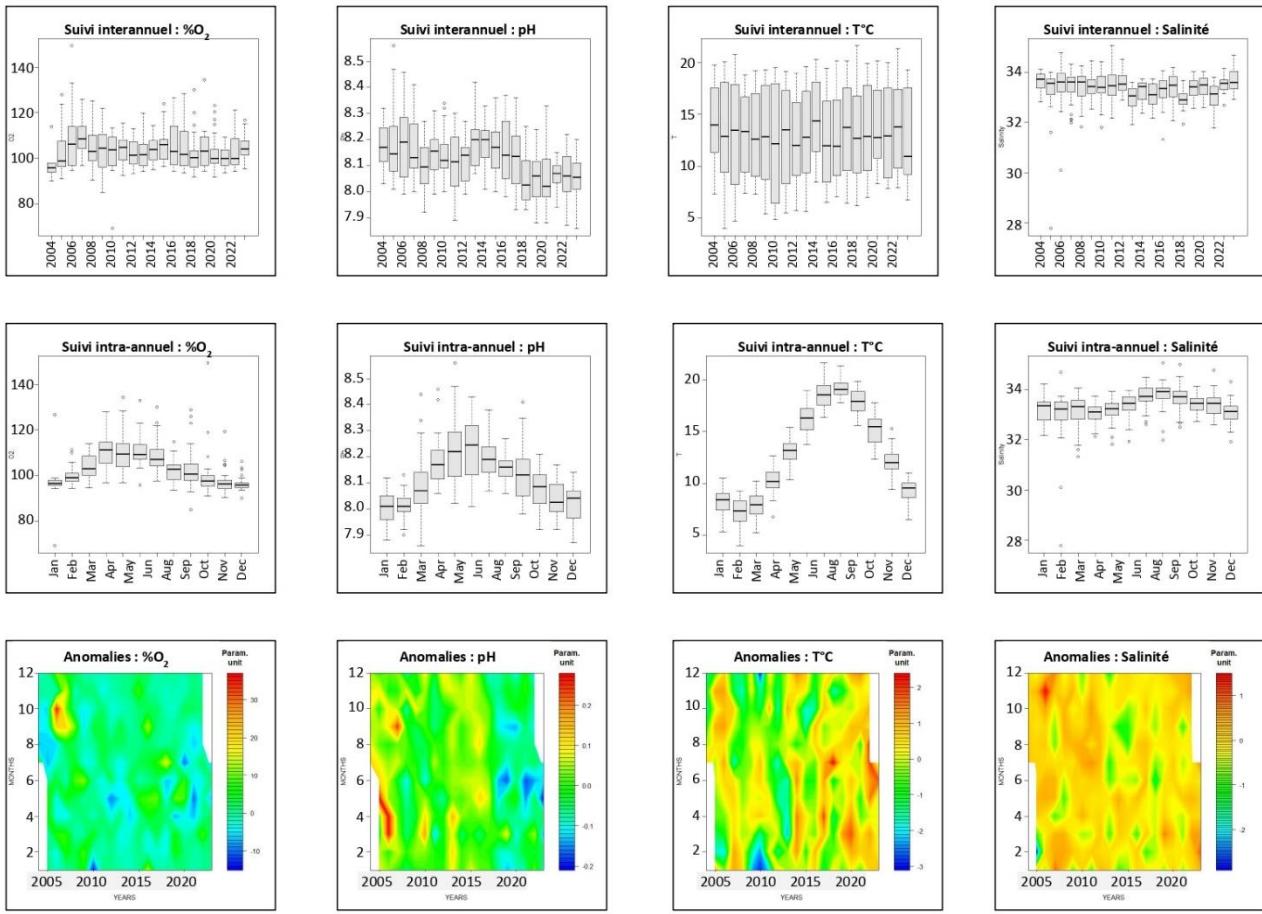


Figure 26 : Evolution du taux d'oxygène, du pH, de la température et de la salinité, à Utah Beach entre 2004 et 2023. Les données antérieures à 2023 sont issues de la base de données HYDRONOR La visualisation est faite sur R avec le package TTAinterfaceTrendAnalysis.

Tableau 2 : Matrice de corrélation (coefficient de Pearson) entre les différents paramètres mesurés par le réseau HYDRONOR depuis 2004

	Chloa	MES	MO	NH4	NO2	NO3	O2	pH	PO4	Salinité	SiO2	Temp	Turbi
Chloa	1.00	0.42	0.57	-0.26	-0.27	-0.15	0.62	0.50	-0.39	-0.28	-0.49	0.08	0.44
MES	0.42	1.00	0.92	0.23	0.29	0.42	0.02	0.09	0.22	-0.54	0.20	-0.40	0.92
MO	0.57	0.92	1.00	0.10	0.08	0.22	0.21	0.25	0.03	-0.42	0.00	-0.20	0.80
NH4	-0.26	0.23	0.10	1.00	0.62	0.41	-0.46	-0.29	0.59	-0.37	0.67	-0.33	0.24
NO2	-0.27	0.29	0.08	0.62	1.00	0.77	-0.55	-0.42	0.87	-0.50	0.84	-0.71	0.32
NO3	-0.15	0.42	0.22	0.41	0.77	1.00	-0.42	-0.46	0.80	-0.67	0.75	-0.93	0.48
O2	0.62	0.02	0.21	-0.46	-0.55	-0.42	1.00	0.70	-0.66	0.10	-0.75	0.33	-0.05
pH	0.50	0.09	0.25	-0.29	-0.42	-0.46	0.70	1.00	-0.50	0.08	-0.62	0.43	-0.09
PO4	-0.39	0.22	0.03	0.59	0.87	0.80	-0.66	-0.50	1.00	-0.42	0.94	-0.66	0.26
Salinité	-0.28	-0.54	-0.42	-0.37	-0.50	-0.67	0.10	0.08	-0.42	1.00	-0.35	0.57	-0.65
SiO2	-0.49	0.20	0.00	0.67	0.84	0.75	-0.75	-0.62	0.94	-0.35	1.00	-0.61	0.24
Temp	0.08	-0.40	-0.20	-0.33	-0.71	-0.93	0.33	0.43	-0.66	0.57	-0.61	1.00	-0.44
Turbi	0.44	0.92	0.80	0.24	0.32	0.48	-0.05	-0.09	0.25	-0.65	0.24	-0.44	1.00

Le suivi des paramètres physico-chimiques est présenté dans la [Fig. 26](#). Le taux d'oxygène dans l'eau est un paramètre stable. La valeur minimale est de 70% en 2010, et le maximum de 150% a été atteint en 2006. La moyenne est de 102%. Le profil intra-annuel montre une augmentation au printemps (valeurs maximales entre avril et juin). La moyenne passe ainsi de 98% en hiver à 110% au printemps. Le graphique des anomalies ne montre ni déficit ni excès d'une année à l'autre.

Le suivi interannuel du pH montre une diminution de ce dernier depuis cinq ans. En effet, en 2018 le pH moyen était de 8.13, contre 8.05 en 2022. Intra-annuellement, le potentiel hydrogène augmente au printemps (maximales en juin) et diminue pour atteindre les valeurs minimales en hiver. Il passe ainsi d'une moyenne de 8.0 en janvier, à 8.2 en juin et redescend à 8.0 en novembre.

Le rouge sur le graphique des anomalies indique que depuis 10 ans la température de l'eau se réchauffe. Néanmoins, la température présente peu de variations interannuelles. La dynamique intra-annuelle est la suivante : en hiver, les températures sont comprises entre 7 et 9°C, à partir du mois de mars, les températures augmentent pour se stabiliser entre 18 et 20°C entre juillet et août avant de se refroidir à nouveau.

La salinité reste globalement constante d'un point de vue inter et intra-annuel. Les valeurs maximales sont atteintes au mois d'août avec une moyenne de respectivement 33.9 PSU contre 33.3 PSU en hiver.

Une matrice de corrélation reprenant les différents paramètres HYDRONOR est visible dans le [Tableau 2](#).

La quantité de chlorophylle est corrélée négativement à hauteur de 49% avec la silice, 39% avec le phosphate et 14% avec les nitrates. La chlorophylle est corrélée positivement avec le taux d'oxygène dans l'eau (62%), et les matières en suspension (42%) et les matières organiques (56%).

Les nitrates sont corrélés négativement avec la salinité (67%) et la température de l'eau (93%). Cette dynamique est partagée par les autres sels nutritifs. En effet, le phosphate est corrélé négativement avec la salinité (42%), et la température de l'eau (66%). La silice est également corrélée négativement avec la température de l'eau (61%) et la salinité (36%).

Les différents sels nutritifs sont tous corrélés positivement entre eux à plus de 70%.

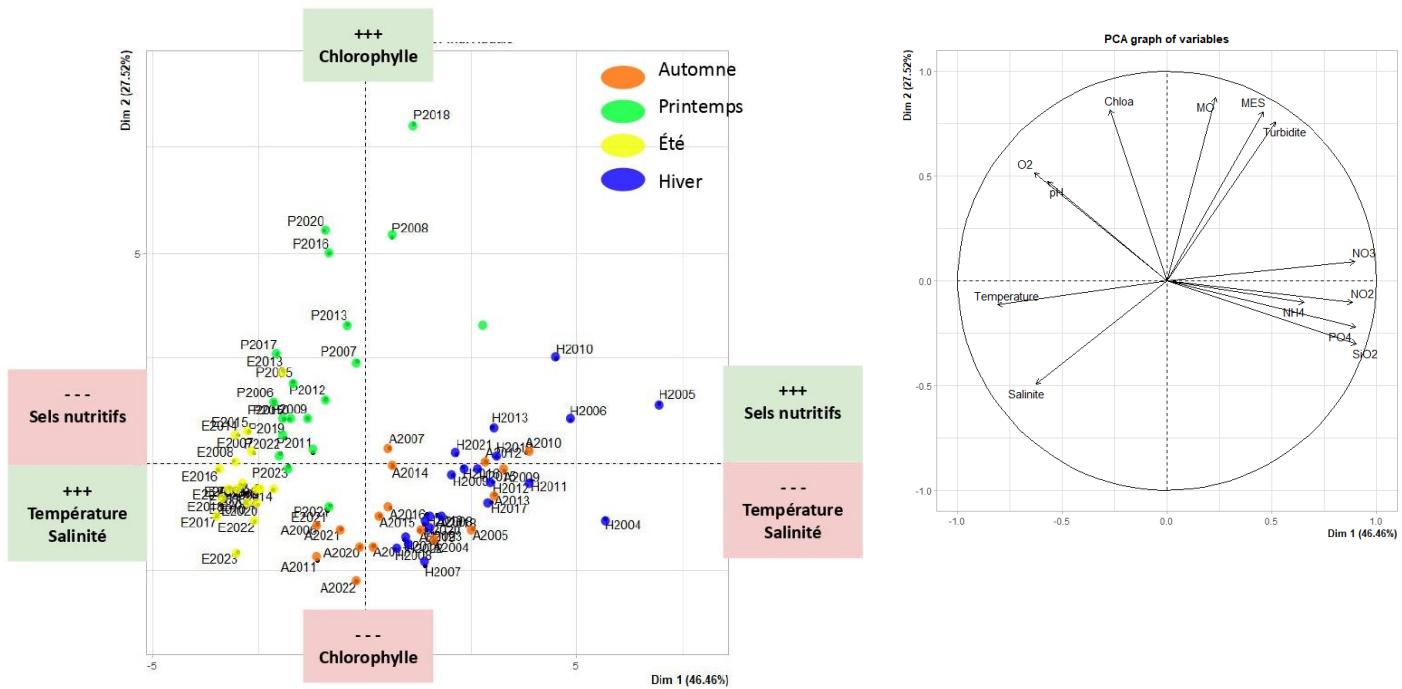


Figure 27 : ACP (Analyse en composantes principales) réalisée à partir des données brutes HYDRONOR relevées à la station d'Utah Beach. La première lettre désigne la saison (A = Automne ; H = Hiver ; P = Printemps ; E = Été), suivie de l'année (ex : A2009 pour automne 2009). Chloa = chlorophylle a ; NH4 = ammonium ; NO2 = nitrite ; NO3 = nitrate ; Si = acide orthosilicique ; PO4 = orthophosphate ; MO = Matière organique, MES = Matières en suspensions.

Suivi du phytoplancton à Utah Beach en 2023

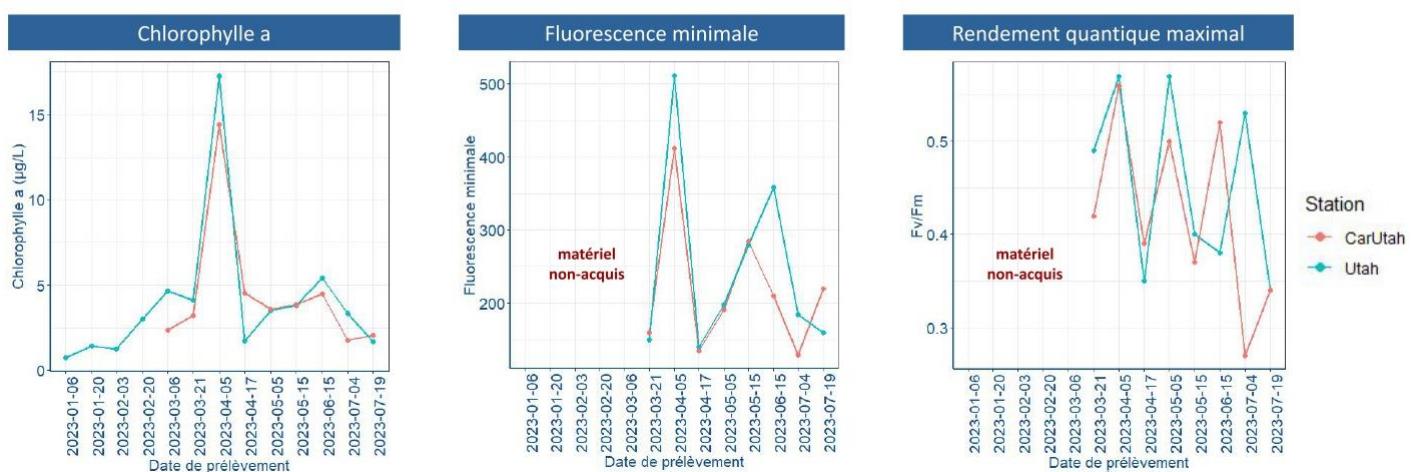


Figure 28 : Suivi des indicateurs de biomasse phytoplanctonique (chlorophylle a et fluorescence minimale) et du rendement quantique maximal (Fv/Fm). Le point de prélèvement « Utah » est celui utilisé depuis 2004 dans le cadre du suivi HYDRONOR mené par le SMEL. Le point « CarUtah » est situé au niveau des installations pour le suivi des POCIS. Les prélèvements sont réalisés à pleine mer à 1m de profondeur à l'aide d'une bouteille niskin.

La dynamique d'Utah Beach est décrite en [Fig. 27](#) par les résultats de l'ACP (Analyse en composantes principales). En effet, tout comme l'a montré le [Tableau 2](#), on remarque une corrélation très importante entre les différents sels nutritifs. Ces derniers sont corrélés négativement avec la température de l'eau et la salinité. On remarque également sur le diagramme que la chlorophylle *a*, l'oxygène, les matières en suspension et organiques ainsi que la salinité s'orientent dans le même sens.

La carte de l'ACP ([Fig. 27](#)) montre bien la saisonnalité des paramètres physico-chimiques à Utah Beach. En effet, les saisons sont bien regroupées selon leurs caractéristiques. Au printemps (points verts) on retrouve notamment des quantités importantes en chlorophylle et peu de sels nutritifs. L'été (points jaunes) est marqué par peu de chlorophylle, peu de sels nutritifs, mais une température et une salinité élevée. L'automne et l'hiver sont deux saisons se ressemblant. En effet, on y retrouve peu de chlorophylle (avec quelques exceptions), des températures et salinité faibles. L'hiver se démarque tout de même avec des quantités de chlorophylle plus importantes.

2. Evaluation des stocks et état physiologique

La biomasse phytoplanctonique a été suivie au travers de deux indicateurs : la chlorophylle *a* et la fluorescence minimale ([Fig. 28](#)). Le suivi s'est déroulé sur deux points : « Utah » situé au nord-est de la zone mytilicole, et le point « CarUtah » étant le même que pour le suivi par échantillonneur passif, et se trouvant plus près de l'embouchure du canal de Carentan à la mer.

Le suivi de la chlorophylle a montré une augmentation significative le 05 avril 2023 atteignant les $17 \mu\text{g.L}^{-1}$ et $14 \mu\text{g.L}^{-1}$ pour les points Utah et CarUtah. Une seconde augmentation a été relevée le 15 juin, avec respectivement 5 et $6 \mu\text{g.L}^{-1}$. Le suivi de la fluorescence minimale montre des augmentations aux mêmes périodes, un F0 de 511 et 411 en avril et 358 et 285 en juin.

L'état physiologique est suivi *via* le rendement quantique maximal (Fluorescence variable / Fluorescence maximale). Ce dernier varie grandement et oscille pour les deux stations entre 0.60 et 0.35, avec un minimum de 0.27 relevé au point CarUtah le 04/07/2023.

Tableau 3 : Dynamique des espèces de phytoplancton retrouvées à Utah Beach

Phytoplancton	Classe	Mois de présence											
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
<i>Asterionella sp</i>	Diatomophyceae			■	■								
<i>Asterionellopsis sp</i>	Diatomophyceae				■	■	■						■
<i>Ceratium sp</i>	Dinophyceae											■	
<i>Chaetoceros sp</i>	Diatomophyceae			■				■	■	■	■		
<i>Coscinodiscus sp</i>	Diatomophyceae	■	■	■	■	■							■
<i>Cylindrotheca sp</i>	Diatomophyceae	■	■					■					
<i>Eucampia sp</i>	Diatomophyceae					■		■		■			
<i>Dactyliosolen sp</i>	Diatomophyceae								■	■	■		
<i>Dictyocha sp</i>	Dictyochophyceae								■	■	■		
<i>Dinophysis sp</i>	Dinophyceae			■					■	■		■	
<i>Diploneis sp</i>	Diatomophyceae	■				■		■					■
<i>Ditylum sp</i>	Diatomophyceae			■	■							■	
<i>Grammatophora sp</i>	Diatomophyceae											■	
<i>Guinardia sp</i>	Diatomophyceae					■				■			■
<i>Heterocapsa sp</i>	Dinophyceae			■					■				
<i>Lauderia sp</i>	Diatomophyceae			■		■				■			
<i>Leptocylindrus sp</i>	Diatomophyceae					■	■				■	■	
<i>Licmophora sp</i>	Diatomophyceae					■	■		■	■			
<i>Navicula sp</i>	Diatomophyceae	■	■	■	■								
<i>Nitzschia sp</i>	Diatomophyceae	■							■				■
<i>Noctiluca scintillans</i>	Dinophyceae						■						
<i>Odontella sp</i>	Diatomophyceae			■	■	■	■		■	■	■		
<i>Paralia sp</i>	Diatomophyceae	■		■	■	■	■			■	■		
<i>Pleuro/ Girosigma sp</i>	Diatomophyceae					■	■	■	■				
<i>Prorocentrum sp</i>	Dinophyceae					■		■		■			■
<i>Pseudo-nitzschia sp</i>	Diatomophyceae			■			■		■		■		
<i>Rhizosolenia sp</i>	Diatomophyceae	■				■	■	■		■			
<i>Scrippsiella sp</i>	Dinophyceae						■						
<i>Skeletonema sp</i>	Diatomophyceae	■	■	■									
<i>Thalassionema sp</i>	Diatomophyceae	■		■	■								
<i>Thalassiosira sp</i>	Diatomophyceae			■	■	■					■	■	
Nombre de genre différents retrouvés		8	10	14	14	13	8	5	10	7	16	11	8

3. Identification du phytoplancton

Des échantillons d'eau ont été prélevés depuis juillet 2022 (suite à mon stage de M1, fixés et conservés avant la lecture durant mon stage. De ce fait, j'ai pu identifier un an d'espèces présentes à Utah Beach, entre juillet 2022 et août 2023.

