

CENTRE D'ÉTUDE
& DE VALORISATION
DES ALGUES

ALGAE TECHNOLOGY
& INNOVATION
CENTRE

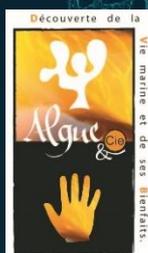
Projet PORPHYRA :
Développement de la culture de *Porphyra* sur les
côtes du Cotentin
2020-2023

Rapport de projet
Mai 2023

Partenariat Technique

- Algue et Cie
- Synergie Mer Et Littoral (SMEL)
- Centre d'Études et de Valorisation des Algues (CEVA)

Financement au titre du DLAL (Développement local par les Acteurs Locaux) FEAMP (Fonds Européens pour les Affaires Maritimes et la Pêche)



CEVA





Table des matières

1	Introduction.....	5
2	Phase 1 : Synthèse bibliographique.....	9
2.1	Cycle biologique de l'algue <i>Porphyra</i>	9
2.2	La culture du Nori en Asie.....	11
2.2.1	Historique.....	11
2.2.2	Les espèces cultivées.....	11
2.3	Données biologiques sur les espèces présentes sur les côtes atlantiques françaises.....	12
2.3.1	<i>Porphyra dioica</i>	12
2.3.2	<i>Porphyra umbilicalis</i>	14
2.3.3	<i>Porphyra linearis</i>	15
2.3.4	<i>Porphyra purpurea</i>	17
2.3.5	<i>Pyropia leucosticta</i>	18
2.3.6	Critères de choix des espèces à cultiver sur les côtes françaises de l'Atlantique et de la Manche.....	19
2.4	Récolte et culture de <i>Porphyra</i> en Normandie : état réglementaire et perspectives.....	20
3	Phase 2 : Culture de <i>Porphyra purpurea</i> sur la côte ouest du Cotentin.....	23
3.1	Inventaire des espèces de <i>Porphyra</i> sp. présentes sur la côte ouest du Cotentin et isolements de souches normandes.....	23
3.1.1	Prospections.....	23
3.1.2	Isolements de souches.....	24
3.2	Étude du captage naturel sur poches ostréicoles.....	25
3.3	Culture sur poches ostréicolesensemencées en éclosérie avant grossissement sur estran	37
3.3.1	Matériel biologique.....	38
3.3.2	Culture du <i>Conchocelis</i>	38
3.3.3	Ensemencements des supports.....	40
3.3.4	Récolte et traitement.....	41
3.3.5	Résultats et discussion.....	42
4	Phase 3 : Développement de la culture du <i>Conchocelis</i> de <i>Porphyra umbilicalis</i>	48
5	Phase 4 : Étude socio-économique et réglementaire.....	49
5.1	Réglementations actuelles sur la récolte et culture des algues en Normandie.....	49
5.1.1	La récolte en milieu naturel.....	49
5.1.2	La récolte dans les concessions conchyliques.....	49
5.1.3	La pose de poches de captage sur les concessions ostréicoles.....	50
5.1.4	La culture de <i>Porphyra</i>	50



5.2	Coûts matériel.....	51
5.3	La vente.....	53
6	Conclusion et perspectives.....	56
7	References.....	61



Table des illustrations

Figure 1 : Arbre phylogénétique des Bangiales, avec distinction entre les genres <i>Porphyra</i> et <i>Pyropia</i> (Sutherland <i>et al.</i> , 2011).	5
Figure 2 : Production mondiale et valeur marchande de la culture de Nori (<i>Porphyra</i> spp. et <i>Pyropia</i> spp.) dans le monde (FAO 2019).	6
Figure 3 : Prolifération de <i>Porphyra purpurea</i> sur les poches ostréicoles à Blainville le 02/08/2011 (source CEVA).	7
Figure 4 : Cycle de développement de <i>Porphyra</i> sp., cas d'une espèce dioïque (© CEVA).	9
Figure 5 : Gamétophyte de <i>Porphyra dioica</i> . A : gamétophyte femelle (à droite) et gamétophyte mâle (à gauche). B : marge reproductive femelle. C : marge reproductive male. D et E : Individus monoïques.	10
Figure 6 : Cartographie des sites de prospection de <i>Porphyra</i> sp. sur la côte ouest du Cotentin.	23
Figure 7 : Table à huîtres et casiers australiens colonisés par <i>P. purpurea</i> (août 2021).	24
Figure 8 : Souches isolées (stade <i>Conchocelis</i>).	25
Figure 9 : Carte des sites de l'expérience de captage naturel de <i>P. purpurea</i>	26
Figure 10 : Schéma du dispositif expérimental de captage naturel de <i>P. purpurea</i> sur poches ostréicoles.	27
Figure 11 : Récolte pour estimer la biomasse et le recouvrement sur les poches.	28
Figure 12 : a) Recouvrement moyen estimé pour les poches de captage sur chaque site ; b) Biomasse sèche moyenne récoltée sur les poches de captage sur chaque site en juin 2021 (les barres d'erreurs correspondent aux écarts-types).	30
Figure 13 : Comparaison entre a) mois de pose des capteurs b) sites de captages. Les lettres correspondent aux différences significatives détectées par les tests <i>a posteriori</i> HSD de Tukey (les barres d'erreurs correspondent aux écarts-types).	31
Figure 14 : Biomasse sèche moyenne (et écarts-types) récoltée sur les poches de captage de chaque site en juin 2022.	32
Figure 15 : Comparaison des biomasses moyennes entre a) mois de pose des capteurs b) sites de captages. Les lettres correspondent aux différences significatives détectées par les tests <i>a posteriori</i> HSD de Tukey (les barres d'erreurs correspondent aux écarts-types).	32
Figure 16 : Poche posée en décembre 2021 colonisée par <i>Ulva</i> sp. (anciennement <i>Enteromorpha</i> sp.), photo prise en juin 2022.	33
Figure 17 : Proportions de biomasse fraîche de <i>Porphyra</i> sp. et <i>Ulva</i> sp. (anciennement <i>Enteromorpha</i> sp.) sur les 4 sites de captage de 2021-2022.	33
Figure 18 : Bilan des biomasses sèches moyennes (et écarts types) mesurées sur les deux années de captage sur les différences sites. Le graphique annexe en encart illustre la différence significative des biomasses moyennes entre les 2 années de suivi.	35
Figure 19 : Comparaison des biomasses moyennes des deux années de suivi confondues entre a) mois de pose des capteurs b) sites de captages. Les lettres correspondent aux différences significatives détectées par les tests <i>a posteriori</i> HSD de Tukey (les barres d'erreurs correspondent aux écarts-types).	35
Figure 20 : Données de températures journalières de l'eau de mer relevées par le SMEL, sur une concession ostréicole à Blainville-sur-mer.	37
Figure 21 : Mise en culture, montée en volume et maturation de la souche de <i>P. purpurea</i> (phase <i>Conchocelis</i>).	38
Figure 22 : a) <i>Conchocelis</i> immatures ; b), c) Conchosporanges en maturation ; d) conchosporanges matures ; e) libération des conchospores ; f) conchospores ; Echelle : noire = 200µm ; jaune = 100µm ; bleu ciel = 10µm. ..	39
Figure 23 : Dispositif de culture en éclosérie du SMEL.	40
Figure 24 : a) Obtention de la solution de conchospores ; b) Ensemencement des poches à huîtres et dispositif de culture au CEVA.	41
Figure 25 : développement des plantules (échelle jaune = 100µm), le jour n°1 correspond à la date du 1 ^{er} ensemencement.	43