Le [Tableau 3](#) représente les différents genres et classes de phytoplancton retrouvés à Utah Beach. Le nombre de genres retrouvés varie de 5 en juillet à 16 en octobre. La diversité est maximale en mars-avril (14 genres) et octobre (16 genres).

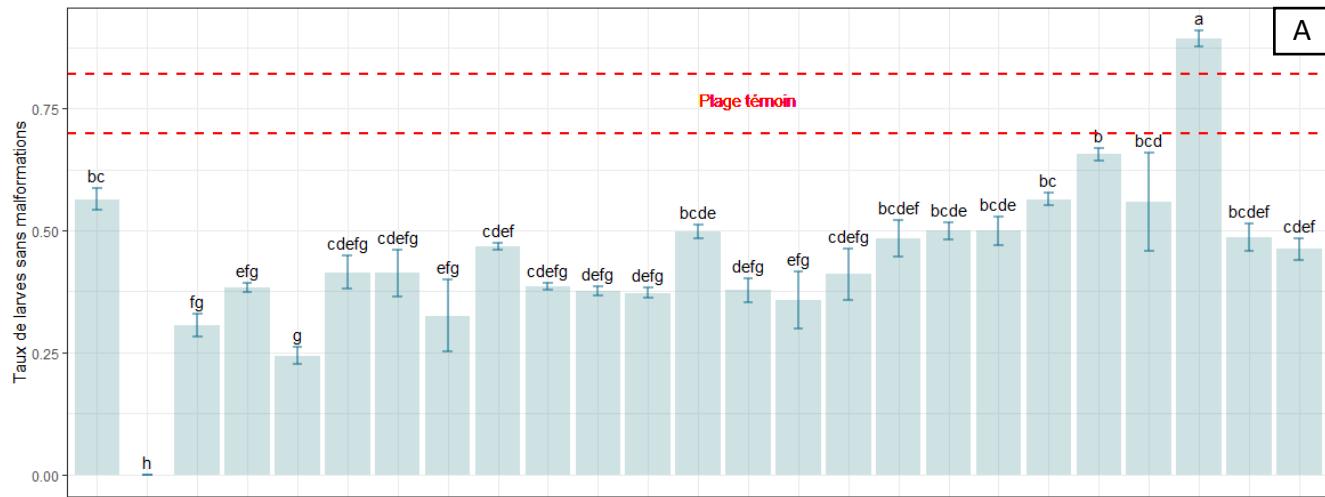
Certaines espèces de diatomées sont présentes dans l'eau sur une longue période. C'est le cas de :

- *Chaetoceros* sp présent de mars à octobre,
- *Coscinodiscus* sp présent d'octobre à mai,
- *Navicula* sp présent de septembre à avril,
- *Odontella* sp présent de mars à octobre,
- *Paralia* sp présent de janvier à mai et de septembre à novembre,
- *Rhizosolenia* sp présent toute l'année,
- *Thalassiosira* sp présent de février à avril et de septembre à novembre.

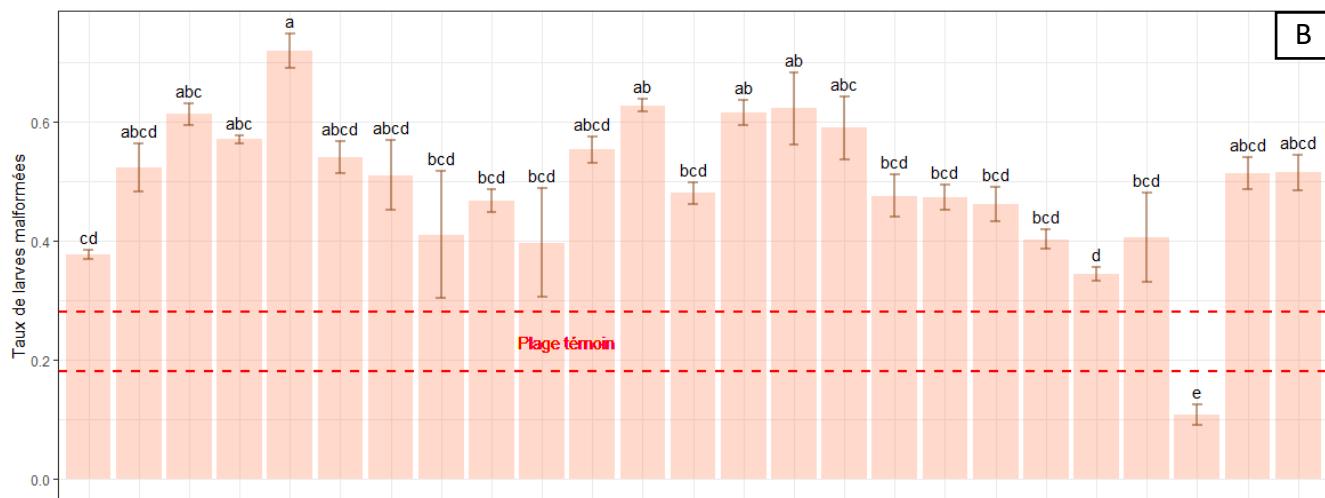
Des dinophycées ont ponctuellement été retrouvées, c'est le cas de *Dinophysis* sp, *Heterocapsa* sp, *Noctiluca scintillans*, *Prorocentrum* sp et *Scrippsiella* sp.

L'ensemble des planches ayant servies à l'identification des cellules sont disponibles en [Annexe 2](#) et [Annexe 3](#).

Taux de larves sans malformations



Taux de larves malformées



Taux de larves non-développées

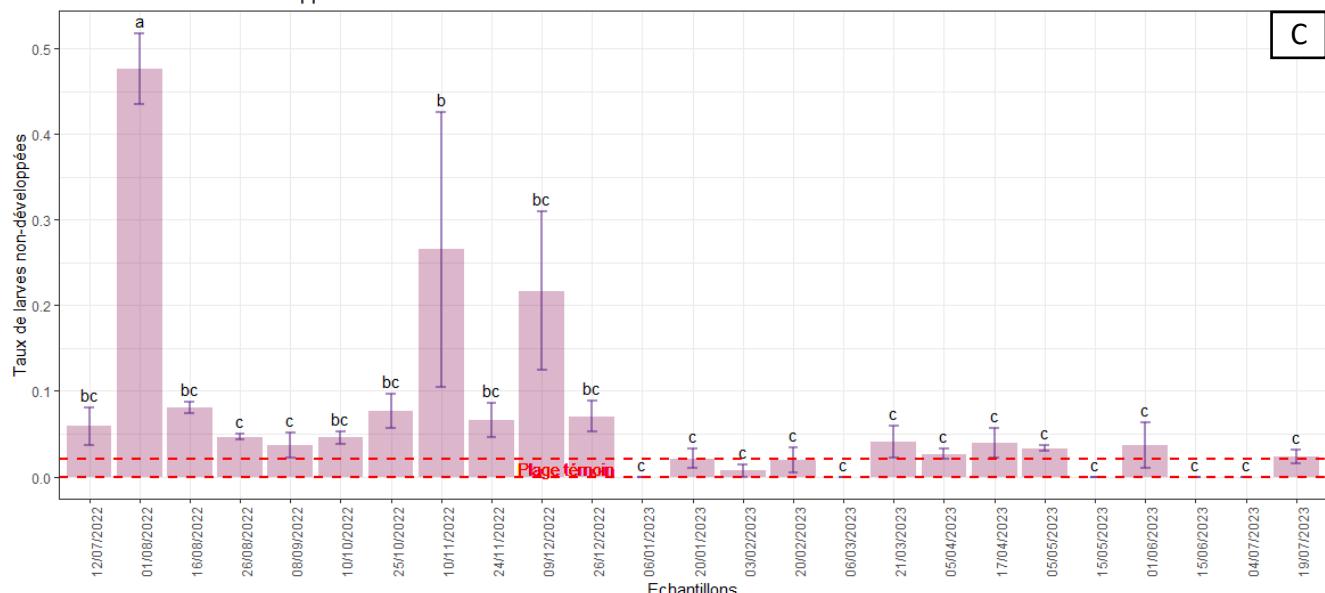


Figure 29 : Moyenne des larves de *Paracentrotus lividus* sans malformations (A – vert), malformées (B – orange) et non-développées (C – violet) après exposition aux eaux prélevées à Utah Beach durant 72 heures. Pour chacun des trois réplicats, un minimum de 150 larves sont comptées. La moyenne par réplicat est affichée sous forme de point. Les lettres sont le résultat des ANOVA : si deux éléments partagent la même lettre ils ne sont pas significativement différents. La plage témoin est réalisée à partir d'une eau de référence permettant la validation du bon matériel biologique et la qualité des larves.

C. Suivi de la qualité de l'eau

1. Evaluation de la qualité de l'eau avec le bioindicateur larve d'oursin

Depuis le 12 juillet 2022, des prélèvements d'eau sont réalisés toutes les deux semaines à Utah Beach (sauf en cas de météo défavorable). La [Fig. 29.A](#) est un diagramme à bande présentant le pourcentage moyen de larves d'oursin sans malformations, par date d'échantillonnage. Les taux varient de 0% au 1^{er} août 2022, à 90% au 15 juin 2023. En dehors de ces périodes, les valeurs restent comprises entre 35 et 55 % de larves bien formées. Les valeurs témoins sont comprises entre 61 et 78%, et l'ensemble des prélèvements présentent des valeurs inférieures, à l'exception du mois de juin 2023.

Le taux de non-malformation varie significativement ($p\text{-value} < 2\text{e-}16$). Statistiquement, deux valeurs diffèrent significativement des autres ($p\text{-value} < 0.05$). Il s'agit du taux le plus bas avec 0% de larves sans malformations au 01/08/2022 ; et le taux le plus élevé, avec 63% de larves bien formées au 15/06/2023.

La [Fig. 29.B](#) est un diagramme à bande présentant le pourcentage moyen de larves d'oursin malformées, par date d'échantillonnage. Les valeurs varient entre 10 et 72% de malformations. Les taux des témoins sont compris entre 21 et 35%. Le taux de malformation varie significativement ($p\text{-value} = 1.73\text{e-}10$). Le taux de malformation augmente en été (72% en septembre), diminue en automne-hiver (39% en décembre), ré-augmente à la fin de l'hiver (60% en février) ; puis décroît au printemps (10% en juin).

Seule la valeur minimale, soit 10% de malformations le 15/06/2023, est significativement différente de toutes les autres ($p\text{-value} < 0.05$).

La [Fig. 29.C](#) est un diagramme à bande présentant le pourcentage moyen de larves non-développées, par date d'échantillonnage. Les valeurs moyennes sont comprises entre 46 et 0%. Le taux maximum du témoin est de 5% de non-développement. La majorité des échantillons restent sous ce seuil, avec cinq exceptions : 01/08/2022 et du 25/10/2022 au 26/12/2022. Le taux de non-développement varie significativement ($p\text{-value} = 1.995\text{e-}12$).

La valeur maximale (46% en août) est significativement différente des autres échantillons ($p\text{-value} < 0.05$).

Mesure de la qualité de l'eau à Utah Beach - Test des larves d'oursins
- Contrôle de la taille

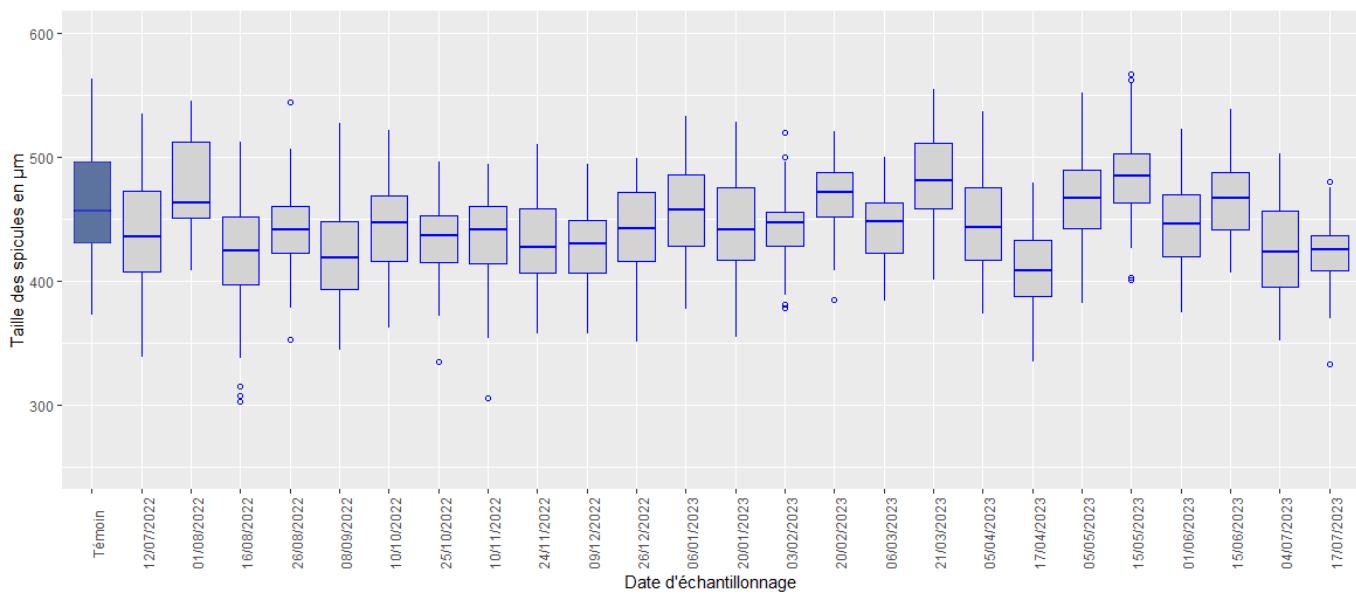


Figure 30 : Longueur moyenne des spicules des larves de *Parcentrotus lividus* sans malformations après 72 heures de développement dans les eaux prélevées à Utah Beach. Pour chaque date, 20 mesures sont effectuées sur les trois réplicats. Les larves sont observées au microscope optique (x40) et les mesures sont faites avec le logiciel Image Motic 2000.

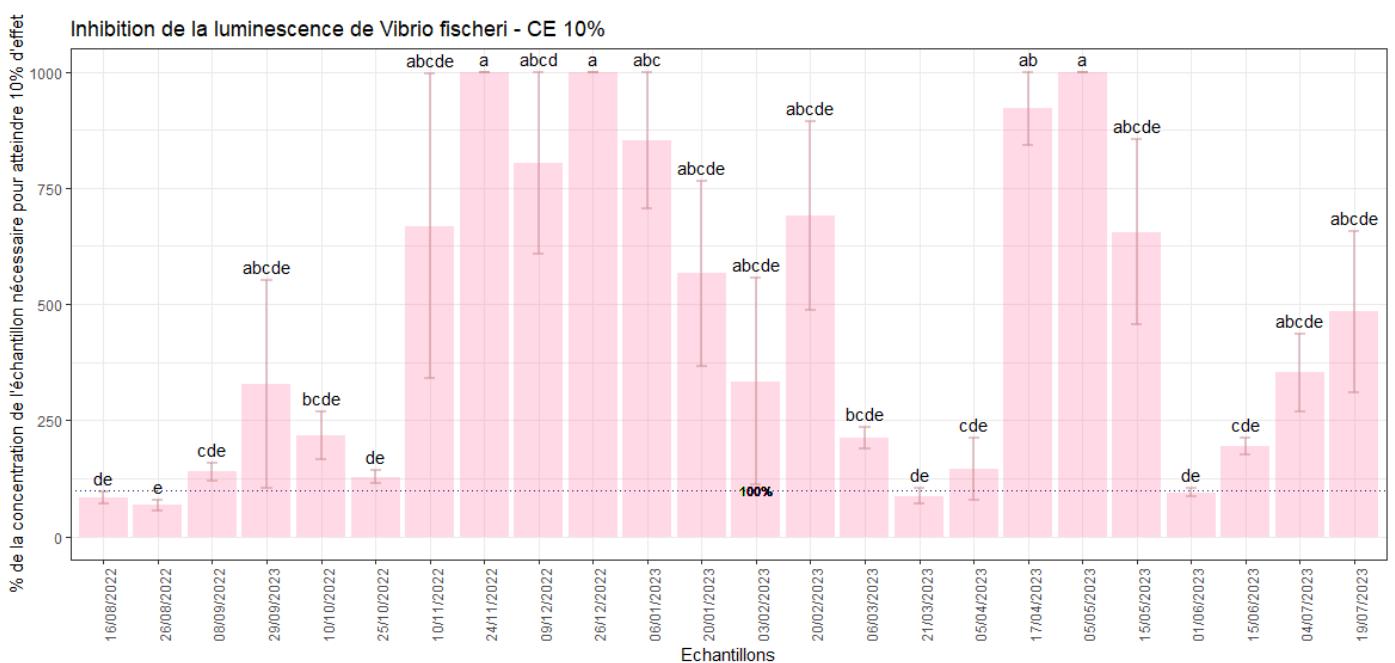


Figure 31 : Concentration engendrant 10% d'inhibition de la luminescence (CE10) de *Vibrio fischeri*. Lorsque la CE10 dépasse les 100%, cela signifie qu'il faut concentrer l'échantillon pour atteindre les 10% d'effet. Les lettres sont le résultat des ANOVA : si deux éléments partagent la même lettre ils ne sont pas significativement différents.

La Fig. 30 est un diagramme en boîte présentant la taille des spicules des larves d'oursin après trois jours de développement, selon la date d'échantillonnage.

L'échantillon du 16/08/2022 est celui entraînant les spicules les plus courts, avec une moyenne de 418 µm. La taille moyenne des spicules du témoin est de 464 µm. Cinq échantillons présentent des tailles moyennes supérieures à celle du témoin. Il s'agit des prélèvements :

- Du 01/08/2022 avec une taille moyenne de 476 µm,
- Du 20/02/2023 avec une taille moyenne de 469 µm,
- Du 21/03/2023 avec une taille moyenne de 482 µm,
- Du 15/05/2023 avec une taille moyenne de 483 µm,
- Du 15/06/2023 avec une taille moyenne de 466 µm.

La taille moyenne, tout échantillon confondu, est de 455 µm. Les longueurs maximales et minimales sont respectivement de 566 et 315 µm. Il n'y a pas de différences significatives de taille des spicules entre les échantillons.

2. Utilisation de *Vibrio fischeri* comme bioindicateur

La Fig. 31 est un diagramme en bâton représentant la CE 10 (concentration entraînant 10% d'inhibition de luminescence de *Vibrio fischeri* exposées à des eaux prélevées à Utah Beach). Les CE 10 les plus élevées sont de 1000, cela signifie qu'il faudrait concentrer 10 fois l'échantillon pour atteindre 10% d'effet sur les bactéries. Ces valeurs sont atteintes à trois dates : 24/11/2022, 26/12/2022 et 05/05/2023. Les CE 10 restent élevées (au-dessus de 500%) de novembre à février, et d'avril à mai.

Seules quatre échantillons ont une CE 10 inférieure à 100%. Il s'agit des prélèvements du 16/08/2022, 26/08/2022, 21/03/2023 et du 01/06/2023. En effet, les CE 10 de ces prélèvements sont compris entre 68 et 94%.

On remarque trois périodes où les concentrations entraînant 10% d'effets sont plus basses : à la fin de l'été 2022 entre le 16 août et 25 octobre ($\overline{CE\ 10} = 126\%$), au printemps 2023 entre le 06 mars et le 05 avril ($\overline{CE\ 10} = 130\%$) et au début de l'été 2023 entre le 01 juin et le 19 juillet ($\overline{CE\ 10} = 273\%$).

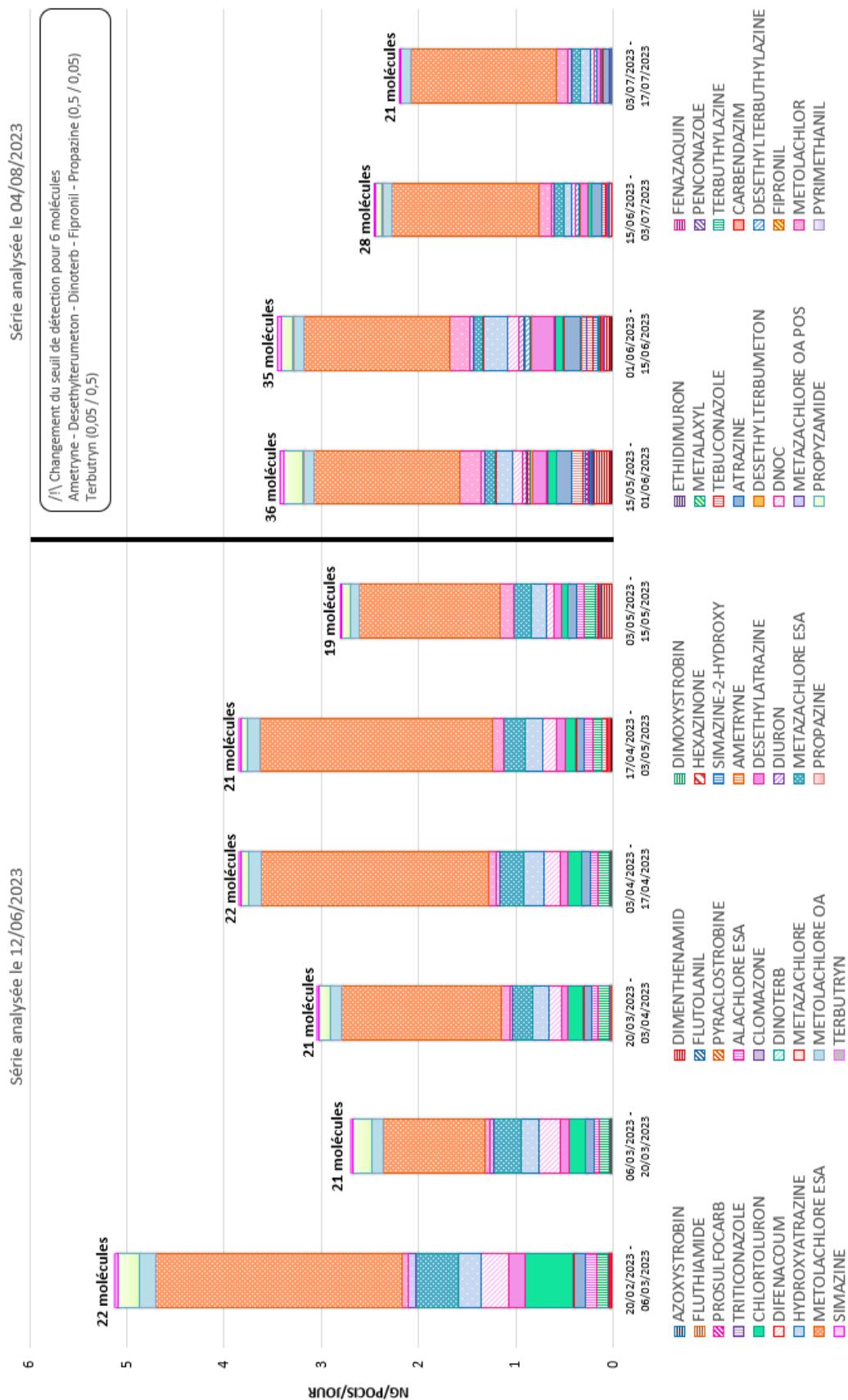


Figure 32 : Concentration en ng/POCIS/jour des contaminants chimiques retrouvés à Utah Beach (POCIS Pharm). Le nombre total de molécules détectées est indiqué au-dessus des «bâtons». Chaque couleur et motif représente une molécule différente. Les POCIS ont été analysés en 2 séries, entraînant une différence dans les seuils de détection de 6 molécules. Passage du seuil de 0.5 à 0.05 pour l'ametryne, le desethylterumeton, le dinoterb, le fipronil et la propazine et passage de 0.05 à 0.5 pour le terbutryn.

3. Suivi de la contamination chimique avec les POCIS (Polar Organic Chemical Integrative Sampler)

La teneur en contaminant chimique a été évaluée à l'aide de POCIS. Les POCIS Pharm permettent la quantification des pesticides et des résidus pharmaceutiques (liste complète en [Annexe 1](#)). Les résultats sont visibles dans la [Fig. 32](#). La période regroupant la plus haute concentration en contaminants est celle du 20 février 2023 au 06 mars 2023. Durant ces 14 jours, 22 molécules ont été accumulées pour un total de 5.13 ng/POCIS/jour. Inversement, les périodes ayant les plus faibles concentrations en molécules sont celles du 15 juin au 05 juillet 2023 avec un total de 2.45 ng/POCIS/jour pour 28 molécules, et celle du 05 au 17 juillet 2023, avec seulement 21 molécules détectées et un total de 2.20 ng/POCIS/jour.

Le plus grand nombre de molécules retrouvées est de 36 pour la période du 15 mai au 01 juin 2023. Le plus petit nombre de molécules est quant à lui de 19 pour la période du 05 au 15 mai 2023.

Au total, 42 molécules différentes ont été détectées entre le 20 février et le 17 juillet 2023, sur les 200 recherchées. La molécule retrouvée en plus forte quantité, sur toutes les périodes, est le métolachlore ESA. En effet, les concentrations sont comprises entre 2.5 et 1.4 ng/POCIS/jour.

De nombreuses molécules sont également présentes à toutes les périodes. On retrouve notamment le métazachlore ESA, le métolachlor et l'hydroxyatrazine, qui ont des concentrations moyennes de respectivement 1.97, 1.22 et 1.71 ng/POCIS/jour.

C'est également le cas du DNOC (4,6-dinitro-ortho-cresol), diméthénamide, métalaxyl, atrazine, carbendazime, chlortoluron, desethylatrazine, propyzamide et simazine.

À l'inverse, d'autres molécules n'apparaissent que sur une période bien définie. Le dimoxystrobin, le fenazaquin, le simazine-2-hydroxy et le diuron n'ont été détectés qu'entre le 15 mai et 15 juin. Le terbuthylazine et l'alachlore ESA sont présents du 20 février au 15 mai. Du 15 mai au 03 juillet sont retrouvés éthidimuron, flutolanil et hexazinone.

Enfin, le triticonazole a été détecté uniquement sur la période du 01 au 15 juin, et le pyriméthanil du 15 mai au 01 juin.

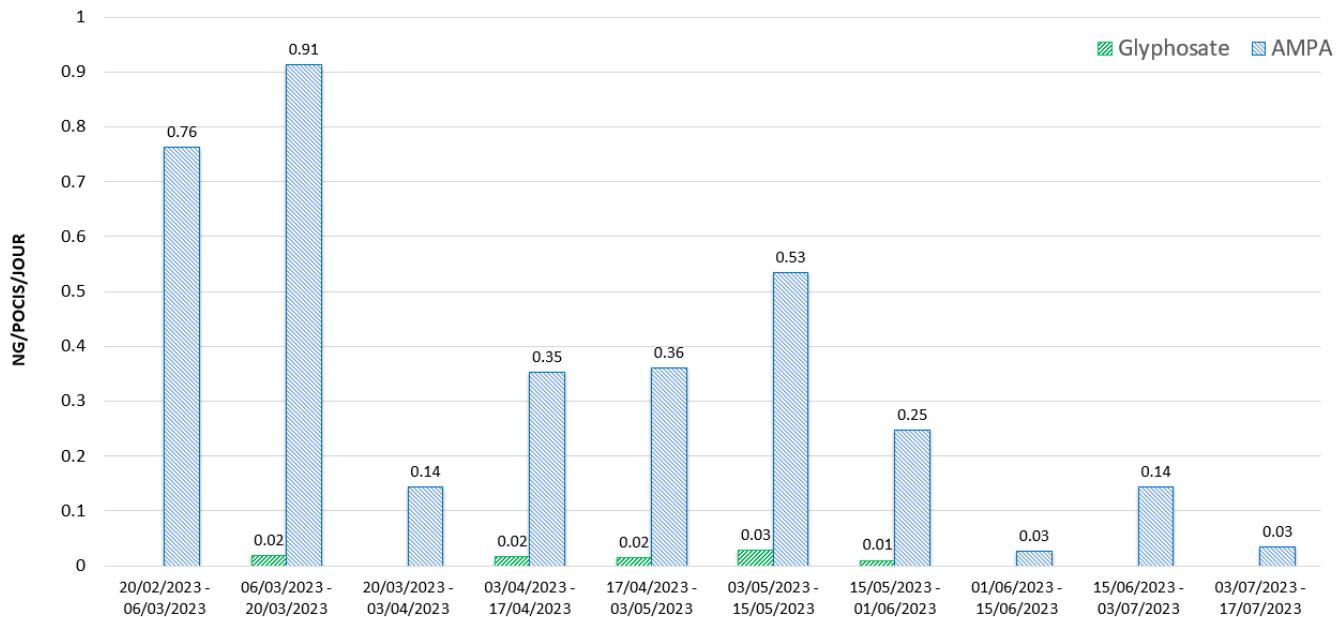


Figure 33 : Concentration en glyphosate (vert) et AMPA (acide aminométhylphosphonique, bleu) retrouvés à Utah Beach, en ng/POCIS/jour (POCIS Gly).

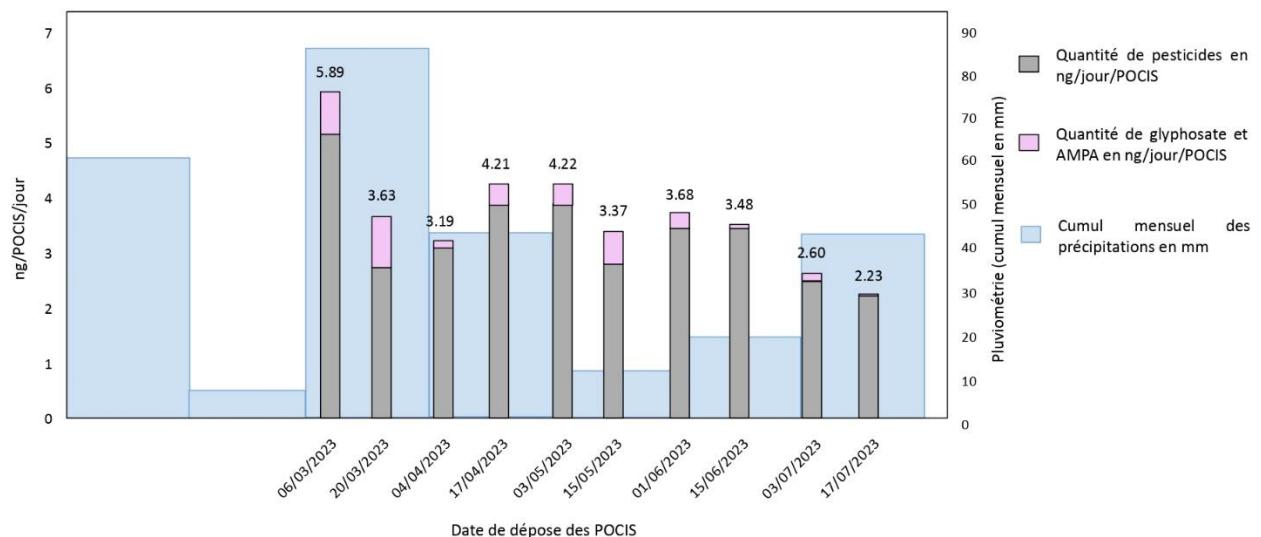


Figure 34 : Quantité total de contaminants retrouvés à Utah Beach (gris : pesticides, bleu : glyphosate et AMPA) et pluviométrie (cumul mensuel en mm).

Tableau 4 : Matrice de corrélations (coefficient de Pearson) avec quantité d'AMPA, de Glyphosate, Pesticides (POCIS Pharm), Somme de toutes les molécules des deux POCIS (Tt molécules) et précipitations

	AMPA	Glyphosate	Pest Pharm	Précipitations	Tt molécules
AMPA	1	0.43	-0.78	0.74	-0.43
Glyphosate	0.43	1.00	-0.56	-0.09	-0.50
Pest Pharm	-0.78	-0.56	1.00	-0.17	0.90
Précipitations	0.74	-0.09	-0.17	1.00	0.25
Tt molécules	-0.43	-0.50	0.90	0.25	1.00

Les teneurs en glyphosate et son produit de dégradation, l'AMPA (Acide aminométhylphosphonique) ont été évaluées avec les POCIS Gly. Les résultats sont visibles dans la [Fig. 33](#). Du glyphosate a été retrouvé en faible quantité en mars, avril et mai, avec un maximum de 0.03 ng/POCIS/jour. De l'AMPA a été détecté toutes dates confondues, avec un maximum de 0.91 ng/POCIS/jour durant la période du 06 au 20 mars 2023. À partir du 15 mai, les quantités d'AMPA sont minimales avec respectivement 0.25, 0.03, 0.14 et 0.03 ng/POCIS/jour pour les 4 échantillonnages du 15 mai au 17 juillet.

Le cumul des molécules adsorbées sur les POCIS Pharm et Gly ainsi que la pluviométrie associée (mm total mensuel) sont visibles dans la [Fig. 34](#). La plus grande adsorption est de 5.89 ng/POCIS/jour pour la période du 20 février au 06 mars 2023 contre 2.28 ng/POCIS/jour du 03 au 17 juillet pour la plus faible concentration.

Le premier semestre 2023 est marqué par une alternance de mois secs (6mm en février, 10 mm en mai et 21 mm en juin) et de mois humides (61 mm en janvier, 85 en mars, 42 mm en avril et 46 mm en juillet). Le cumul maximum des précipitations est atteint en mars 2023 avec 85 mm, contre au minimum 6 mm en février 2023.

Une matrice de corrélation (coefficient de Pearson) a été réalisée ([Tableau 4](#)). Cette dernière met en lumière les relations entre la quantité d'AMPA, de glyphosate, de pesticides accumulés sur les POCIS pharm, la totalité des molécules retrouvées sur les 2 types de POCIS, et les précipitations.

Ainsi, il en résulte que les pesticides accumulés sur les POCIS pharm ne sont pas corrélés avec les précipitations (-0.17). Ces résultats sont les mêmes pour l'accumulation du glyphosate, avec un coefficient de -0.09.

Néanmoins, les précipitations sont corrélées positivement à hauteur de 74% avec l'accumulation d'AMPA. La somme de toutes les molécules retrouvées est également corrélée positivement avec les précipitations, avec un coefficient de 0.25.

Les concentrations en AMPA et en glyphosate sont corrélées positivement à hauteur de 43%. Les quantités de pesticides (POCIS pharm) sont corrélées négativement avec celles d'AMPA (-0.74) et de glyphosate (-0.56).

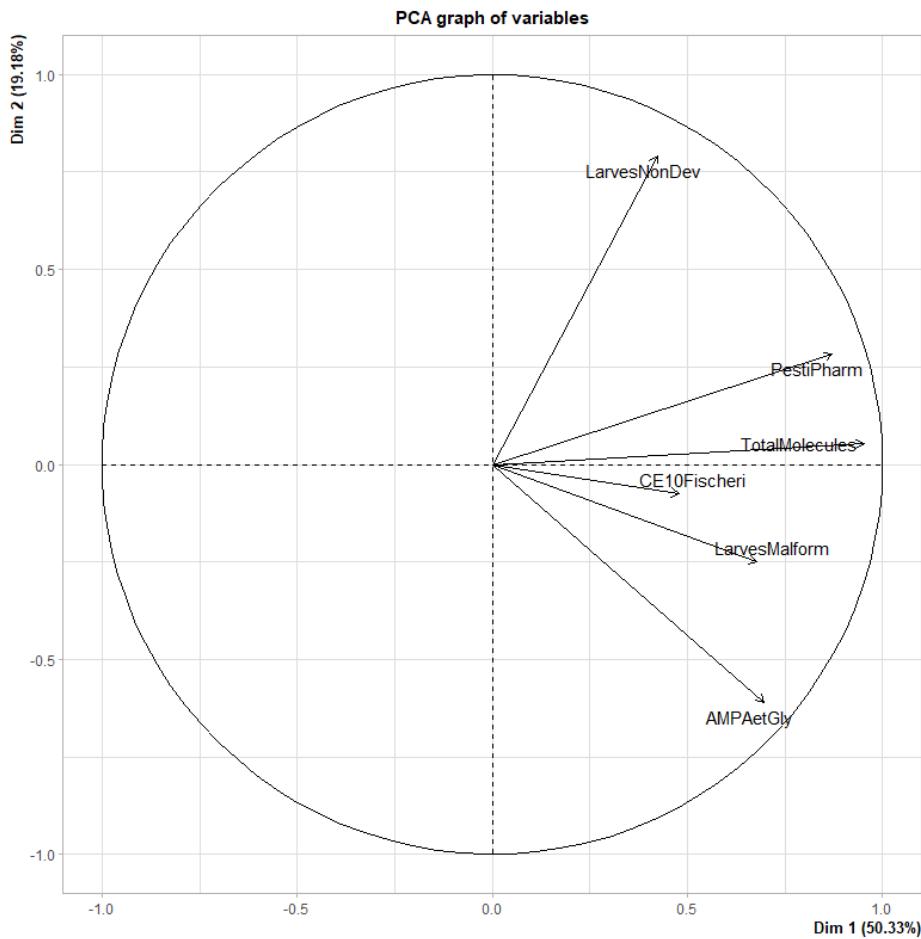


Figure 35 : Résultat de l'ACP avec pour paramètre : « LarvesNonDev » pour les larves d'oursins non-développées (bioindicateur), « PestiPharm » pour la quantité de molécules accumulées sur les POCIS pharm, « TotalMolecules » pour la somme des molécules retrouvée sur les 2 types de POCIS, « CE10Fischeri » pour la CE 10 du test d'inhibition de la luminescence de *V. fischeri*, « LarvesMalform » pour les larves d'oursin malformées (bioindicateur), « AMPAetGly » pour la quantité d'AMPA et glyphosates.