Figure 26 : a) plantule et biofilm sur les conduites d'air b) plantule et biofilm sur les parois des bacs du SMEL c) Plantule dans le biofilm de diatomées sur poche (échelle rouge = 100 μ m).	43
Figure 27 : Mailles des poches avant mise en mer du SMEL (a) et du CEVA (b).	44
Figure 28 : Suivi de la croissance des plantules sur supportsensemencés jusqu'à récolte finale mi-juin : pochesensemencées au CEVA.	45
Figure 29 : Différence liées à la morphologie des bacs lors de l'ensemencement des bacs au SMEL et au CEVA	46
Figure 30 : Schéma d'une installation minimale pour une éclosion.	53
Figure 31 : Produits alimentaires à base de Nori recensés en épiceries fines et magasins de type "Biocoop".	54
Figure 32 : Schéma bilan du paysage aquacole sur estran avec intégration de l'algoculture de <i>Porphyra</i> (<i>P. purpurea</i> , <i>P. umbilicalis</i> et <i>P. linearis</i>).....	59



1 Introduction

Les *Porphyra* spp. sont des algues rouges appartenant à la classe des *Bangiophyceae*, dans l'ordre des Bangiales (Guiry and Guiry 2017). Connues sous le nom vernaculaire de « Nori », notamment pour leurs applications culinaires, elles possèdent des critères morphologiques très similaires. Il est donc difficile de distinguer les différentes espèces de *Porphyra* entre elles, ainsi qu'avec les espèces du genre *Pyropia* dont elles sont très proches. Pendant plusieurs décennies, certaines espèces cultivées à grande échelle en Asie étaient considérées comme appartenant au genre *Porphyra* (ex : *P. tenera*, *P. yezoensis*) (Zuccarello 2011). Les récents travaux phylogénétiques ont cependant remis de l'ordre dans la classification des Bangiales (Sutherland *et al.* 2011). L'ancien genre *Porphyra* a été séparé en 3 : *Porphyra*, *Pyropia* et *Wildemanina* (Figure 1). Ainsi, les espèces de Nori cultivées à grande échelle en Asie appartiennent désormais au genre *Pyropia* (*P. yezoensis*, *P. tenera*, *P. haitanensis*). De nouvelles espèces ont également été décrites récemment telles que *Pyropia rosengurttii* (*elongata*) et *Pyropia olivii* (Brodie *et al.* 2007). Toutes les espèces ont des caractères qui leur sont propres. Dans le langage culinaire, les *Porphyra* et *Pyropia* restent cependant regroupées sous l'appellation de « Nori ».

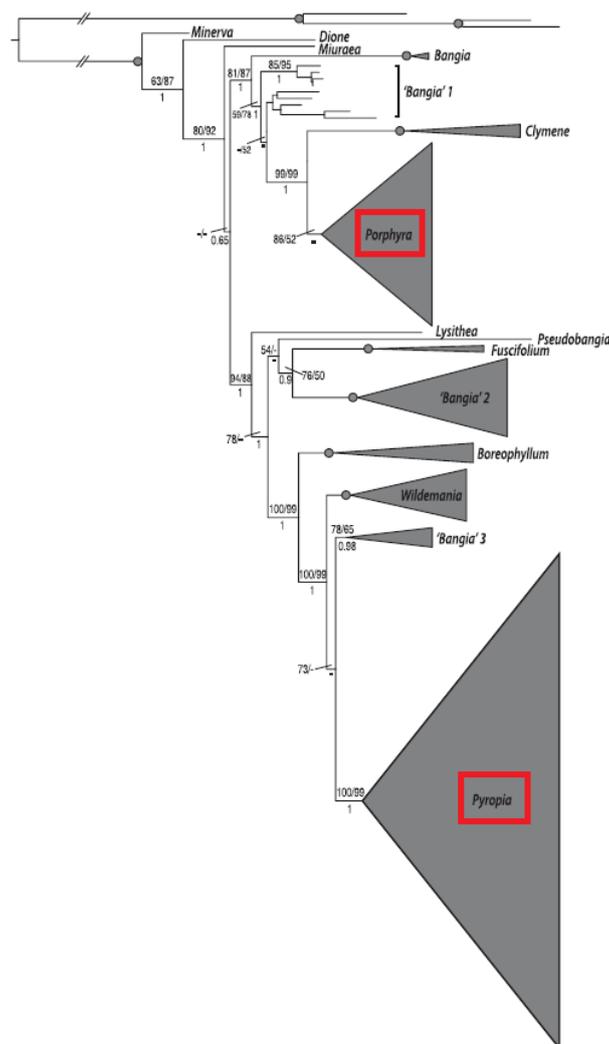


Figure 1 : Arbre phylogénétique des Bangiales, avec distinction entre les genres *Porphyra* et *Pyropia* (Sutherland *et al.*, 2011).