Tableau 5 : Matrice de corrélations (coefficient de Pearson) avec pour paramètre : « LarvesNonDev » pour les larves d'oursins non-développées (bioindicateur), « PestiPharm » pour la quantité de molécules accumulées sur les POCIS pharm, « TotalMolecules » pour la somme des molécules retrouvée sur les 2 types de POCIS, « CE10Fischeri » pour la CE 10 du test d'inhibition de la luminescence de *V. fischeri*, « LarvesMalform » pour les larves d'oursin malformées (bioindicateur), « AMPAetGly » pour la quantité d'AMPA et glyphosates.

	AMPAetGly	CE10Fisch	LarvesMalf	LarvesNon	PestiPha	TotalMolecu
ly	1.00	0.35	0.56	-0.08	0.36	0.61
CE10Fischer	0.35	1.00	0.09	0.16	0.29	0.35
LarvesMalfo	0.56	0.09	1.00	0.21	0.41	0.52
rm	-0.08	0.16	0.21	1.00	0.42	0.34
LarvesNonDe	0.36	0.29	0.41	0.42	1.00	0.96
v	0.61	0.35	0.52	0.34	0.96	1.00
PestiPharm						
TotalMolecu						
les						

D. Mise en commun des paramètres

1. Des corrélations au sein du compartiment « Eau de mer »

L'ensemble des analyses réalisées pour le compartiment « Eau de mer » ont été mises en commun au travers d'une ACP (Analyse en Composantes Principales) visible dans la [Fig. 35](#), ainsi qu'une matrice de corrélation (coefficient de Pearson) dans le [Tableau 5](#).

Le bioindicateur larve d'oursin est représenté par le nombre de larves malformées (« LarvesMalform ») et de larves non-développées (« LarvesNonDev »). Les larves malformées sont corrélées à 56% avec la quantité d'AMPA et de glyphosate, à 41% avec les pesticides sur les POCIS Pharm et à 55% avec la quantité totale de molécules. Il y a une corrélation de 42% entre les larves non-développées et les pesticides des POCIS pharm, et une corrélation nulle (-0.08) avec la quantité d'AMPA et de glyphosate.

Le test normé « *Vibrio fischeri* » est représenté dans la [Fig. 35](#) et le [Tableau 5](#) par la CE 10 évoquée dans la partie [C.2](#) de ce rapport. Ainsi, la CE 10 est corrélée à 35% avec la quantité d'AMPA et de glyphosate, 29% avec la quantité de pesticides dans les POCIS pharm et 35% avec la quantité totale de molécules retrouvées sur les 2 types de POCIS.

Entre les bioindicateurs *V. fischeri* et larves d'oursin, les corrélations sont faibles avec 9% entre le test *fischeri* et les larves d'oursin malformées, et 16% avec les larves non-développées.

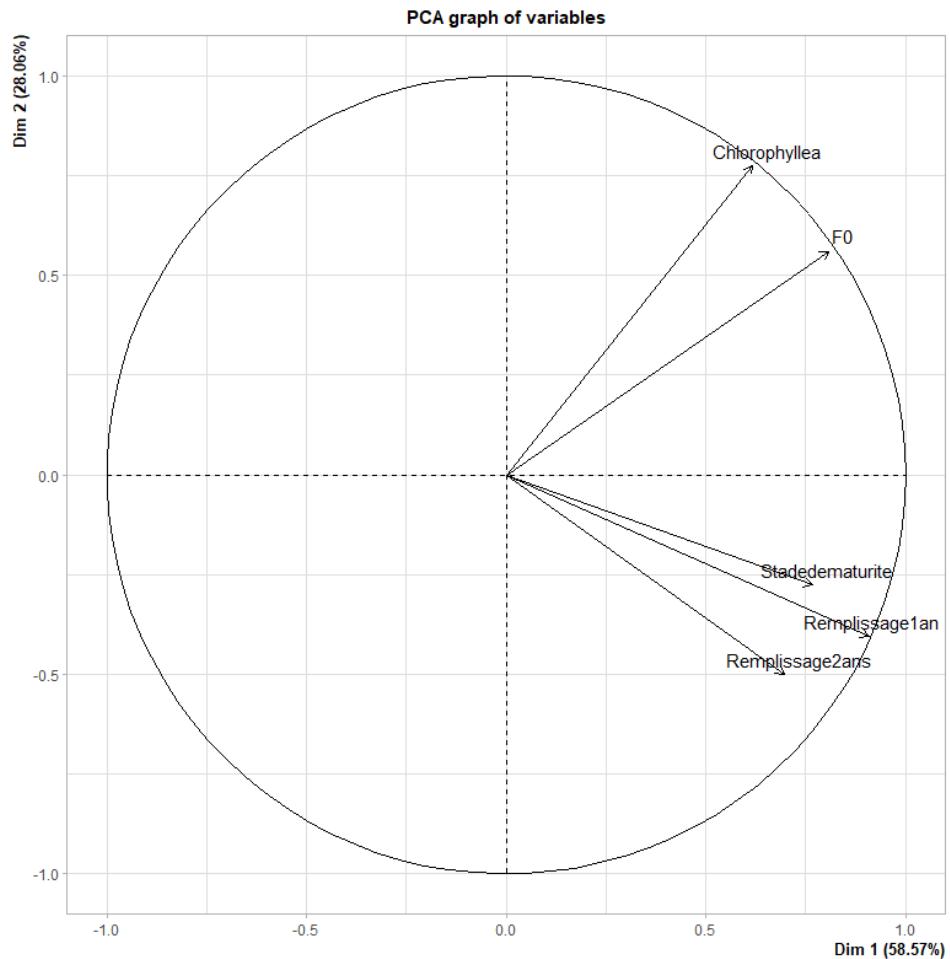


Figure 36 : Résultat de l'ACP avec pour paramètre la quantité de chlorophylle a en $\mu\text{g.L}^{-1}$ (« Chlorophyllea »), la fluorescence minimale du phytoplancton (« F0 »), le stade de maturité des moules passée en histologie (« Stade dematurite »), le taux de remplissage des moules de 1 an (« Remplissage1an ») et celui des moules de 2 ans (« Remplissage2ans »).

Tableau 6 : Matrice de corrélations (coefficient de Pearson) avec pour paramètre la quantité de chlorophylle a en $\mu\text{g.L}^{-1}$ (« Chlorophyllea »), la fluorescence minimale du phytoplancton (« F0 »), le stade de maturité des moules passée en histologie (« Stade dematurite »), le taux de remplissage des moules de 1 an (« Remplissage1an ») et celui des moules de 2 ans (« Remplissage2ans »).

	Chlorophylle a	F0	Remplissage 1an	Remplissage 2ans	Stade de maturite
Chlorophylle a	1.00	0.91	0.25	0.06	0.24
F0	0.91	1.00	0.49	0.34	0.41
Remplissage 1an	0.25	0.49	1.00	0.82	0.82
Remplissage 2ans	0.06	0.34	0.82	1.00	0.38
Stade de maturite	0.24	0.41	0.82	0.38	1.00

2. Corrélations entre moules et phytoplancton

Les analyses du compartiment « moules » et « phytoplancton » ont été mises en commun au travers d'une ACP (Analyse en Composantes Principales) visible dans la [Fig. 36](#), ainsi qu'une matrice de corrélation (coefficient de Pearson) dans le [Tableau 6](#).

Les deux paramètres utilisés comme indicateurs de la biomasse phytoplanctonique sont la chlorophylle *a* (mesurée en $\mu\text{g L}^{-1}$) et la fluorescence minimale des cellules (F0). Premièrement, la quantité de chlorophylle *a* et la fluorescence minimale sont corrélées positivement à 91%. La quantité de chlorophylle est faiblement corrélée avec le taux de remplissage des moules d'un an (0.25), et n'est pas corrélée avec celui des moules de 2 ans (0.05). La fluorescence minimale (F0) est corrélée à hauteur de 49% au taux de remplissage des moules de 1 an, à 34% avec le taux de remplissage des moules de 2 ans à 41% avec le stade de maturité des moules.

Le stade de maturité des moules (décrit dans la [Fig. 22](#)) est corrélé à 82% avec le taux de remplissage des moules de 1 an, et à 38% avec celui des moules de 2 ans.

IV. Discussion

L'objectif du projet CarUtah est de comprendre le fonctionnement de l'écosystème d'Utah Beach. Ce dernier s'étend sur deux ans afin de collecter un maximum d'informations. Mon stage permet de présenter des résultats préliminaires et d'émettre des hypothèses qui seront confirmées ou infirmées d'ici la fin du projet en 2025.

Le suivi des moules à Utah Beach n'a pas mis en lumière des phénomènes de mortalités massives comme ce fut le cas en 2020-2021. Le taux de mortalité maximum est de 18% chez les moules d'un an et 8% pour les moules de deux ans ([Fig. 23](#)). Pour la même période, le taux de mortalité moyen à Utah Beach est de 16% (suivi REMOULNOR depuis 2004) ([Blin et al., 2022](#)). Le taux de remplissage moyen toutes classes d'âges confondues est de 174. Ce taux est plus faible que celui relevé par le réseau REMOULNOR, avec une moyenne de 190 pour la même période ([Blin et al., 2022](#)). Cette différence est principalement liée aux faibles taux relevés au cours du mois de mars. Ces derniers étaient compris entre 84 et 99. Cette période coïncide avec l'entrée des moules dans le stade gamétoprotégé 3, correspondant au stade mature, prêt pour l'expulsion des gamètes. Des résultats similaires ont été relevés par [Thompson](#) en [1984](#), qui constatait un appauvrissement des tissus chez *Mytilus edulis* durant la maturation des gonades. En effet, durant la gamétoprotégation, les moules allouent la majorité de leur énergie pour se reproduire, c'est l'effort de reproduction ([Bayne, 1976](#)).

Par ailleurs, les moules ont commencé l'expulsion des gamètes au début du mois d'avril. Par la suite, les relevés du 17 avril et du 15 mai ont révélé des taux de mortalité compris entre 8 et 10%, soit les plus importants du suivi pour les moules de 2 ans. On peut alors émettre l'hypothèse que les moules étaient affaiblies par les pontes. Déjà en 2014 et 2015 les mortalités mytilicoles dans le pertuis Breton et la baie de Bourgneuf touchaient les moules pendant leur période de reproduction ([Soletchnik & Robert, 2016](#)). Cette tendance s'expliquerait par une fragilisation des moules durant la reproduction, permettant l'infestation par des organismes pathogènes opportunistes ([Robert et al., 2015](#)).

[Bayne et al. \(1983\)](#) ont constaté qu'avec la taille (et donc l'âge) des moules, l'effort de reproduction augmente et la résistance aux conditions environnementales diminue.

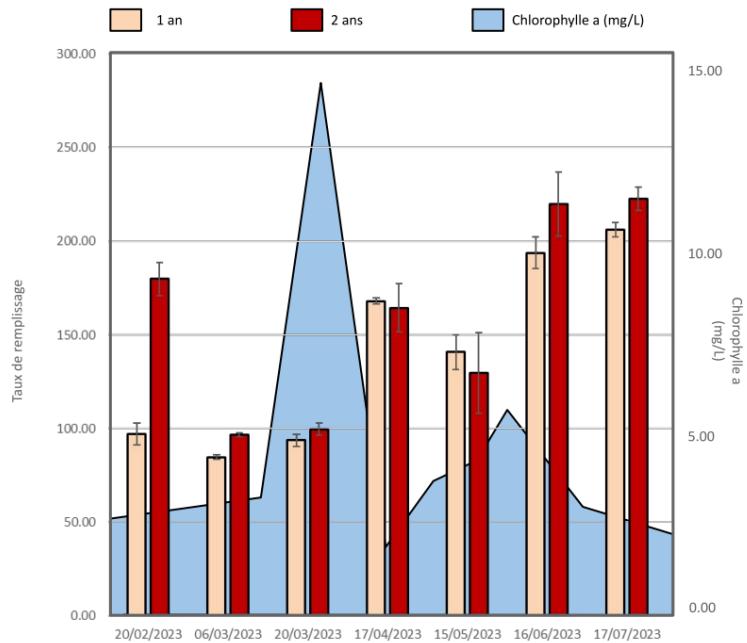


Figure 37 : Suivi du taux de remplissage des moules d'Utah Beach, âgées de 1 an (beige) et 2 ans (rouge) et superposition avec les quantités de chlorophylle a ($\mu\text{g L}^{-1}$) retrouvées à Utah Beach à la même période (en bleu).

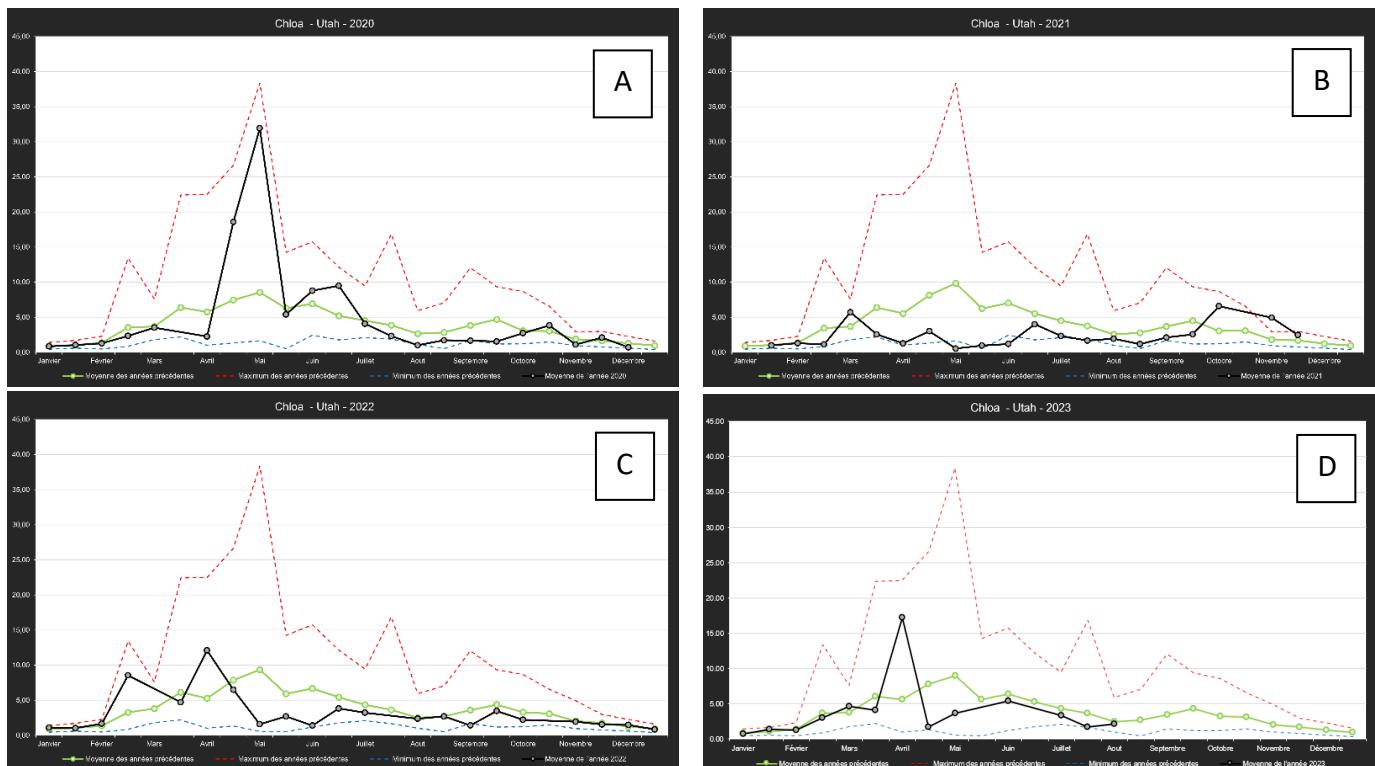


Figure 38 : Evolution des concentrations en chlorophylle a ($\mu\text{g L}^{-1}$) relevées à Utah Beach entre 2020 et 2023. A. 2020, B. 2021, C. 2022, D. 2023. Noir = Données annuelles pour l'année considérée ; Bleu = Données interannuelles minimales ; Rouge = Données interannuelles maximales ; Vert = Données interannuelles moyennes pour la station. NB : L'année 2023 étant en cours, les derniers relevés s'arrêtent en mars [données HYDRONOR]

De nombreuses études étayent cette hypothèse (Freeman & Dickie, 1979 ; Worrall & Widdows, 1984, Dardignac, 2004). Durant ce stage, les comptages réalisés à Utah Beach conduisent à des taux de mortalité plus importants chez les moules d'un an. Néanmoins, les moules d'un an ont des tailles similaires aux moules de deux ans (43 mm contre 45 mm). On peut supposer que le paramètre « taille » est plus important que celui de l'âge.

Deux efflorescences phytoplanctoniques ont été relevées fin mars - début avril ainsi qu'au cours des mois de mai-juin. Ces deux blooms ont précédé les augmentations du taux de remplissage des moules, tout âge confondu. La matrice de corrélation disponible dans le Tableau 5 ne révèle pourtant aucun lien entre ces deux paramètres. Cela est peut-être lié au décalage temporel entre le bloom et l'augmentation du taux de chair. Des travaux antérieurs (Sosinski, 2022), ont montré que la quantité de chlorophylle *a* (et donc indirectement la biomasse phytoplanctonique) est corrélée avec le remplissage des moules. L'analyse des données historiques REMOULNOR et HYDRONOR avaient conclu à une corrélation positive de 45% entre le taux de remplissage des moules adultes et la quantité de chlorophylle *a* disponible. Néanmoins ce constat n'est valable uniquement pour Utah Beach (côte Est du Cotentin). En effet, le même calcul effectué pour la station d'Agon, référence de la côte Ouest du Cotentin pour le réseau REMOULNOR et MYTILOBS, n'aboutissait à aucune corrélation entre les deux paramètres.

Ainsi, il paraît évident que la configuration de la Baie des Veys, ses apports terrigènes par 7 cours d'eau et la circulation des panaches impactent le réseau trophique d'Utah Beach.

L'une des hypothèses formulées en 2021 dans le contexte des mortalités mytilicoles massives était le manque de phytoplancton. En effet, durant la saison 2020-2021, les concentrations en chlorophylle *a* sont restées très inférieures à la moyenne de la station et ont atteint des valeurs minimales (Fig. 38). Un bloom important a été relevé au printemps 2020 (32 $\mu\text{g.L}^{-1}$ de chlorophylle *a*), puis les valeurs se sont écrasées (Fig. 38.A). A partir d'août 2020, la concentration en chlorophylle *a* est restée comprise entre 2 et 4 $\mu\text{g.L}^{-1}$, jusqu'en octobre 2021. Les efflorescences sont restées extrêmement faibles (pour la station), avec une moyenne de 5 $\mu\text{g.L}^{-1}$ contre les 10 $\mu\text{g.L}^{-1}$ minimum rencontrés en période de bloom (Fig. 38.B). En 2022 (Fig. 38.C), un bloom printanier s'est étendu de fin février à début mars, avec comme maximales 9 et 12 $\mu\text{g.L}^{-1}$ de chlorophylle *a*.

En 2023, malgré deux efflorescences, les quantités de chlorophylle *a* restent à nouveau en dessous des moyennes interannuelles (Fig. 38.D). Mais aucun phénomène de mortalité n'a émergé.

L'acquisition de l'Aquapen a permis d'intégrer au suivi du phytoplancton un nouvel aspect, celui du rendement quantique maximal (Fv/Fm). Les résultats ont varié de 0.27 à 0.60 (Fig. 28). Les plus hautes valeurs ont été obtenues au moment des efflorescences, lorsque les indicateurs de biomasses phytoplanctoniques étaient les plus élevés. Les communautés phytoplanctoniques ont la capacité d'ajuster rapidement leur activité photosynthétique en réponse aux conditions environnementales (Krompkam *et al.*, 2008). Ainsi, dans des conditions naturelles, leur activité photosynthétique est constamment modifiée (Houliet *et al.*, 2013). De nombreuses études *in situ* et *ex situ* ont identifiés des facteurs influençant cette activité. Il s'agit notamment de la disponibilité des nutriments (Cullen *et al.*, 1992 ; Lippemeier *et al.*, 1999), la température (Davison, 1991 ; Claquin *et al.*, 2008), la lumière (Anning *et al.*, 2000 ; Dimier *et al.*, 2009 ; Gameiro *et al.*, 2011) et la structure de la communauté phytoplanctonique (Shaw & Purdie, 2001 ; Jouenne *et al.*, 2007). Ces facteurs n'agissent pas indépendamment mais simultanément, entraînant une variabilité photosynthétique (Shaw & Purdie, 2001). Une étude a été menée dans le Pas de Calais, un détroit de la Manche à son extrémité orientale. Le suivi du rendement quantique maximum en surface a conduit à des résultats similaires à ceux d'Utah Beach. En effet, les valeurs de Fv/Fm sont restées comprises entre 0.22 et 0.81, avec des valeurs minimales après le bloom printanier (Houliet *et al.*, 2013). Dans la Baie de Seine, d'autres résultats sont en adéquation avec un rendement quantique maximal compris entre 0.19 et 0.62 au large de Luc-sur-mer (Serre-Fredj *et al.*, 2022).

Les résultats de l'ACP réalisée à partir des données HYDRONOR (Fig. 27) permettent de décrire la dynamique saisonnière des paramètres hydrobiologiques à Utah Beach. Les corrélations négatives entre la température de l'eau et les nutriments (N, P, Si) sont partagées avec les résultats de Napoléon *et al.* (2014). Cette étude menée dans la Baie de Seine met en évidence des corrélations positives entre salinité, matière en suspension et quantité de chlorophylle *a*. Ces résultats sont opposés à ceux obtenus dans le Tableau 2. Ces différences peuvent être liées à la configuration de la Baie des Veys et la circulation des panaches.

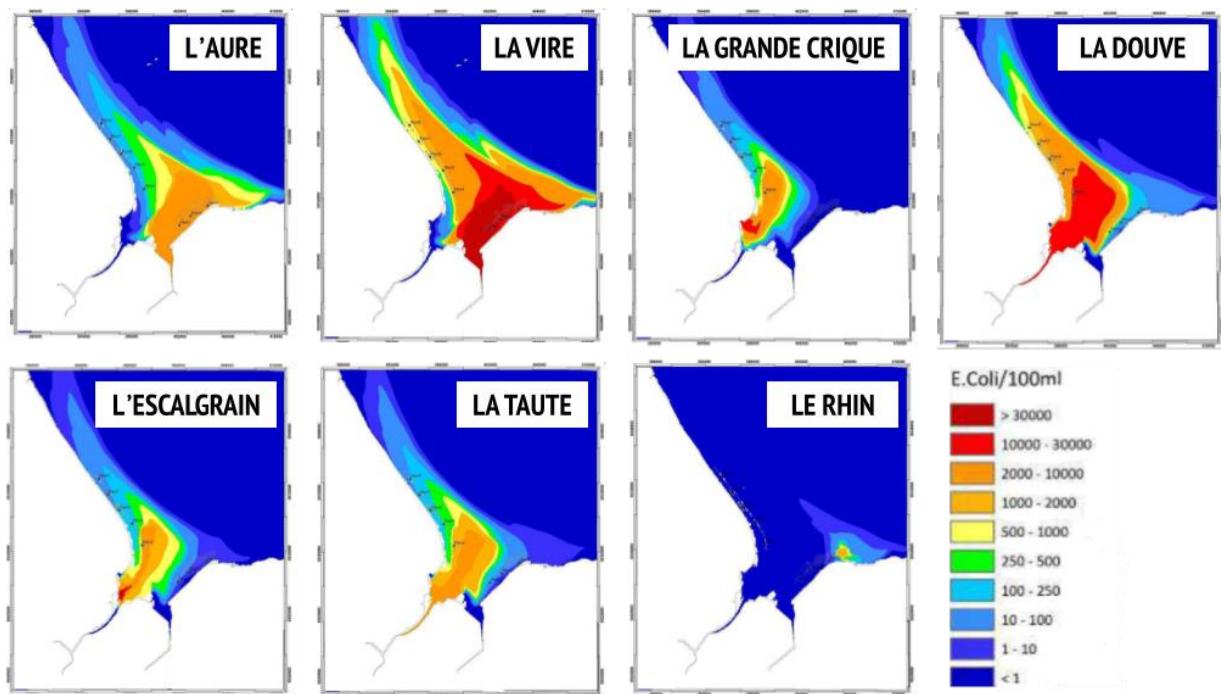


Figure 39 : Évolutions des panaches (E. coli) en provenance des 7 bassins versants bordant la Baie des Veys : L'Escalgrain, Le Rhin, L'Aure, La Vire, La Taute, La Douve et La Grande Crique - en condition de vives eaux. Modifié d'après le rapport SAFEGER-Ginger-Actimar (2013).

La salinité à Utah Beach peut atteindre fréquemment des valeurs basses en raison de la proximité avec l'embouchure de 7 fleuves (apports d'eau douce). En effet, comme le montre la [Fig. 39](#) ci-contre, les panaches de la Baie des Veys à pleine mer progressent vers l'Ouest et atteignent Utah Beach avant d'être trop dilués ([SAFEGE-Ginger-Actimar, 2013](#)). Ces apports terrigènes sont bénéfiques pour la productivité de la zone. En effet, comme le montrent les travaux de [Videau et al. \(1998\)](#) en Baie de Seine, les embouchures sont des zones à forte productivité grâce aux apports des fleuves. Cette hypothèse tend à être confirmée par les corrélations positives entre chlorophylle *a* et la turbidité (44%) et les matières en suspension (44%) ([Tableau 2](#)).

Le bloom printanier observé au mois d'avril 2023 était composé majoritairement de diatomées. Ont été retrouvés les genres : *Asterionella*, *Asterionellopsis*, *Coscinodiscus*, *Ditylum*, *Lauderia*, *Leptocylindrus*, *Licmophora*, *Navicula*, *Odontella*, *Paralia*, *Gyrosigma*, *Rhizosolenia* et la dinophyceae *Prorocentrum* sp.

Le RHLN (Ifremer) recherche les espèces présentes dans les efflorescences. Ainsi, en 2020 les espèces majoritairement responsables de bloom étaient *Leptocylindrus danicus*, *Pseudo-nitzschia calliantha*, *Pseudo-nitzschia delicatissima* et *Pseudo-nitzschia pseudodelicatissima*. En 2021, l'espèce retrouvée dans le bloom en grande quantité était *Rhizosolenia imbricata* ([M'Zari et al., 2022, 2023](#)).

De plus, les travaux de [Jouenne et al. \(2007\)](#) menés en 2002-2003 ont permis d'identifier les espèces majoritaires présentes dans la Baie des Veys. À nouveau, les genres *Guinardia*, *Odontella*, *Coscinodiscus*, *Asterionellopsis*, *Thalassiosira* et *Lauderia* ont été identifiés.

Ainsi, les genres identifiés à Utah Beach correspondent à ceux retrouvés en majorité dans les études citées précédemment ([Tableau 3](#)).

Afin de suivre au mieux la qualité de l'eau de mer, deux bioindicateurs ont été utilisés en combinaison avec des échantillonneurs passifs permettant l'accumulation des contaminants chimiques. Le test des larves d'oursin permet de déterminer le taux de larves non-développées, malformées et bien formées (et la taille des spicules pour la dernière catégorie). Cet outil est à manier avec précaution. En effet, ce dernier utilise du matériel biologique, et des variations dans le taux de fécondation des oursins peuvent apparaître sans que la qualité de l'eau ne soit incriminée.

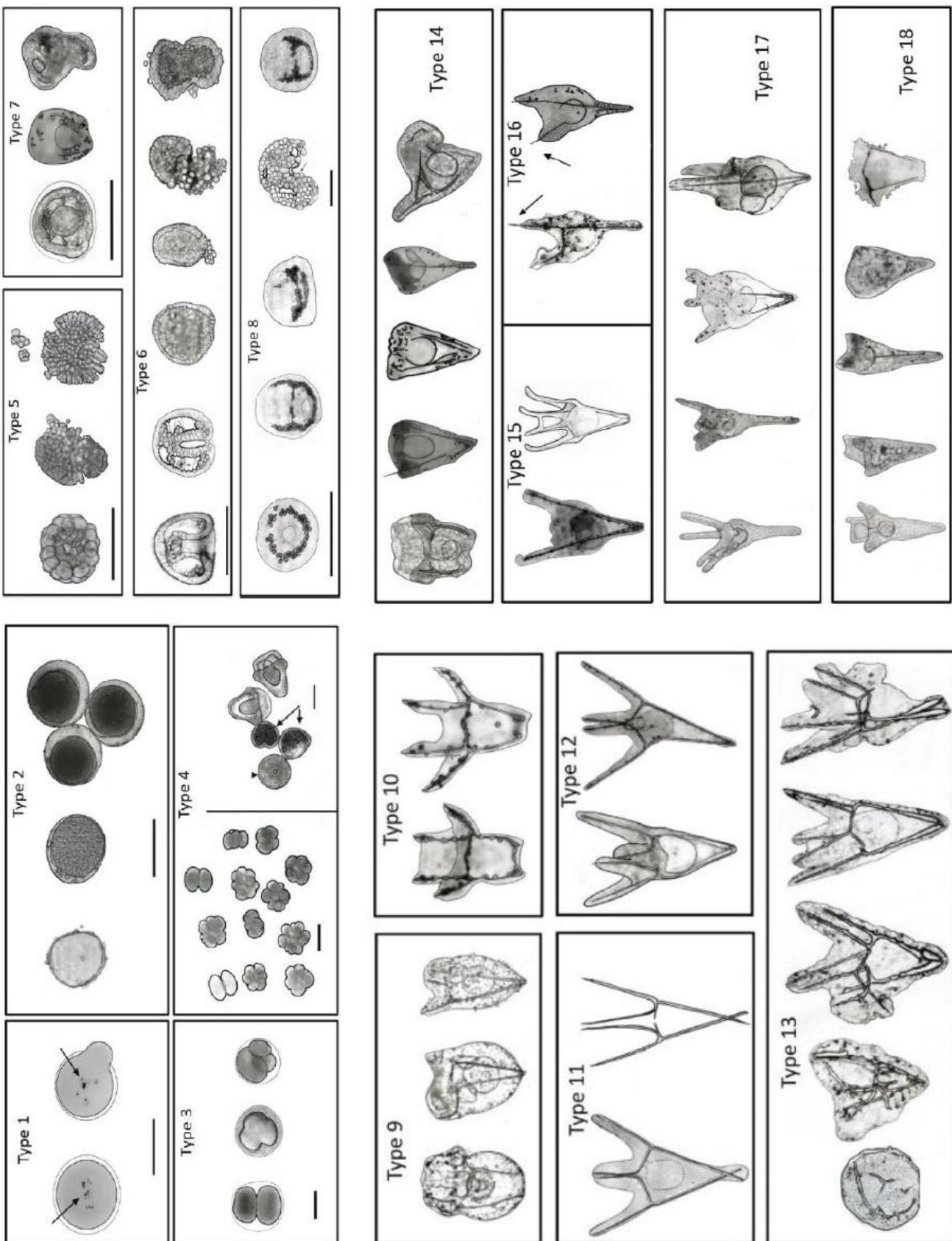


Figure 40 : Anomalies de développement de *Paracentrotus lividus* dues à une exposition à des doses aiguës de polluants. Modifié d'après Gambardella et al. (2021).

C'est pour cela que des témoins sont réalisés dans de l'eau de mer prélevée à Chausey et stockée au SMEL. Ainsi, les témoins permettent de valider la qualité de la ponte et donc la conformité du test. De plus, ils permettent de rationaliser les taux acceptables de malformation et de non-développement.

[Gambardella et al. \(2021\)](#) ont créé une base ([Fig. 40](#)) regroupant toutes les malformations des embryons et larves pluteus de *Paracentrotus lividus* exposés à des éléments traces métalliques (types 1, 2, 5 et 7), des polluants organiques persistants (PAH, PCB) (types 5, 6, 9 et 10), des perturbateurs endocriniens (types 9, 10, 14, 18), des pesticides (types 1, 3, 4, 6, 10, 11, 14, 18), des résidus pharmaceutiques (types 6, 8-14) et des microplastiques (types 7, 10 et 18)

Le non-développement (ND) des ovocytes fécondés est le scénario le plus extrême pouvant arriver, les conditions étant tellement défavorables qu'elles empêchent le développement embryonnaire. L'eau échantillonnée le 01 août 2022 a conduit à un taux ND de 48%, avec 52% de malformations. C'est la seule date où aucune larve n'a pu se former correctement, malgré la répétition du test. Les malformations retrouvées à cette date étaient toutes du type 4 ([Fig. 40](#)) et correspondent selon les travaux de [Gambardella et al. \(2021\)](#) à une exposition aiguë à des pesticides tels que des organophosphorés et/ou carbamates (utilisés comme insecticides) ([Falugi & Angelini, 2002](#) ; [Aluigi et al., 2010](#)). Néanmoins, il s'agit du second échantillon prélevé en 2022, en prévision du programme CarUtah. De ce fait, la toxicité de l'échantillon ne peut être confirmée par le test *Vibrio fischeri* ou par l'utilisation des POCIS.

Pour les autres prélèvements, les malformations étaient principalement des types 9 à 12 ([Fig. 40](#)). La qualité de l'eau semble se dégrader durant l'été et l'hiver, et s'améliore en automne et au printemps ([Fig. 29](#)). Concernant la taille des spicules des larves bien formées, malgré quelques variations (non significatives), aucune tendance ne se dégage.

Avec le test de *Vibrio fischeri* ([Fig. 31](#)), les valeurs de CE 10 sont maximales en automne, ce qui est en adéquation avec les résultats des larves d'oursin. Néanmoins, en mars-avril les CE 10 sont faibles, indiquant une diminution de la qualité qui n'est pas visible avec le test des larves d'oursins. Ces différences sont confirmées par la matrice des corrélations dans le [Tableau 4](#) qui indique une corrélation très faible de 9% entre les deux bioindicateurs.

Tableau 7 : Liste des pesticides retrouvés à Utah Beach et caractéristiques (©EU Pesticides Database)

Molécule	Origine	Type de pesticide	Informations
METALAXYL	Famille des acylalanines	Fongicide	Faiblement毒ique pour les organismes aquatiques
PYRIMETHANIL	Famille des anilino-pyrimidines	Fongicide	Toxicité modérée pour les organismes aquatiques
PROPYZAMIDE	Famille des benzamides	Herbicide	Légèrement毒ique pour les organismes aquatiques
CARBENDAZIM	Famille des benzimidazoles	Fongicide	Très毒ique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets néfastes à long terme
DIMENTHENAMID	Famille des chloroacétanilides	Herbicide	Très毒ique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme
ALACHLORE ESA	Famille des chloroacétanilides	Herbicide	Toxique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme - interdit depuis 2008
METAZACHLORE	Famille des chloroacétanilides	Herbicide	Très毒ique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme - interdit depuis 2008
METOLACHLOR	Famille des chloroacétanilides	Herbicide	Légèrement毒ique pour les organismes aquatiques
METOLACHLORE ESA	Famille des chloroacétanilides	Herbicide	Légèrement毒ique pour les organismes aquatiques
METOLACHLORE OA	Famille des chloroacétanilides	Herbicide	Légèrement毒ique pour les organismes aquatiques
METAZACHLORE ESA	Famille des chloroacétanilides (métabolites)	Herbicide	Très毒ique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme
METAZACHLORE OA POS	Famille des chloroacétanilides (métabolites)	Herbicide	Très毒ique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme
DINOTERB	Famille des dinitrophénols	Herbicide	Toxicité modérée pour les organismes aquatiques - interdit depuis 1998
DIFENACQUIM	Famille des hydroxycoumarines	Rodenticide	Très毒ique pour les organismes aquatiques et les algues
CLOMAZONE	Famille des isozolidinones	Herbicide	Très毒ique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme
FLUTHIAMIDE	Famille des oxycéanilides	Herbicide	Très毒ique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme
DINOC	Famille des phénols	Insecticide, Herbicide	Toxique pour les organismes aquatiques - interdit depuis 1999
FLUTOLANIL	Famille des phényl-benzamides	Fongicide	Toxique pour les organismes aquatiques
FIpronil	Famille des phénylpyrazolés	Insecticide	Très毒ique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets néfastes
FENAZAQUIN	Famille des quinazolines	Acaricide	Toxicité modérée pour les organismes aquatiques
AZOXYSTROBIN	Famille des strobilurines	Fongicide	Très毒ique pour les organismes aquatiques
DIMOXYSTROBIN	Famille des strobilurines	Fongicide	Toxique pour les organismes aquatiques - Interdit dans l'UE à partir de 2024
PYRACLOSTROBINE	Famille des strobilurines	Fongicide	Très毒ique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets néfastes à long terme
PROSULFOCARB	Famille des quinazolines	Herbicide	Toxique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme
HEKAZINONE	Famille des strobilurines	Herbicide	Toxique pour les organismes aquatiques et les algues vertes, persistant dans l'environnement
SIMAZINE-2-HYDROXY	Famille des strobilurines	Herbicide	Très毒ique pour les organismes aquatiques, peut entraîner des effets néfastes à long terme pour l'environnement aquatique
TERBUTHYLAZINE	Famille des triazines	Herbicide	Toxique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme
ATRAZINE	Famille des thiocarbamates	Herbicide	Toxique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme - interdit depuis 2003
SIMAZINE	Famille des strobilurines	Herbicide	Toxique pour les organismes aquatiques, peut entraîner des effets néfastes à long terme pour l'environnement aquatique
AMETRYNE	Famille des triazines	Herbicide	Toxicité modérée pour les organismes aquatiques
DESETHYLTERBUTUMETON	Famille des triazines	Herbicide	Toxicité modérée pour les organismes aquatiques - interdit depuis 1998
PROPAZINE	Famille des triazines	Herbicide	Toxique pour les organismes aquatiques
TERBUTRYN	Famille des triazines	Herbicide	Toxicité modérée pour les organismes aquatiques
DESETHYLATRAZINE	Famille des triazines (produit de dégradation de l'atrazine)	Herbicide	Toxique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme - interdit depuis 2003
HYDROXYATRAZINE	Famille des triazines (produit de dégradation de l'atrazine)	Herbicide	Toxique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme - interdit depuis 2003
DESETHYLTERBUTYLAZINE	Famille des triazines (produit de dégradation du therbuthylazine)	Herbicide	Toxique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme
PENCONAZOLE	Famille des triazoles	Fongicide	Très毒ique pour les organismes aquatiques
TEBUCONAZOLE	Famille des triazoles	Fongicide	Toxique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme
TRITICONAZOLE	Famille des triazoles	Fongicide	Toxique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme
ETHIDIMURON	Famille des urées substituées	Herbicide	Toxique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme - interdit dans l'UE depuis 2010
CHLORTOLUROX	Famille des urées substituées	Herbicide	Légèrement毒ique pour les organismes aquatiques - interdit depuis 2008
DIURON	Famille des urées substituées	Herbicide	Très毒ique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme - interdit en 2003
Glyphosate	Famille des phosphonoglycines	Herbicide	Très毒ique pour les organismes aquatiques, entraîne des effets à long terme - interdit en 2003
AMPA	Produit de dégradation du glyphosate	Herbicide	Très毒ique pour les organismes aquatiques