Ces algues sont recherchées pour leurs qualités gustatives. Elles entrent, entre autres, dans la composition des sushis. La production mondiale de Nori n'a cessé de croître depuis les années 50. En 2018, elle avoisinait les 3 millions de tonnes (8% de la production d'algues mondiale) pour une valeur marchande représentant plus de 2,7 millions de dollars (Figure 2) (Fao 2019, 2021). La quasi-totalité de cette production est asiatique, notamment en Chine (2,1 millions de tonnes), en Corée (0,6 millions de tonnes) et au Japon (0,25 millions de tonnes) (Fao 2021).

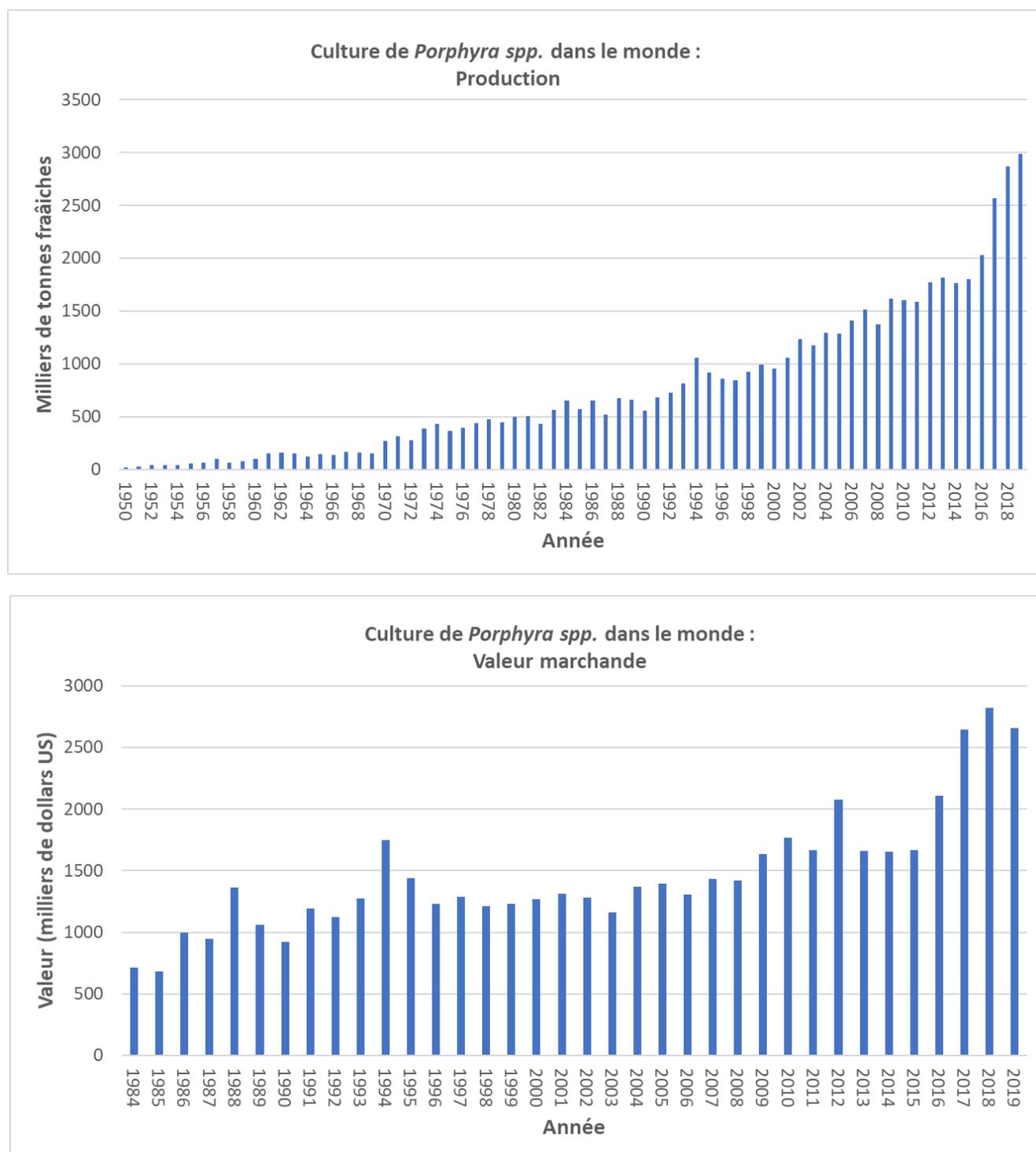


Figure 2 : Production mondiale et valeur marchande de la culture de Nori (*Porphyra* spp. et *Pyropia* spp.) dans le monde (FAO 2019).



Si la culture de *Porphyra* est maîtrisée depuis des siècles en Asie et notamment au Japon, elle est quasiment inexistante en Europe. Des essais de cultures sur les côtes américaines sont aussi menés depuis plusieurs années, notamment sur l'espèce *Porphyra umbilicalis* (Redmond *et al.* 2014). Au Portugal, l'entreprise AlgaPlus maîtrise la culture de *Porphyra umbilicalis* et *Porphyra dioica*. Cette production permet de compléter celle issues de la récolte à pied en milieu naturelle, limitée par la disponibilité de la ressource (saisonnalité, biomasses dans l'espace). La production européennes de macroalgues est en effet essentiellement issue de récolte sauvage (68%), dominée par la pêche en mer d'algues brunes *Laminaria digitata* et *Laminaria hyperborea* (Araújo *et al.* 2021). La France est le 1^{er} producteur de macroalgues européen, sa production avoisine 90 000 tonnes d'algues fraîches par an, majoritairement par de la récolte en mer et à pieds sur estran (IDEALG 2021). La production de *Porphyra sp.* en France provient uniquement de récolte sauvage par des récoltant à pieds disposant de licences, le tonnage s'élève à plus de 30 tonnes fraîches (Comité Régional des Pêches Maritimes et des Elevages Marins de Bretagne 2022).

En France, le prix de vente de *Porphyra* sèche en paillettes avoisine 100€/kg (Le Bras *et al.* 2015). C'est l'une des algues ayant la plus forte valeur marchande dans le monde. Ce prix peut atteindre 251€/kg, selon la nature du produit fini (Araújo *et al.* 2021). En raison de la pression de la récolte sur la ressource naturelle de ces espèces d'intérêt, il est aujourd'hui crucial de gérer et de préserver cette dernière tout en garantissant l'approvisionnement. Le développement de la culture de ces espèces est une réponse adaptée à ces enjeux. De plus, dans le contexte du développement de l'économie bleue, le développement de la culture de *Porphyra* apparaît aujourd'hui primordial en France et en Europe. Le projet Porphyra-Cotentin s'inscrit dans cette démarche.

Le CEVA travaille depuis de nombreuses années, que ce soit dans le cadre de projet collaboratifs nationaux ou internationaux (Chaco, Idealg, Integrate, Polistr,...) ou pour des industriels, sur le développement des connaissances sur le cycle biologique de cette algue, mais également sur le développement des méthodes et pratiques de culture. Ainsi, le CEVA possède aujourd'hui une large connaissance des différentes espèces de *Porphyra* locales et maîtrise la culture d'une partie d'entre-elles (Le Goff 2017). Depuis plusieurs années, des proliférations printanières de *Porphyra* sont observées dans certains bassins ostréicoles atlantiques français, des côtes normandes à celles de la Charente-Maritime. Plusieurs études locales se sont focalisées sur l'évaluation de la biomasse potentiellement exploitable et le potentiel de culture de ces algues (CEVA 2012; Eustache and Pien 2018; Grassien 2018; Hennache 2019; Luthringer 2021). La culture d'algues apparaît en effet comme une des possibilités de diversification des cultures marines, notamment en ostréiculture confrontée à des épisodes de fortes mortalités. La grande partie des concessions ostréicoles se situe dans la zone de balancement des marées où prolifèrent naturellement des colonies de *Porphyra* (Figure 3).



Figure 3 : Prolifération de *Porphyra purpurea* sur les poches ostréicoles à Blainville le 02/08/2011 (source CEVA).



Basée à Donville-les-Bains en Normandie, l'association Algue et Cie, dont l'activité est la récolte d'algues de rives, souhaiterait pouvoir disposer, pour ses activités, d'une ressource en faibles quantités mais fiable en *Porphyra* dans le secteur de l'ouest-Cotentin, tout en limitant son impact sur la ressource naturelle. Elle souhaite également, à terme, promouvoir ce type de production à très petite échelle comme activité de diversification à des entreprises locales. En collaboration avec le CEVA pour sa connaissance de l'algue, et le SMEL pour son appui technique et sa connaissance du secteur, le projet Porphyra est né.

Financé par le programme DLAL (Développement Local mené par les Acteurs Locaux) du FEAMP (Fonds Européen pour les Affaires Maritimes et la Pêche) et la Région Normandie, le Projet Porphyra a pour ambition de permettre le développement d'une algoculture locale, de qualité, garantissant la préservation de la ressource naturelle, et à terme, de promouvoir ce type de production à la fois en tant qu'activité nouvelle mais aussi de diversification pour les productions locales du Cotentin.

Le présent rapport compile les résultats des travaux suivants :

- Bibliographie portant sur les espèces de *Porphyra* présentes sur les côtes métropolitaines afin de recueillir des données sur leur phénologie et méthodes de culture, et sur la réglementation française.
- Culture par captage naturel de *Porphyra*, où des supports ont été placés sur concessions ostréicoles afin d'identifier les périodes et zones propices au captage naturel de l'algue dans l'Ouest Cotentin.
- Culture en éclosérie et ensemencement de *Porphyra purpurea* sur des supports de culture placés en concessions ostréicoles, pour étudier la faisabilité de la culture de cette espèce. Lors de cette 3^e phase, un stagiaire a également été accueilli au CEVA pour travailler sur le développement de la culture de l'espèce *Porphyra umbilicalis*, en laboratoire, par l'acquisition de données sur les conditions optimales de culture.
- Approche socio-économique.



2 Phase 1 : Synthèse bibliographique

L'objectif de l'étude bibliographique est de présenter les données connues sur la biologie de l'algue *Porphyra* et d'inventorier l'ensemble des données disponibles sur la culture des espèces présentes sur les côtes métropolitaines.

2.1 Cycle biologique de l'algue *Porphyra*

Le cycle de reproduction des espèces de *Porphyra* (et de *Pyropia*) est caractérisé par l'alternance de deux générations morphologiquement différentes : un stade gamétophytique foliacé (macroscopique qui est actuellement récoltée et valorisée), et un stade sporophytique filamenteux (microscopique) anciennement identifié comme un genre différent : *Conchocelis*. Cette appellation est encore conservée pour nommer le sporophyte. C'est une algue annuelle dont la phénologie varie selon les espèces. La Figure 4 ci-dessous, inspirée de l'ouvrage de (Perez *et al.* 1992), schématise le cycle de reproduction de cette algue.