La combinaison des deux types de POCIS (Pharm et Gly) ont permis la détection de 44 molécules différentes entre le 20 février et le 17 juillet 2023 ([Tableau 7](#)). Sur ces 44 molécules, 30 sont des herbicides, 10 des fongicides, 1 est un rodenticide, 1 un acaricide et un insecticide. Ces contaminants sont issus de 17 familles chimiques différentes. Celle des chloroacétanilides est la plus retrouvée (en termes de concentration par POCIS). Elle regroupe le métolachlore, ses deux métabolites les métolachlores ESA et OA, le métazachlore, ses métabolites les métazachlore ESA et OA POS, lalachlore ESA et le diméthénamide. À lui seul, ce groupe a une moyenne d'accumulation de 0.35 ng/POCIS/jour. La famille majoritaire en termes de nombre de molécules est celle des triazines, comptabilisant 12 herbicides et produits de dégradation. Accumulés en moyenne à 0.07 ng/POCIS/jour, les molécules les plus retrouvées de ce groupe sont l'atrazine, son produit de dégradation le désethylatrazine et le déséthyl-terbuméton (produit de dégradation du terbuméton). L'atrazine et le terbuméton sont interdits en France depuis 1998 et 2003.

Ces proportions de familles retrouvées sont partagées par les travaux de [Mai et al. \(2013a\)](#) en Mer du Nord.

De nombreuses molécules sont retrouvées malgré les interdictions. C'est le cas de lalachlore, du dinoterbe, du DNOC, de l'atrazine, du terbuméton et de l'éthidimuron. D'autres composés seront prochainement interdits, c'est le cas du glyphosate et du dimoxystrobin.

Toutes dates confondues, le métolachlore ESA représente 47.7% des molécules retrouvées, l'AMPA 9.6%, le métazachlore ESA 5.4%, l'hydroxyatrazine 4.7%, le chlortoluron 3.6%, le DNOC 3.6%, le métolachlor et métolachlore OA 3.3 et 3.2%, le propyzamide 3.1%, le désethylatrazine et l'atrazine 2.9% chacun, le terbuthylazine 1.8%, lalachlore ESA 1.3%, le dimethenamid 1.3% et le tébuconazole 1%. Les autres molécules participent à moins de 1%.

Le métolachlore est fréquemment détecté dans les eaux de surface européennes ([Buser et al., 2000](#) ; [Mai et al., 2013a](#)). C'est l'un des herbicides les plus utilisés en agriculture, et il est considéré comme modérément toxique pour les animaux d'eau douce et les estuaires ([Wan et al., 2006](#) ; [Lizotte et al., 2009](#) ; [Cook & Moore, 2008](#) ; [Jin-Clark et al., 2008](#)). Néanmoins, la toxicité aiguë du métolachlore utilisée pour la législation s'appuie sur des tests réalisés sur les salmonidés (*Oncorhynchus* sp) et sur *Daphnia magna* ([Mai et al., 2013b](#)). Pourtant, des effets délétères de ce contaminant sont à déplorer sur l'huître creuse *Magallana (Crassostrea) gigas* ([Mai et al., 2012, 2013b](#)).

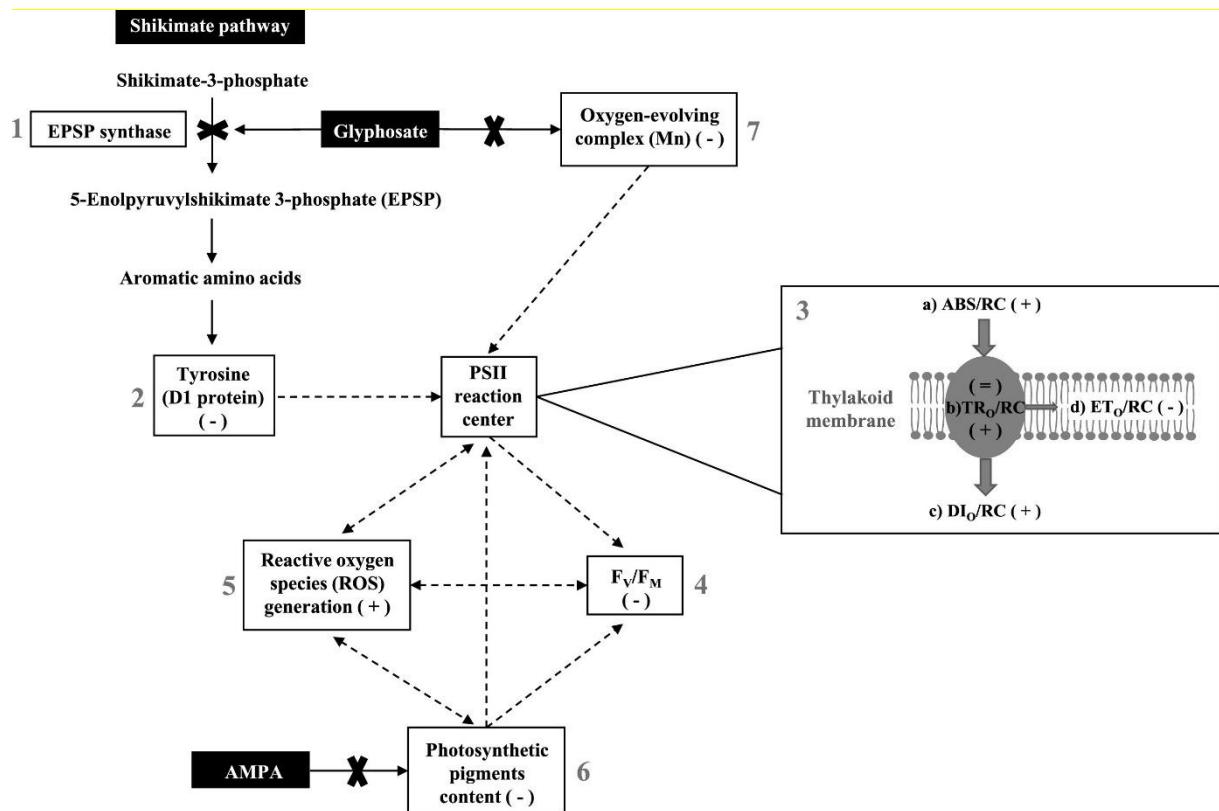


Figure 41 : Mode d'action suggéré du glyphosate sur la photosynthèse d'algues aquatiques et d'espèces/souches de cyanobactéries non ciblées (d'après Smedbol *et al.*, 2017).

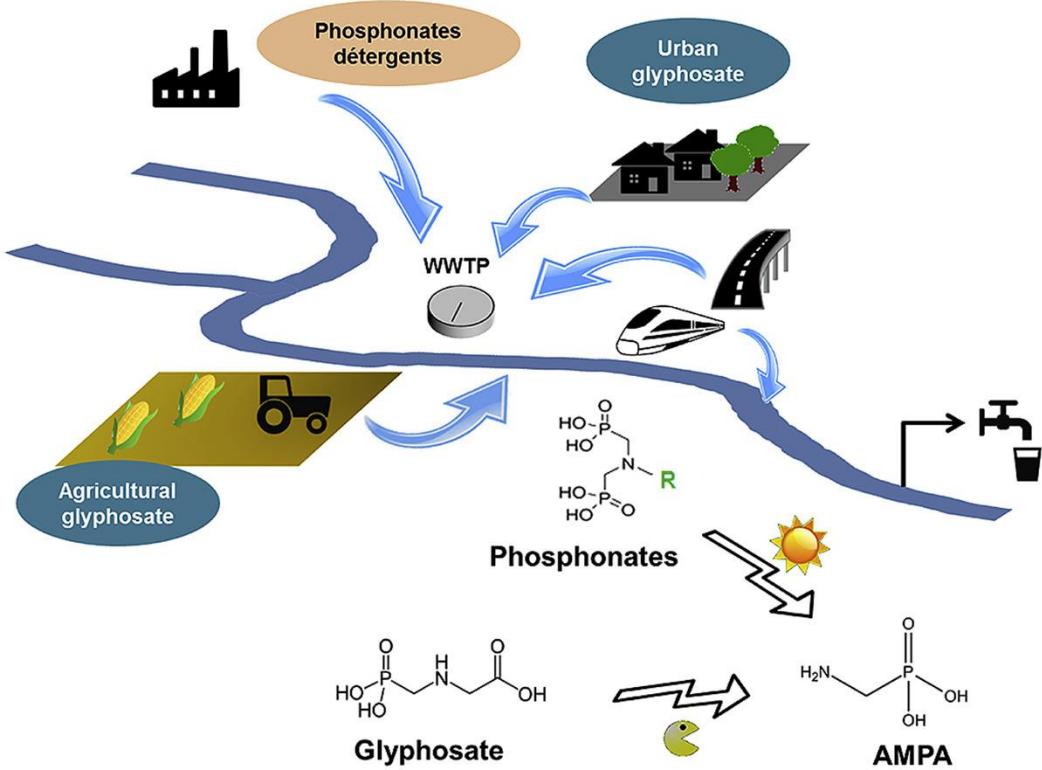


Figure 42 : Sources d'AMPA. D'après Grandcoin *et al.*, 2017

En effet, le métolachlore à des concentrations environnementales (5ng.L^{-1}) peut induire une diminution significative du taux de fécondation après seulement 30 minutes d'exposition. De plus, 24 heures après cette exposition plus de 15% des larves D sont malformées (Mai *et al.*, 2012, 2013b).

Le phytoplancton marin est également affecté par le métolachlore. En effet, Thakkar *et al.* (2013) ont conclu qu'une dose de 1 mg.L^{-1} entraîne une inhibition de 9% du taux de croissance ainsi qu'une inhibition de 35 et 25% des paramètres chlorophylliens chez *Dunaliella tertiolecta* et *Aureococcus anophagefferens*.

Concernant l'AMPA, le second composé retrouvé en grande quantité à Utah Beach, il est fréquemment détecté dans les écosystèmes d'eau douce (*e.g.* rivières et lacs) avec du glyphosate dont il est le métabolite (Huntscha *et al.*, 2018). Le glyphosate est l'herbicide le plus utilisé à l'échelle mondiale depuis 30 ans (Annett *et al.*, 2014 ; Cattani *et al.*, 2014 ; Myers *et al.*, 2016). Son fonctionnement est basé sur l'inhibition de l'enzyme 5-énolpyruvylshikimate-3-phosphate synthase, une enzyme permettant la synthèse des acides aminés aromatiques dans les plantes, les champignons et les algues (Barry *et al.*, 1992 ; Shehata *et al.*, 2013). Milian *et al.* (2018) ont étudié l'effet du glyphosate sur la moule méditerranéenne *Mytilus galloprovincialis*. Ainsi, une exposition à 10 mg.L^{-1} durant 21 jours conduit à une expression différentielle de 111 transcrits dans la glande digestive.

Le phytoplancton est également affecté par le glyphosate. La croissance des cyanobactéries et chlorophycées d'eau douce est significativement inhibée dès $50\mu\text{g.L}^{-1}$ de glyphosate (Smedbol *et al.*, 2017). Le mode d'action sur les microalgues est détaillé dans la Fig. 41. Le glyphosate inhibe l'enzyme 5-énolpyruvylshikimate-3-phosphate synthase, conduisant à l'interruption de la voie du shikimate. La biosynthèse des acides aminés aromatiques (*e.g.* tyrosine) est restreinte, réduisant ainsi la biosynthèse de la protéine D1. Les centres réactionnels sont inactivés, la quantité d'énergie dissipée par les processus non-photochimiques augmente, conduisant à l'altération des PSII et la diminution du rendement quantique maximal (Fv/Fm). De plus, la génération d'espèces réactives de l'oxygène (ROS) affecte l'intégrité des membranes et des pigments (Smedbol *et al.*, 2017).

Par ailleurs, les quantités d'AMPA sont corrélées à 74% avec les précipitations (Tableau 4). Cela peut s'expliquer par le ruissellement du glyphosate dans les cours d'eau se jetant dans la baie des Veys. L'AMPA est également le produit de dégradation de l'aminopolyporphosphate, issus des détergents industriels (Grandcoin *et al.*, 2017 ; Fig. 42).

La combinaison des résultats des POCIS et des bioindicateurs donnent des résultats intéressants (Tableau 5). En effet, les malformations des larves d'oursins sont corrélées à 56% avec la quantité d'AMPA et à 41% avec les pesticides issus du POCIS « Pharm ». Le non-développement des larves est corrélé à 42% avec ces pesticides. Pour le test *Vibrio fischeri*, les quantités d'AMPA expliquent 35% des résultats et les pesticides « pharm » 29%. Le test *Vibrio fischeri* semble moins sensible que celui des larves d'oursins, ce dernier étant conçu pour contrôler des eaux usées. Enfin, lorsque plus de résultats seront acquis, un croisement sera réalisé afin de rechercher des corrélations entre les grandes familles chimiques de pesticides et les bioindicateurs.

V. Conclusion

Le programme CarUtah a été lancé en janvier 2023 pour une durée de deux ans. L'objectif est de comprendre le fonctionnement de l'écosystème mytilicole d'Utah Beach ayant subit des mortalités massives en 2020-2021, entraînant plus d'un million d'euros de pertes économiques. Mon stage couvre le premier semestre du programme, il est donc un peu tôt émettre des conclusions avec certitude. Néanmoins, des tendances se dégagent très nettement. Les moules semblent directement affectées par la quantité de phytoplancton disponible. Malgré des pontes ayant entraîné un épuisement des réserves, les moules ont pu continuer à croître grâce à deux efflorescences phytoplanctoniques. Par ailleurs, la proximité d'Utah avec 7 bassins versants lui confère une très haute productivité grâce aux apports terrigènes. Ces cours d'eaux peuvent également être source de pollution, comme le montre le suivi de la qualité de l'eau. Quarante-quatre molécules de pesticides et produits de dégradation ont été retrouvés entre le 20 février et le 17 juillet. Et le suivi par bioindicateurs a permis d'identifier des périodes de variations dans la qualité de l'eau, avec un déclin durant l'hiver et l'été.

D'autres résultats complémentaires seront apportés aux cours des prochaines analyses. La métagénomique devrait notamment ouvrir de nouvelles perspectives, en révélant des variations possibles dans le microbiome des moules (ADNr 16S), et des changements dans les communautés phytoplanctoniques (ADNr 18S).

Il paraît évidemment que tous les compartiments étudiés ont des interactions très complexes, et que plusieurs années seront nécessaires pour les caractériser.

VI. Déroulement du stage

Pour ce stage de master 2, j'ai eu la chance de retourner dans une structure que je connaissais déjà très bien. En effet, j'y ai réalisé mon stage de master 1, puis j'y ai été embauchée comme vacataire, et j'ai continué à assister à toutes les réunions relatives à CarUtah durant mon master 2. Ainsi, le contact ne s'est jamais rompu.

Monter un projet comme CarUtah correspondait totalement à mes aspirations professionnelles. De plus, j'ai eu l'opportunité de suivre l'évolution du projet, de la rédaction du budget, des demandes de financements jusqu'au lancement officiel.

Au SMEL je suis laissée en totale autonomie, ce qui me correspond entièrement. Je planifie mes analyses et mes sorties terrains. Possédant le permis bateau j'ai également pu servir de pilote lors de tournée de prélèvement HYDRONOR, j'ai participé aux tournées de prélèvements pour le réseau REMI de l'Ifremer et je me suis chargée des analyses du trimestre pour REMOULNOR.

On m'a accordé une telle confiance que je ne me suis jamais sentie comme une stagiaire durant cette période. Par ailleurs, j'ai eu l'immense opportunité de participer à la réunion des centres techniques français et d'ainsi rencontrer les membres du CEPRALMAR (centre d'étude pour la promotion des activités lagunaires et maritimes), CREAA (centre régional d'expérimentation et d'applications aquacoles) et SMIDAP (Syndicat Mixte pour le Développement de l'Aquaculture et de la Pêche en Pays de la Loire).

La chaîne France 3 est venue faire un court reportage où j'ai pu présenter l'utilisation de larves d'oursin comme bioindicateur.

Le SMEL accueille un grand nombre de stagiaire chaque année. J'ai eu l'opportunité de participer à l'encadrement scientifique de deux stagiaires de Bac+1 et Bac+4. Cette expérience a été extrêmement enrichissante et m'a confortée dans ma volonté d'enseigner.

En ce qui concerne l'intégration dans l'équipe, elle s'est très bien déroulée d'autant plus que je la connaissais déjà. J'ai été entourée de beaucoup de bienveillance. Il y a beaucoup d'entraide pour s'aider à assumer les marées, les contrats et les différents projets en cours.