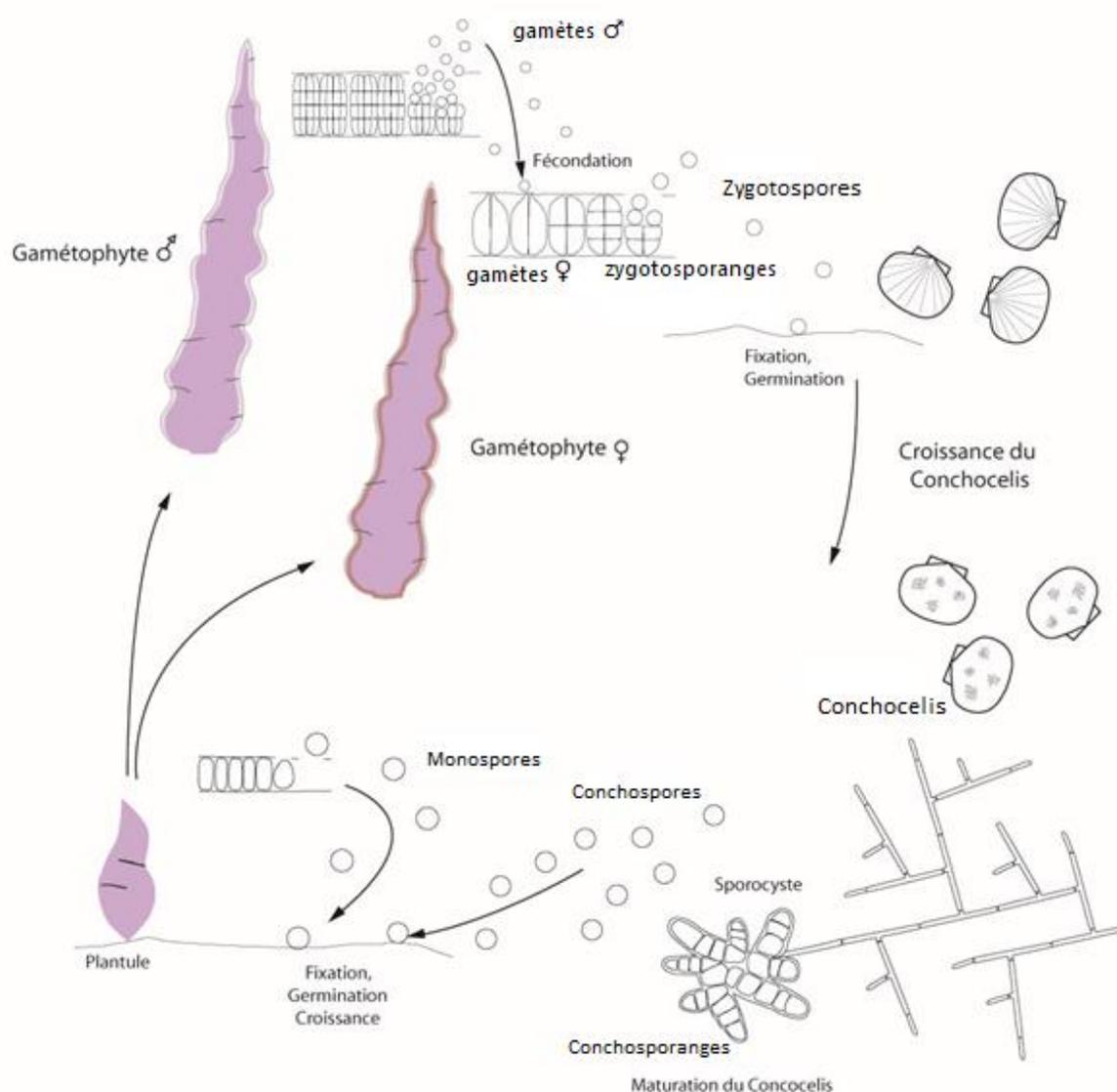


Figure 4 : Cycle de développement de *Porphyra* sp., cas d'une espèce dioïque (© CEVA).



Comme le montre la Figure 4, la lame (thalle) est un gamétophyte soit mâle, soit femelle, ou hermaphrodite. Elles sont dites monoïques (les deux sexes sur le même thalle), ou dioïques (sexes séparés) selon les espèces. Différents critères permettent de les différencier et de reconnaître le stade de développement, ils sont repris en . Un liseré blanchâtre à jaunâtre (pour les parties mâles), souligné par une zone rougeâtre (pour les femelles), apparaît lors de la période de reproduction. Les *Pyropia* sont monoïques. De petites zones de reproduction se différencient sous forme de petits « patchs » en losange sur la lame et sur les marges.



Figure 5 : Gamétophyte de *Porphyra dioïca*. A : gamétophyte femelle (à droite) et gamétophyte mâle (à gauche). B : marge reproductive femelle. C : marge reproductive male. D et E : Individus monoïques.

En période de reproduction, les gamètes mâles sont libérés et viennent féconder les gamètes femelles sur le thalle femelle qui libèrera à son tour les zygotes issus de la fécondation. Une fois fixé sur un substrat (souvent un coquillage ou autre support calcaire), le zygote germe en un réseau filamenteux (phase *Conchocelis*) dans la matrice calcaire de la coquille. Celui-ci se développe jusqu'à produire des conchosporanges qui libèreront à leur tour des conchospores. Ces derniers germeront pour produire les nouveaux gamétophytes (Perez *et al.* 1992).



Certaines espèces de *Porphyra* et de *Pyropia* sont aussi capables de se reproduire par voie asexuée. Des monospores peuvent être produites par les gamétophytes de certaines espèces. Ces monospores se fixent sur un support et germent pour redonner directement des gamétophytes. Le même phénomène existe au niveau du *Conchocelis*. Plusieurs termes existent pour qualifier ces spores dits « neutres » (Gantt *et al.* 2010), dans le présent rapport, nous resterons cantonnés au terme « monospore » pour faciliter la compréhension.

2.2 La culture du Nori en Asie

2.2.1 Historique

Le Nori est un légume de la mer très apprécié et consommé depuis des siècles en Asie. Au 4^{ème} siècle, l'empereur nippon Yamamoto faisait payer les taxes des courtisans de la cour impériale en Nori. Il était également utilisé dans les rituels pour honorer les esprits des ancêtres. En l'An 533, on le retrouve dans la médication et l'alimentation en Chine (Levine and Sahoo 2010).

L'exploitation est progressivement passée de la cueillette à la culture. Les premiers essais de cultures sont identifiés en Corée dans la baie de Kwangyang en 1623. Mais c'est à Tokyo que débute véritablement la culture par du captage naturel sur des tiges de bambou. Au XVII^{ème} siècle, en Chine, la technique consistait, non pas à installer des supports, mais à gratter la surface des rochers pour permettre la fixation préférentielle de *Porphyra*.

Il y a eu une évolution progressive des supports de culture pour aboutir aux filets de culture qui apparaissent en 1926. L'ensemencement artificiel ne fait son apparition qu'avec la description, en 1949, du cycle de développement de *Porphyra umbilicalis* et le lien qui l'unit avec *Conchocelis rosea*, considéré auparavant comme une espèce bien distincte (Drew 1949). Cette découverte a permis ainsi de mieux connaître le cycle de vie de ces algues, et ainsi considérablement améliorer les techniques de cultures des espèces en Asie. En 1967, les cultures s'étendent vers le large grâce aux filets flottants. La technique de congélation des filets de culture, développée en 1969 en Asie, augmente considérablement les productions. Cette technique consiste en effet à congeler des filets ensemencés où de jeunes plantules ont débuté leur croissance. Les filets congelés peuvent être remis en mer *a posteriori*, où les plantules reprennent leur croissance. Cette pratique apporte une sécurité en cas d'aléas dans l'itinéraire technique de culture. Enfin, en 1973, les techniques de culture en free-living de la phase filamenteuse du cycle de vie, nommée *Conchocelis*, font leur apparition. Ce progrès facilite les techniques d'ensemencement et la sélection des cultivars.

2.2.2 Les espèces cultivées

Il y aurait en tout 20 espèces cultivées et près de 120 souches actuellement disponibles de par le monde (Tseng 2001). Les espèces citées ci-dessous sont toutes classées dans le genre *Pyropia* suite à la modification de la classification et la séparation d'avec les algues du genre *Porphyra*. Les noms complets sont écrits tels que disponibles dans base de données internationale Algaebase (Guiry and Guiry 2017).

- *Pyropia tenera* (Kjellman) N. Kikuchi, M. Miyata, M.S. Hwang & H.G. Choi 2011.
- *Pyropia yezoensis* (Ueda) M.S. Hwang & H.G. Choi 2011.
- *Pyropia yezoensis* *P. tenera* représentent 90% du Nori cultivé (Fao 2020; Levine and Sahoo 2010)
- *Pyropia haitanensis* (T.J. Shang & B.F. Zheng) N. Kikuchi & M. Miyata (2011).
- *Pyropia pseudolinearis* (Ueda) N. Kikuchi, M. Miyata, M.S. Hwang & H.G. Choi (2011).



- *Pyropia seriata* (Kjellman) N. Kikuchi & M. Miyata (2011).
- *Pyropia kuniedae* (Kurogi) M.S. Hwang & H.G. Choi (2011) cultivée en Corée (Park *et al.* 2003).

Actuellement, environ 140 espèces du complexe *Porphyra-Pyropia* ont été identifiées et recensées dans le monde. Cependant, parmi beaucoup d'espèces décrites, il est probable que plusieurs d'entre elles forment des complexes d'espèces morphologiquement semblables mais génétiquement différentes (Neefus *et al.* 2002).

2.3 Données biologiques sur les espèces présentes sur les côtes atlantiques françaises

Plusieurs espèces de *Porphyra* et de *Pyropia* ont été recensées les côtes françaises métropolitaines (Burel *et al.* 2019; Guiry and Guiry 2021):

- *Porphyra dioica* J. Brodie & L.M. Irvine (1997)
- *Porphyra umbilicalis* Kützing (1843)
- *Porphyra linearis* Greville (1830)
- *Porphyra purpurea* (Roth) C. Agardh (1824)
- *Pyropia drachii* (Feldmann) J. Brodie, anciennement nommée *Porphyra drachii* Feldmann (1981)
- *Pyropia leucosticta* (Thuret) Neefus & J. Brodie (2011), anciennement nommée *Porphyra leucosticta* Thuret, 1863
- *Pyropia olivii*. (Orfanidis, Neefus & T. L. Bray) J. Brodie & Neefus (2011)

Sur les côtes européennes, 3 espèces supplémentaires morphologiquement proches mais de genres différents ont été recensées, dont deux appartenant aux genre *Wildemanina*. (Brodie and Nielsen, 2005), l'une d'elle est présente sur les côtes françaises :

- *Wildemanina miniata* (C. Agardh) Foslie 1891, anciennement nommée *Porphyra miniata* C. Agardh, 1824

Les espèces de *Porphyra* et *Pyropia* peuvent être très cryptiques, et donc difficiles à distinguer entre elles d'un point de vue morphologique. Par conséquent, les noms de genres *Porphyra* et *Pyropia* sont régulièrement remis en question, notamment avec les études génétiques. D'autres noms de genres en ont découlé comme *Neopyropia* ou encore *Boreophyllum*, soulignant l'aspect très cryptique de ce groupe d'algues que représentent les Bangiales (Guiry and Guiry 2021).

Plusieurs travaux scientifiques ont ainsi étudié la phénologie des espèces de *Porphyra* et *Pyropia* de l'Atlantique dans l'optique de développer des techniques de culture.