VII. Bibliographie

Aarset A.V., 1982. Freezing tolerance in intertidal invertebrates (a review). *Comp. Biochem. Physiol. A Physiol.*, 73A(4): 571-580, doi: 10.1016/0300-9629(82)90264-X

Acinas, SG, Marcelino, LA, Klepac-Ceraj, V, Polz, MF. 2004. Divergence and Redundancy of 16S rRNA Sequences in Genomes with Multiple Operons. *J Bacteriol*, 186: 2629 LP– 2635. <https://doi.org/10.1128/JB.186.9.2629-2635.2004>

Allain G., Bernard I., 2016. Les mortalités de moules en 2014 et 2015 vues par les professionnels. Compte-rendu de la phase 1 : synthèse sur l'émergence, la propagation et l'installation des mortalités. CRC Bretagne Nord.

Almada-Villela, P. C., Davenport, J., & Gruffydd, L. D. 1982. The effects of temperature on the shell growth of young *Mytilus edulis* L. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 59(2-3), 275-288.

Aluigi, M. G., Falugi, C., Mugno, M. G., Privitera, D., & Chiantore, M. 2010. Dose-dependent effects of chlorpyrifos, an organophosphate pesticide, on metamorphosis of the sea urchin, *Paracentrotus lividus*. *Ecotoxicology*, 19, 520-529.

Annett, R., Habibi, H. R., & Hontela, A. 2014. Impact of glyphosate and glyphosate-based herbicides on the freshwater environment. *Journal of Applied Toxicology*, 34(5), 458-479.

Huntscha, S., Stravs, M. A., Bühlmann, A., Ahrens, C. H., Frey, J. E., Pomati, F., & Poiger, T. 2018. Seasonal dynamics of glyphosate and AMPA in Lake Greifensee: rapid microbial degradation in the epilimnion during summer. *Environmental science & technology*, 52(8), 4641-4649.

Anning, T., MacIntyre, H. L., Pratt, S. M., Sammes, P. J., Gibb, S., & Geider, R. J. 2000. Photoacclimation in the marine diatom *Skeletonema costatum*. *Limnology and Oceanography*, 45(8), 1807-1817.

Barry, G. F. 1992. Inhibitors of amino acid biosynthesis: strategies for imparting glyphosate tolerance to crop plants. *Biosynthesis and molecular regulation of amino acids in plants*, 139-145.

Bayne B.L., Salkeld P.N., Worrall C.M., 1983. Reproductive effort and value in different populations of the marine mussels, *Mytilus edulis*. *Oecologia* 59, 18-26.

Bayne, B. L. 1976. Aspects of reproduction in bivalve molluscs. In *Estuarine processes* (pp. 432-448). Academic Press.

Bechemin C., Soletchnik P., Polsenaere P., Le Moine O., Pernet F., Protat M., Fuhrmann M., Quéré C., Goulitquer S., Corporeau C., others, 2015. Épisodes de mortalité massive de moules bleues observés en 2014 dans les Pertuis charentais. *Bull. Épidémiologie Santé Anim. Aliment.*(67): 6-9.

Belin, C. 2012. Cahier de procédures REPHY 2012-2013. Document de prescription. Date d'application : 1er octobre 2012. DYNECO/VIGIES/12-07. <https://archimer.ifremer.fr/doc/00449/560/68/>

Bernard, M. 2018. Déploiement large échelle du POCIS pour l'évaluation de la contamination par les pesticides dans les eaux de surface: apports et complémentarité dans le cadre des réseaux de surveillance du bassin Adour-Garonne (Doctoral dissertation, Université de Bordeaux).

Blin, J., Moal, S., Petinay, S. 2022. Suivis de la production mytilicole Bas-Normande, résultats du cycle 2020-2021. Rapport d'étude REMOULNOR, S.M.E.L.

Bradbury, M., & Baker, N. R. 1984. A quantitative determination of photochemical and non-photochemical quenching during the slow phase of the chlorophyll fluorescence induction curve of bean leaves. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Bioenergetics*, 765(3), 275-281.

Brumfield, K. D., Huq, A., Colwell, R. R., Olds, J. L., & Leddy, M. B. 2020. Microbial resolution of whole genome shotgun and 16S amplicon metagenomic sequencing using publicly available NEON data. *PLoS One*, 15(2), 228-259.

Buser, H. R., Poiger, T., & Müller, M. D. 2000. Changed enantiomer composition of metolachlor in surface water following the introduction of the enantiomerically enriched product to the market. *Environmental science & technology*, 34(13), 2690-2696.

Cattani, D., Cavalli, V. L. D. L. O., Rieg, C. E. H., Domingues, J. T., Dal-Cim, T., Tasca, C. I., & Zamoner, A. 2014. Mechanisms underlying the neurotoxicity induced by glyphosate-based herbicide in immature rat hippocampus: involvement of glutamate excitotoxicity. *Toxicology*, 320, 34-45.

Charles, M. 2019. Étude des pathogènes, des conditions physiologiques et pathologiques impliqués dans les mortalités anormales de moules (*Mytilus* sp.). Thèse de doctorat, Université Caen Normandie XI, 332 p.

Chipperfield, P. N. 1953. Observations on the breeding and settlement of *Mytilus edulis* (L.) in British waters. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 32(2), 449-476.

Claquin, P., Probert, I., Lefebvre, S., & Veron, B. 2008. Effects of temperature on photosynthetic parameters and TEP production in eight species of marine microalgae. *Aquatic Microbial Ecology*, 51(1), 1-11.

CNC – Comité National de la Conchyliculture. 2023. Statistiques officielles de la conchyliculture française.

Cook, M. E., & Moore, P. A. 2008. The effects of the herbicide metolachlor on agonistic behavior in the crayfish, *Orconectes rusticus*. *Archives of environmental contamination and toxicology*, 55, 94-102.

CRC Normandie – Mer du Nord. 2021. Note de mortalité mytilicole sur le secteur d'Utah Beach 2020/2021. Communication interne.

Cullen, J. J., Neale, P. J., & Lesser, M. P. 1992. Biological weighting function for the inhibition of phytoplankton photosynthesis by ultraviolet radiation. *Science*, 258(5082), 646-650.

Dardignac, M. J., 2004. La mytiliculture dans le "Pertuis Breton": synthèse des travaux réalisés de 1980 à 1992. In Annales de la Société des sciences naturelles de la Charente Maritime (pp. 3-79). Société des sciences naturelles de la Charente Maritime.

Davison, I. R. 1991. Environmental effects on algal photosynthesis: temperature. *Journal of phycology*, 27(1), 2-8.

Devreker, D. & Lefebvre, A. 2016. TTAintefaceTrendAnalysis: an R GUI for routine Temporal Trend Analysis and diagnostics.

Dimier, C., Brunet, C., Geider, R., & Raven, J. 2009. Growth and photoregulation dynamics of the picoeukaryote *Pelagomonas calceolata* in fluctuating light. *Limnology and Oceanography*, 54(3), 823-836.

Dubelaar, G. B., & Jonker, R. R. 2000. Flow cytometry as a tool for the study of phytoplankton. *Scientia Marina*, 64(2), 135-156.

Duinker, A., Håland, L., Hovgaard, P., & Mortensen, S. 2008. Gonad development and spawning in one and two year old mussels (*Mytilus edulis*) from Western Norway. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 88(7), 1465-1473.

Falugi, C., Diaspro, A., Angelini, C., Pedrotti, M. L., Raimondo, M., & Robello, M. 2002. Three-dimensional mapping of cholinergic molecules by confocal laser scanning microscopy in sea urchin larvae. *Micron*, 33(3), 233-239.

FAO, Agriculture Organization of the United Nations. 2005. Vue générale du secteur aquacole national : France. Division des pêches de la FAO.

FAO, Agriculture Organization of the United Nations. 2020. Aquaculture topics and activities. Aquaculture : Division des pêches de la FAO.

Farré, M., & Barceló, D. 2003. Toxicity testing of wastewater and sewage sludge by biosensors, bioassays and chemical analysis. *TrAC Trends in Analytical Chemistry*, 22(5), 299-310.

Férard, J.B., Vasseur, P., Danoux, L., Larbait, G. 1983. Application d'un test d'inhibition de luminescence bactérienne à l'étude toxicologique d'effluents complexes et de substances chimiques. *Revue Française des Sciences de l'Eau*, 2, 221-237.

Fly E.K., Hilbish T.J., Wethey D.S., Rognstad R.L., 2015. Physiology and biogeography: The response of European mussels (*Mytilus*spp.) to climate change. *Am. Malacol. Bull.*, 33(1): 136-149, doi: 10.4003/006.033.0111

Freeman, K. R., & Dickie, L. M. 1979. Growth and mortality of the blue mussel (*Mytilus edulis*) in relation to environmental indexing. *Journal of the Fisheries Board of Canada*, 36(10), 1238-1249.

Gambardella, C., Marcellini, F., Falugi, C., Varrella, S., & Corinaldesi, C. 2021. Early-stage anomalies in the sea urchin (*Paracentrotus lividus*) as bioindicators of multiple stressors in the marine environment: Overview and future perspectives. *Environmental Pollution*, 287, 117608.

Gameiro, C., Zwolinski, J., & Brotas, V. 2011. Light control on phytoplankton production in a shallow and turbid estuarine system. *Hydrobiologia*, 669, 249-263.

Gosling E., 2003. Bivalve Molluscs: Biology, Ecology and Culture. Fishing News Books. E. Gosling, Oxford, 443 p

Gray, MW, Burger, G, Lang, BF. 2009. Mitochondrial Evolution. *Science* (80) ; 283: 1476-1481. <https://doi.org/10.1126/science.283.5407.1476>

His E., Cantin C., 1995. Biologie et physiologie des coquillages. Ifremer.

Houliéz, E., Lizon, F., Artigas, L. F., Lefebvre, S., & Schmitt, F. G. 2013. Spatio-temporal variability of phytoplankton photosynthetic activity in a macrotidal ecosystem (the Strait of Dover, eastern English Channel). *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 129, 37-48.

Jin-Clark, Y., Anderson, T. D., & Zhu, K. Y. 2008. Effect of alachlor and metolachlor on toxicity of chlorpyrifos and major detoxification enzymes in the aquatic midge, *Chironomus tentans* (Diptera: Chironomidae). *Archives of environmental contamination and toxicology*, 54, 645-652.

Jones, C. P., St. Gelais, A. T., Byron, C. J., Costa-Pierce, B. A., Smolowitz, R. M., Condon, M. E., Shippey, E. G. 2021. A Histopathological-Biochemical Health Assessment of Blue Mussel *Mytilus edulis*. *Journal of Shellfish Research*, 40(1), 77-92. <https://doi.org/10.2983/035.040.0108>

Jouenne, F., Lefebvre, S., Véron, B., & Lagadeuc, Y. 2007. Phytoplankton community structure and primary production in small intertidal estuarine-bay ecosystem (eastern English Channel, France). *Marine Biology*, 151, 805-825.

Kotik, M. 2009. Novel genes retrieved from environmental DNA by polymerase chain reaction: Current genome-walking techniques for future metagenome applications. *J Biotechnol*, 144: 75-82. <https://doi.org/10.1016/j.jbiotec.2009.08.013>

Kromkamp, J. C., Dijkman, N. A., Peene, J., Simis, S. G., & Gons, H. J. 2008. Estimating phytoplankton primary production in Lake IJsselmeer (The Netherlands) using variable fluorescence (PAM-FRRF) and C-uptake techniques. *European Journal of Phycology*, 43(4), 327-344.

Letourneau C., Duvallet M., Basuya O., Bouchart V., Lefebvre V., Pain J., Dubreule C., Le Glatin S., Guibert F., Sarraza M., Teurtrie M., 2018. Cartographie de l'état chimique du réseau hydrographique de la baie des VEYS à l'aide d'outils innovants (échantilleurs passifs). Rapport d'étude CAPA, Agence de l'Eau Seine Normandie.

Lippemeier, S., Hartig, P., & Colijn, F. 1999. Direct impact of silicate on the photosynthetic performance of the diatom *Thalassiosira weissflogii* assessed by on-and off-line PAM fluorescence measurements. *Journal of Plankton Research*, 21(2).

Lizotte, R. E., Knight, S. S., Douglas Shields, F., & Bryant, C. T. 2009. Effects of an atrazine, metolachlor and fipronil mixture on *Hyalella azteca* (Saussure) in a modified backwater wetland. *Bulletin of environmental contamination and toxicology*, 83, 836-840.

Lubet P., 1973. Exposé synoptique des données biologiques sur la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck 1819)(FAO Rapports sur les pêches No. 88). FAO, Rome.

Mai, C., Theobald, N., Lammel, G., & Hühnerfuss, H. 2013a. Spatial, seasonal and vertical distributions of currently-used pesticides in the marine boundary layer of the North Sea. *Atmospheric Environment*, 75, 92-102.

Mai, H., Morin, B., Pardon, P., Gonzalez, P., Budzinski, H., & Cachot, J. 2013b. Environmental concentrations of irgarol, diuron and S-metolachlor induce deleterious effects on gametes and embryos of the Pacific oyster, *Crassostrea gigas*. *Marine Environmental Research*, 89, 1-8.

Marchand H.F.A. 1915. Les procédés actuels de la mytiliculture en France. In: Annales de la Société linnéenne de Lyon, tome 61, pp. 31-46. <https://doi.org/10.3406/linly.1915.4226>

Miège, C., Budzinski, H., Jacquet, R., Soulier, C., Pelte, T., & Coquery, M. 2011. Polar organic chemical integrative sampler (POCIS): application for monitoring organic micropollutants in wastewater effluent and surface water. *Journal of Environmental Monitoring*, 14(2), 626-635.

Milan, M., Dalla Rovere, G., Smits, M., Ferrarese, S., Pastore, P., Marin, M. G. & Matozzo, V. 2018. Ecotoxicological effects of the herbicide glyphosate in non-target aquatic species: Transcriptional responses in the mussel *Mytilus galloprovincialis*. *Environmental Pollution*, 237, 442-451.

Mohri, H. 1956. Studies on the respiration of sea urchin spermatozoa. The cytochrome oxidase activity in relation to the dilution effect. *J. Exp. Biol.* 33, 330–337.

Myers, J. P., Antoniou, M. N., Blumberg, B., Carroll, L., Colborn, T., Everett, L. G., ... & Benbrook, C. M. 2016. Concerns over use of glyphosate-based herbicides and risks associated with exposures: a consensus statement. *Environmental Health*, 15(1), 1-13.

M'Zari, L., Menet-Nedelec, F., Lancelot, T., Hernandez Farinas, T., Courtay, G., Dechamps, L., Simon, B. 2022. Réseau Hydrologique Littoral Normand (RHLN)– Rapport annuel 2020.

M'Zari, L., Menet-Nedelec, F., Lancelot, T., Hernandez Farinas, T., Courtay, G., Dechamps, L., Simon, B. 2023 Réseau Hydrologique Littoral Normand (RHLN)– Rapport annuel 2021.

Napoléon, C., Fiant, L., Raimbault, V., Riou, P., & Claquin, P. 2014. Dynamics of phytoplankton diversity structure and primary productivity in the English Channel. *Marine Ecology Progress Series*, 505, 49-64.

Normand, J., Benabdelmouna A., Louis W., Grizon J. 2021. MYTILOBS Campagne 2019 - 2020, Réseau d'observation des moules d'élevage sur la côte Atlantique et dans la Manche. RST ODE/UL/LERN/21-07. Convention DPMA 2020 – IFREMER. <https://archimer.ifremer.fr/doc/00750/86251/>

Oxborough, K., & Baker, N. R. 1997. Resolving chlorophyll a fluorescence images of photosynthetic efficiency into photochemical and non-photochemical components—calculation of qP and Fv-/Fm-; without measuring Fo. *Photosynthesis research*, 54(2), 135-142.

Parvez, S., Venkataraman, C., & Mukherji, S. 2006. A review on advantages of implementing luminescence inhibition test (*Vibrio fischeri*) for acute toxicity prediction of chemicals. *Environment international*, 32(2), 265-268.

Petinay, S., Blin, J-L., Laisney, N., Lefebvre, V., Moal, S. 2021. Suivi hydro-biologique des bassins conchyliques de la Manche. Année 2020. Rapport d'étude, S.M.E.L.

Petinay, S., Blin, J-L., Laisney, N., Lefebvre, V., Moal, S. 2022. Suivi hydro-biologique des bassins conchyliques de la Manche. Année 2021. Rapport d'étude, S.M.E.L.

Petinay, S., Blin, J-L., Laisney, N., Lefebvre, V., Moal, S. 2023. Suivi hydro-biologique des bassins conchyliques de la Manche. Année 2022. Rapport d'étude, S.M.E.L.

Petinay, S., Chataigner, C., & Basuyaux, O. 2009. Standardisation du développement larvaire de l'oursin, *Paracentrotus lividus*, pour l'évaluation de la qualité d'une eau de mer. *Comptes Rendus Biologies*, 332(12), 1104-1114.

Petty, J. D., Huckins, J. N., Alvarez, D. A., Brumbaugh, W. G., Cranor, W. L., Gale, R. W., Furlong, E. T. 2004. A holistic passive integrative sampling approach for assessing the presence and potential impacts of waterborne environmental contaminants. *Chemosphere*, 54(6), 695-705.

Quick, W. P., & Horton, P. 1984. Studies on the induction of chlorophyll fluorescence in barley protoplasts. II. Resolution of fluorescence quenching by redox state and the transthylakoid pH gradient. *Proceedings of the Royal society of London. Series B. Biological sciences*, 220(1220), 371-382.

Robert S., Bouget J.F., Fleury E., Chauvin J., Gagnery A., Normand J., Blin J. L., Cheve J., Dagault F., Gerla D., Lejolivet A., Penot J., Chabirand J.M., Genauzeau S., Geairon P., Grizon J., Le Moine O., Schmitt A., Seugnet J.L., Soletchnik P., 2015. Réseau national d'observation de la moule bleue *Mytilus edulis*, MYTILOBS, Campagne 2014-2.

SAFEGE, ACTIMAR, GINGER. 2013. Élaboration des profils de vulnérabilité des zones de production de coquillages de la baie des Veys. Phase 1 : Etat des lieux, Rapport général. 1-288.

Serre-Fredj, L., Chasselin, L., Jolly, O., Jacqueline, F., & Claquin, P. 2022. Colimitation assessment of phytoplankton growth using a resource use efficiency approach in the Bay of Seine (French-English Channel). *Journal of Environmental Management*, 306, 114487.

Shaw, P. J., & Purdie, D. A. 2001. Phytoplankton photosynthesis-irradiance parameters in the near-shore UK coastal waters of the North Sea: temporal variation and environmental control. *Marine Ecology Progress Series*, 216, 83-94.

Shehata, A. A., Schrödl, W., Aldin, A. A., Hafez, H. M., & Krüger, M. 2013. The effect of glyphosate on potential pathogens and beneficial members of poultry microbiota in vitro. *Current microbiology*, 66, 350-358.