2.3.1 *Porphyra dioica*

La séparation entre les espèces *P. purpurea* de *P. dioica* a été mise en évidence par l'étude de (Brodie and Irvine 1997).

La phénologie de cette espèce a été étudiées. Des lames (gamétophytes) de *Porphyra dioica* fertiles ont été recensées toute l'année des côtes anglaises (Holmes and Brodie 2004) aux côtes Portugaises (Pereira *et al.* 2004), illustrant le caractère commun de cette espèce sur l'estran.

Dans l'étude de (Holmes and Brodie 2004), un accroissement de la phase de reproduction semblait suivre un cycle de 2 à 3 mois, influençant la biomasse et donc la croissance. La masse



moyenne d'un individu doublait entre mai, juin et février. Les petits individus (inférieurs à 1g frais) étaient souvent majoritaires, leur proportion était maximale en février et minimale en octobre. Les lames étaient plus épaisses en avril (78 μ m) et plus fines en juillet (38-40 μ m). Au niveau du sex-ratio, les proportions entre thalles mâles et femelles étaient similaires, mais 6% d'individus monoïques ont été recensés, bien que cette espèce soit répertoriée comme dioïque (Holmes and Brodie 2004). Dans leur étude sur les côtes du Portugal, (Pereira *et al.* 2004) ont étudié les peuplements de *P. dioica*. Ils ont observé une remarquable résistance aux périodes d'ensablement. Les biomasses variaient entre 80 et 714g/m² pour 15 à 66% de recouvrement. Le maximum de biomasse était visible sur le printemps.

Les auteurs de ces deux études ont également étudié la germination des zygotospores en laboratoire. Ils ont mis entre 2 et 64 jours pour germer en conditions artificielles. Ces résultats sont cohérents avec l'occurrence des lames de *Porphyra dioica* toute l'année dans le milieu naturel. (Pereira *et al.* 2004) ont montré plus précisément que le taux de germination des zygotospores était maximal à 15 et 20°C et atteignait 70-80% au bout de 20 jours. Il était plus précoce à 25 qu'à 75 μ E.m⁻².s⁻¹ mais les résultats s'équilibraient au bout de 15 jours. Dans une étude plus récente, à 50 μ E.m⁻².s⁻¹, la germination des zygotospores était supérieure en jours courts mais la croissance en aval des *Conchocelis* supérieure en jours longs (Knoop *et al.* 2020).

Plusieurs travaux scientifiques se sont également portés sur la culture de la phase *Conchocelis* et sur sa maturation (Knoop *et al.* 2020; Nelson *et al.* 1999).

(Nelson *et al.* 1999) ont étudié l'influence de la photopériode, de l'intensité lumineuse et de la température sur la culture du *Conchocelis*. Ils ont également comparé le développement entre filaments de *Conchocelis* en free-living et fixés sur des coquillages. À 10°C la croissance du *Conchocelis* était ralentie, les filaments moins ramifiés, mais rattrapait celle à 15°C et 20°C au bout de la quatrième semaine. La meilleure croissance était enregistrée à 15°C. Il n'y avait pas de différences significatives entre les photopériodes testées (8/16, 12h/12h, 16h/8h). Les conchosporanges proliférant dans les coquillages étaient moins ramifiés que ceux se développant en pleine eau. Ils apparaissaient plus facilement dans les cultures non aérées et que très rarement sur les filaments non fixés. Les conchosporanges apparaissaient en premier au bout de 6 semaines. Les meilleurs résultats ont été obtenus à 15°C 8h/16h avec près de 80% de maturation au bout de 13 semaines. Il n'y avait pas de différences entre 25 et 75 μ E.m⁻².s⁻¹. De bons résultats étaient aussi obtenus en photopériode 12h/12h à 10°C et 15°C. Sur la panoplie de combinaisons testées à partir de conchosporanges de 10 semaines à 15°C 8/16, seul les conchosporanges restés dans cette configuration avaient émis des conchospores après 18,1 semaines et après 9 semaines à 5 μ E.m⁻².s⁻¹. Il n'y avait pas eu de monospores émises par les jeunes plantules issues de l'expérimentation. La présence de jeunes thalles tout au long de l'année est en contradiction avec les conclusions de l'étude, où la fenêtre de conditions requise pour la libération des conchospores est très étroite.

Dans une autre étude, les conchosporanges ont mis entre 3 et 6 semaines à apparaître à toutes les températures et les photopériodes (Jour/Nuit) testées (5°C, 8h/16h) (5°C, 16h/8h) (10°C, 8h/16h) (10°C, 16h/8h) (12°C, 12h/12h) (15°C, 8h/16h) (15°C, 16h/8h) (20°C, 12h/12h) (20°C, 16h/8h) (Holmes and Brodie 2004).

Dans une étude similaire et plus récente de (Knoop *et al.* 2020) sur *P. dioica* au Royaume-Uni, le *Conchocelis* a été cultivé sur des coquilles d'huitres et en boîte de Petri. Le développement optimal des filaments s'est produit en jour long à 18°C. Les conchosporanges sont apparus au bout de 8 semaines. La réduction de la température de 18°C à 9°C en jours courts à 70 μ E.m⁻².s⁻¹. a initié de façon optimale un relargage massif de conchospores.



En France, dans le cadre du projet IDEALG, il a cependant pu être montré que le *Conchocelis* semblait plus vite à une température de 15°C ou 20°C. Dans la même étude, des coquilles St-Jacques ont étéensemencées en *Conchocelis* pour effectuer un ensemencement sur des filets, en adoptant la méthode traditionnelle japonaise. Des filets de culture ont été déposés sur les coquillesensemencées en *Conchocelis* dans un bassin sans aucune régulation thermique ni de lumière (température ambiante d'une pièce non chauffée et lumière naturelle). Certaines coquilles ont subi un à sec de 3 jours à l'obscurité à 10°C. Un mois plus tard, des plantules ont été observés uniquement sur les filets en contact avec les coquilles ayant subi cet à sec.