Simon, C, Daniel, R. Metagenomic analyses: past and future trends. *Appl Environ Microbiol.* ; 77: 1153–1161. <https://doi.org/10.1128/AEM.02345-10>

Sleator, RD, Shortall, C, Hill, C. 2008. Metagenomics. *Lett Appl Microbiol.* 47: 361–366. <https://doi.org/10.1111/j.1472-765X.2008.02444.x>

Smedbol, É., Lucotte, M., Labrecque, M., Lepage, L., & Juneau, P. 2017. Phytoplankton growth and PSII efficiency sensitivity to a glyphosate-based herbicide (Factor 540®). *Aquatic Toxicology*, 192, 265-273.

Soletchnik, P., & Robert, S. 2016. Éléments de connaissance sur la mortalité et la reproduction de la moule bleue (*Mytilus edulis*) sur la façade atlantique.

Sosinski, J. 2022. Suivi des bassins conchyliques normands. Rapport d'étude S.M.E.L.

Thakkar, M., Randhawa, V., & Wei, L. 2013. Comparative responses of two species of marine phytoplankton to metolachlor exposure. *Aquatic toxicology*, 126, 198-206.

Thomas, T, Jack, G, Meyer, F. 2012. Metagenomics- A guide from sampling to data analysis. Aquarium Microbiome Project View project MG-RAST View project. *Microb Inform Exp.* 2: 12. <https://doi.org/10.1186/2042-5783-2-3>

Thompson, R. J. 1984. Production, reproductive effort, reproductive value and reproductive cost in a population of the blue mussel *Mytilus edulis* from a subarctic environment. *Marine Ecology Progress Series*, 16, 249-257.

Timourian, H. , Watchmaker, G. 1977. Assay of sperm motility to study the effects of metal ions, in: H. Drucker, E. Wildung (Eds.), *Biological Implications of Metals in the Environment*, Proc. 15th Annual Hanford Life Sciences Symposium, Richland, Washington, in: ERDA Symposium Series, vol. 42, 1977, pp. 523-535.

Tomas, C. R.. 1997. Identifying marine phytoplankton. Academic Press.

Videau, C., Ryckaert, M., & L'helguen, S. 1998. Phytoplankton en baie de Seine. Influence du panache fluvial sur la production primaire. *Oceanologica acta*, 21(6), 907-921.

Wan, M. T., Buday, C., Schroeder, G., Kuo, J., & Pasternak, J. 2006. Toxicity to *Daphnia magna*, *Hyalella azteca*, *Oncorhynchus kisutch*, *Oncorhynchus mykiss*, *Oncorhynchus tshawytscha*, and *Rana catesbeiana* of atrazine, metolachlor, simazine, and their formulated products. *Bulletin of environmental contamination and toxicology*, 76(1), 52-58.

Woese CR, Kandler O, Wheelis ML (1990) Towards a natural system of organisms: proposal for the domains Archaea, Bacteria, and Eucarya. *PNAS* 87(12):4576–4579. doi: 10.1073/pnas.87.12.4576

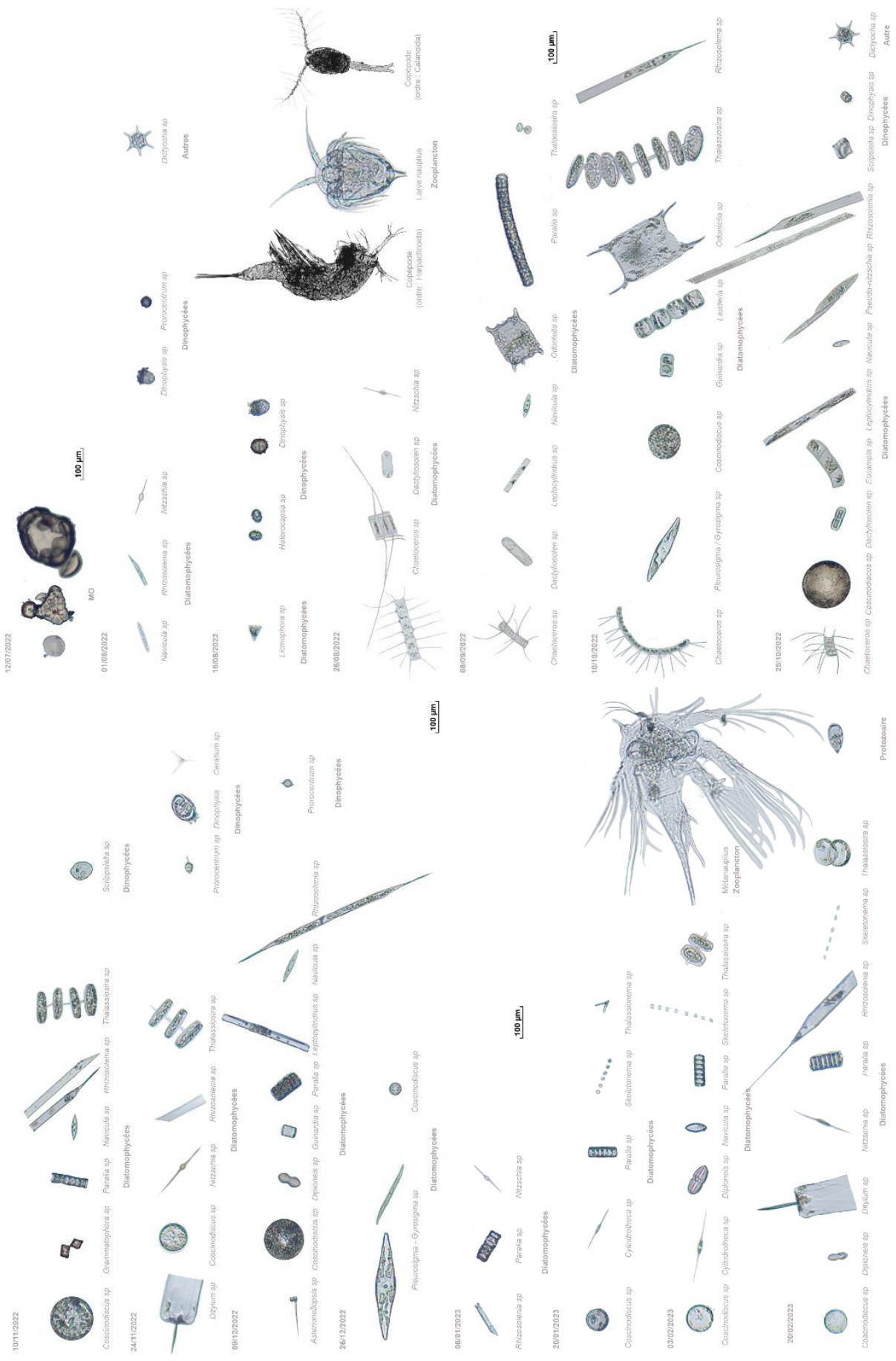
Worrall, C. M., & Widdows, J. 1984. Investigation of factors influencing mortality in *Mytilus edulis* L. *Marine Biology Letters*, (2).

Yentsch, C. S., & Menzel, D. W. 1963. A method for the determination of phytoplankton chlorophyll and phaeophytin by fluorescence. In *Deep Sea Research and Oceanographic Abstracts* (Vol. 10, No. 3, pp. 221-231). Elsevier

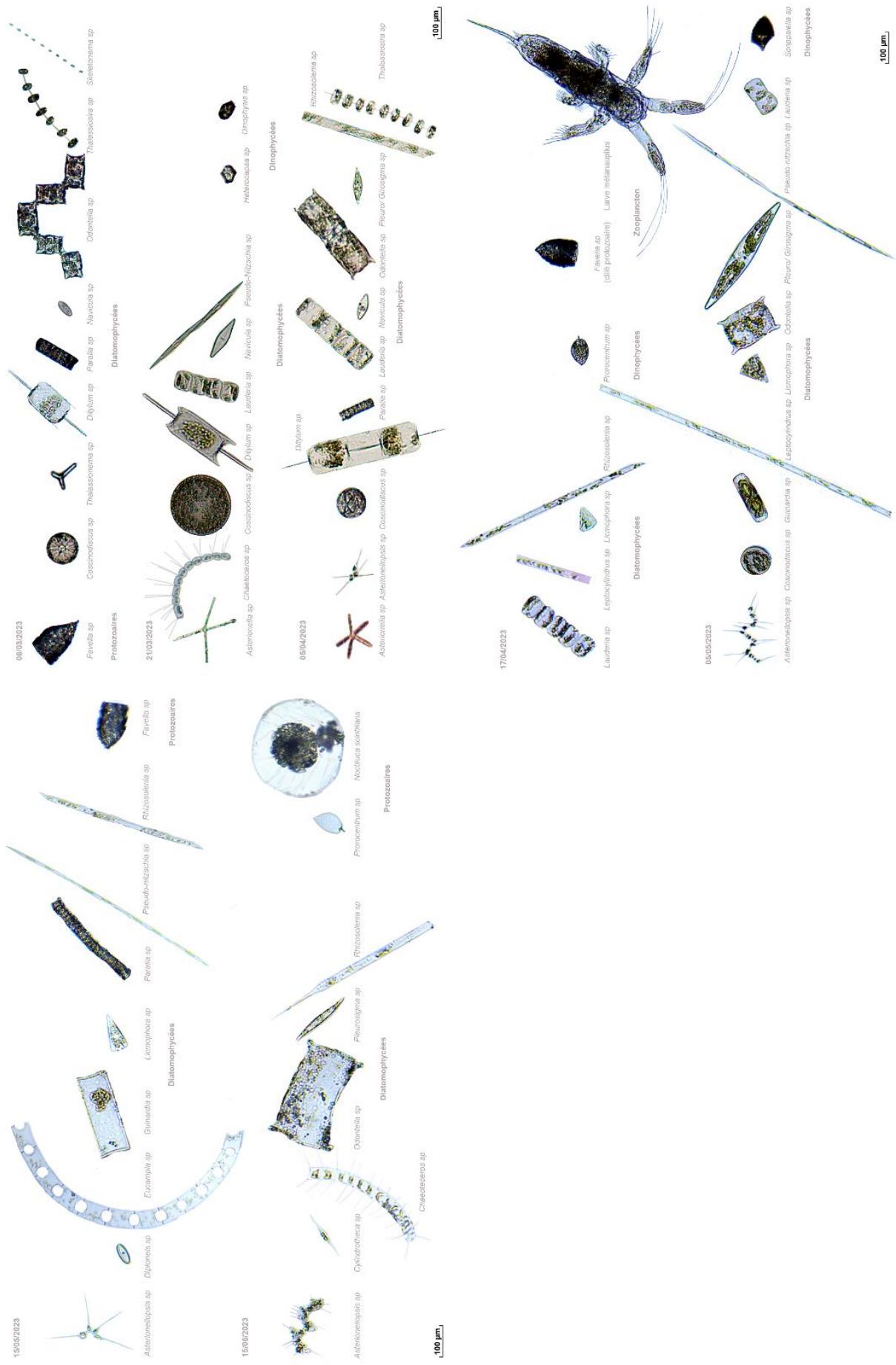
Annexe 1 : Liste des composés recherchés lors de l'extraction des POCIS

2.4.5T	Acétamipride	CLOMAZONE	Flusilazole
2.4D	Amidosulfuron	CLOTHIANIDINE	Fluthiamide
2.4MCPB	Azoxystrobin	CYANAZINE	Flutolanil
2.6DICHLOROBENZAMIDE	Benalaxyli	CYAZOFAMID	Flutriafol
ACETOCHLOR	Buturon	DCPMU	Foramsulfuron
ACETOCHLORE ESA	Carbetamide	DCPU	Haloxypethoxy
ACETOCHLORE OXA	Carbofuran-3-OH	DEISOPROPYLATRAZINE	Hexaconazole
ALACHLORE	Carboxine	DESETHYLATRAZINE	Hexatinone
ALACHLORE ESA	Chloridazone	DESETHYLTERBUMETON	Imazamethabenz
ALACHLORE OXA	Chlorsulfuron	DESETHYLTERBUTHYLAZINE	Imazamethabenz-methyl
ALDICARB	Coumafene (Warfarin)	DESMETRYN	Imazaquin
AMETRYNE	Coumatetralyl	DICHLOROPHEN	Imidaclopride
ATRAZINE	Cycloxydime	DICHLORPROP	Iodosulfuron
AZIMSULFURON-2	Cycluron	DIFENACOUM	Ippmu
BENOXACOR	Cyproconazole	DIFENOCONAZOLE	Iprovalicarb
BENTAZONE	Cyprodinil	DIFLUFENICANIL	Mercaptodimethur
BITERTANOL	Diethofencarb	DIMETOMORPHE	Metalaxyli
BOSCALID	Dimefuron	DINOSEBE	Methabenzthiazuron
BROMACIL	Dimethachlor	DINOTERB	Methomyl
BROMOXYNIL	Dimethenamid	DIURON	Metosulam
BUTRALIN	Dimoxystrobin	DNOC	Metsulfuronmethyl
CARBARYL	Ethidimuron	EPOXYCONAZOLE	Mevinphos
CARBENDAZIM	Ethoprophos	FENARIMOL	Myclobutanil
CARBOFURAN	Fenazaquin	FENOXAPROP-ETHYL	Napropamide
CHLORBROMURON	Fenbuconazole	FENOXYCARB	Neburon
CHLOROXURON	Fénuron	FENPROPIDINE	Nicosulfuron
Pencycuron	METOLACHLORE OA	Triticonazole	FLAZASULFURON
Phosphamidon	METOXURON	Vamidothion	FLUAZIFOP BUYL
Picoxystrobin	METRIBUZINE	Zoxamide	FLUAZINAM
Prometon	MONOLINURON	Glyphosate	FLUDIOXONIL
Propamocarb	MONURON	AMPA	FLUFENOXURON
Propiconazole	NORFLURAZON	PROMETRYN	FLUQUINCONAZOLE
Prosulfocarb	ORYZALIN	PROPANIL	FLUROCHLORIDONE
Prosulfuron	OXADIAZON	PROPAQUIZAFOP	FLUROXYPYR-1-METHYLHEPTYLESTER
Pymetrozine	OXADIXYL	PROPAZINE	FLURTAMONE
Pyraclostrobine	PACLOBUTRAZOL	PROPHAM	HYDROXYATRAZINE
Quinalphos	PENDIMETHALINE	PROPYZAMIDE	INDOXACARB
Quinoxifen	PHOXIM	PYRIMETHANIL	IOXYNIL
Sébutylazine	PIRIMICARB	QUIZALOFOP-P-ETHYL	IRGAROL
Siduron	PROCHLORAZE	SECBUMETON	ISOPROTURON
Simazine-2-hydroxy	TERBUTRYN	SIMAZINE	ISOXABEN
Simétryne	THIAMETHOXAM	SULCOTRIONE	KRESOXIM METHYL
Spiroxamine	THIODICARB	SULFOSULFURON	LINURON
Tebuconazole	TRIFLUSULFURON-METHYL	TERBUMETON	MCPA
Tebufenozide	TRINEXAPAC-ETHYL	Triazamate	MECOPROP
Tebuthiuron	METOLACHLORE ESA	Trifloxystrobine	MESOSULFURON-METHYL
Terbutylazine	FLAMPROP-ISOPROPYL	Penconazole	MESOTRIONE-NEG
Terbutylazine-2-hydroxy	CLODINAPOP-PROPARGYL	Flupyralsulfuron-methyl	METAMITRONE
Tetraconazole	METOLACHLOR	Triazoxide	METAZACHLORE
Thiabendazole	FIPRONIL	Oxydemeton	METAZACHLORE ESA
Thifensulfuronmethyl	CHLORTOLURON	Fluométuron	METAZACHLORE OA POS
Triasulfuron	Florasulam	CHLORPROPHAM	METCONAZOLE
FENPROPIMORPHE	Omethoate	METOBROMURON	

Annexe 2 : Photographies du plancton retrouvés à Utah Beach entre juillet 2022 et février 2023



Annexe 3 : Photographies du plancton retrouvés à Utah Beach entre mars et juin 2023



Résumé

Ce mémoire retranscrit les résultats du premier semestre du projet CarUtah (caractérisation de l'état écologique du cheptel mytilicole d'Utah Beach). Ce dernier a été lancé suite à des mortalités mytilicoles massives en 2020-2021, ayant entraîné plus d'un million d'euros de pertes économiques. Ainsi, trois compartiments ont été suivis à une fréquence bi-mensuelle : les moules en élevage (biométrie et histologie), le phytoplancton (nutriments, état physiologique, biomasse, fluorescence) et la qualité de l'eau (contaminant chimiques, bioindicateurs). Durant le suivi, les moules ont émis leurs gamètes d'avril à juin. Avant l'entrée en reproduction leur taux de chair moyen a chuté à 91, contre 200 après. En effet, les tissus ont été épuisés de leurs réserves durant la gamétogénèse, puis deux efflorescences phytoplanctoniques mesurées à l'aide de la chlorophylle *a* (14 et 6 $\mu\text{g.L}^{-1}$) ont permis aux moules d'enrichir leurs tissus. Malgré ces deux blooms, les concentrations en chlorophylle *a* sont restées en dessous des valeurs interannuelles. De plus, le suivi des nutriments essentiels indique un léger déficit depuis 10 ans en phosphore et silice. Enfin, 44 molécules de pesticides (ou leurs produits de dégradation) ont été retrouvées entre le 20 février et le 17 juillet. Avec une concentration moyenne de 1.95 ng/POCIS/jour, le métalachlore ESA est la molécule la plus retrouvée à Utah Beach. En deuxième position se trouve l'AMPA (acide aminométhylphosphonique), le produit de dégradation du glyphosate, avec une moyenne de 0,35 ng/POCIS/jour. Statistiquement, les quantités d'AMPA expliquent 56% des malformations du bioindicateur larve d'oursin. Le projet CarUtah se terminant en 2025, d'autres résultats viendront améliorer notre compréhension de l'écosystème d'Utah Beach.

Abstract

This dissertation retranscribes the results of the first semester of the CarUtah project (characterization of the ecological state of the Utah Beach cultured mussels). The latter was launched following massive mussel mortalities in 2020-2021, resulting in more than one million euros in economic losses. Thus, three compartments were monitored at a bi-monthly frequency: cultured mussels (biometrics and histology), phytoplankton (nutrients, physiological state, biomass, fluorescence) and water quality (chemical contaminant, bioindicators). During the monitoring, the mussels released their gametes from April to June. Before breeding their average chair rate dropped to 91, from 200 afterwards. In fact, the tissues were depleted of their reserves during gametogenesis, then two phytoplankton blooms measured using chlorophyll *a* (14 and 6 $\mu\text{g.L}^{-1}$) enabled the mussels to enrich their tissues. Despite these two blooms, the chlorophyll concentrations are kept below the interannual values. In addition, the monitoring of essential nutrients indicates a slight deficit for 10 years in phosphorus and silica. Finally, 44 molecules of pesticides (or their degradation products) were found between February 20 and July 17. With an average concentration of 1.95 ng/POCIS/day, metalachlor ESA is the most found molecule at Utah Beach. In second place is AMPA (aminomethylphosphonic acid), the degradation product of glyphosate, with an average of 0.35 ng/POCIS/day. Statistically, the quantities of AMPA explain 56% of the malformations of the sea urchin larvae bioindicator. The CarUtah project ends in 2025, further results will improve our understanding of the Utah Beach ecosystem.