2.3.2 *Porphyra umbilicalis*

La relation entre l'espèce décrite alors comme *Conchocelis rosea* et les genres *Porphyra* et *Pyropia* fut découverte en 1949 sur l'étude de *Porphyra umbilicalis* (Drew 1949). Cette découverte a permis d'initier les premières cultures de *Conchocelis* in vitro sur *Pyropia tenera* et de développer la technique d'ensemencement artificiel, phase cruciale de l'essor et de l'industrialisation de la filière de production en Asie (Iwasaki 1961).

Contrairement aux populations européennes de cette espèce, les populations de *P. umbilicalis* d'Atlantique ouest (côtes américaines) ne se reproduisent que par monospores (Blouin *et al.* 2007). Plusieurs études techniques ont été menées sur la culture de cette espèce à partir de ces populations, notamment sur la germination de monospores et la croissance des lames (Gendron-Lemieux *et al.* 2021; Redmond *et al.* 2014).

Des tentatives d'ensemencement de cordelettes par des monospores ont été pratiquées dans le Maine. Les ensemencements étaient satisfaisants mais les cultures ont été envahies par des contaminants (fouling) qui les ont décimées (Redmond 2020).

(Royer *et al.* 2019) ont également travaillé sur l'induction des monospores dans le Maine. L'induction des monospores sur les lames a été obtenue au bout de 2 à 3 mois à 12°C 10h/14h entre 60 et 80 $\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$.

Sur des lames récoltées dans le New Hampshire, des taux de croissance entre 5 et 10 % par jour à 10, 15 et 20°C ont été mesurés. Ils étaient légèrement plus importants à 10°C (Kim *et al.* 2007).

Sur les côtes atlantiques américaines, *Porphyra umbilicalis* et *Porphyra purpurea* ont été proposées comme candidates à la polyculture en raison de leurs fortes productivités et de leur accumulation en nutriments jusqu'à 170% supérieures à la moyenne des autres algues. *P. umbilicalis* avait l'avantage d'être présente toute l'année sur site, *P. purpurea* seulement de juin à octobre. Les mesures d'efficacité photosynthétiques ont montré que celles de *P. umbilicalis* étaient 80% supérieures à celles de *P. purpurea* entre 5 et 20°C (Kraemer and Yarish 1999). L'absorption d'azote, autour de 1,2 mg N/jour/g MF pour une intensité lumineuse de 250 $\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, était légèrement supérieure à 10°C. Les concentrations en phycoérythrine étaient importantes, autour de 25 mg/g de matière fraîche avec un quota azoté compris entre 6 et 7 %. Ces observations mettent en avant la richesse en protéines de cette espèce.

Peu de travaux ont porté sur la culture du *Conchocelis* de cette espèce. Dans le cadre du projet IDEALG, il a cependant pu être montré que le *Conchocelis* mûrissait plus vite à une température de 15°C. Dans la même étude que *P. dioica*, des coquilles St-Jacques ont étéensemencées en *Conchocelis* pour effectuer un ensemencement sur des filets, en adoptant la méthode traditionnelle japonaise décrite précédemment, ainsi que sur l'effet d'un à sec de 3 jours à 10°C. Deux mois plus tard, des plantules ont été observés uniquement sur les filets en contact avec les coquilles ayant subi cet à



sec. Dans une autre expérience, la température de l'eau é été régulée à 15°C pendant 2 mois puis 10°C pendant 3 mois jusqu'à sporulation, à une lumière de 15 $\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$. Bien que les sporulations n'étaient pas massives, un filet a pu être ensemencé avec cette méthode. Cependant, les plantules n'ont pas survécu une fois les filets transférés en mer (Le Goff 2017).

2.3.3 *Porphyra linearis*

Au niveau de sa phénologie, *P. linearis* est l'espèce de *Porphyra* qui occupe le niveau le plus haut de l'estran. La dessiccation de *P. linearis* de la côte méditerranéenne d'Israël a été étudiée. En milieu naturel, leur taux d'hydratation n'était plus que de 5% durant la période d'émersion. En conditions naturelles, ils perdaient 50% de leur eau en 20 minutes. Photosynthèse et respiration diminuaient rapidement jusqu'à 60% et s'arrêtaient à 10% d'hydratation. Plus la période de déshydratation était importante et plus le laps de temps pour recouvrir la photosynthèse était important. Le retour de l'activité photosynthétique survenait à 35% de réhydratation. Toutes les lames avaient survécu à 15 jours de déshydratation. Aucune n'avait survécu à 30 jours de déshydratation (Lipkin *et al.* 2009). Les lames sont aussi capables de se régénérer après dégradation (Bird *et al.* 1972)

Une étude phénologique a été réalisée sur deux sites de l'ouest Irlande (Varela-Alvarez *et al.* 2007). Les observations ont montré que les gamétophytes apparaissaient en octobre, les mâles en novembre et les femelles en décembre. Les individus monoïques représentaient moins de 5% de la population. Il a également été montré que des juvéniles pouvaient réapparaître en février. La reproduction débutait en février et les lames commençaient à dégénérer en avril pour disparaître en juin, soulignant ainsi le caractère hivernal de l'espèce. La longueur maximale de la lame enregistrée en janvier était de 37 cm. La largeur maximale a été enregistrée en mars à 5,1 cm sachant qu'après janvier la largeur moyenne était constante. En complément de l'étude phénologique citée précédemment, les auteurs ont remarqué qu'à 10°C, sous 10 $\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, la croissance des lames était plus forte en jours longs qu'en jours courts. Les frondes étaient fines (35-74 μm), de couleur brun-rouge clair à rouge. La corrélation de la croissance avec les données météo avait montré que l'ensoleillement stimule la croissance et les fortes températures avaient un effet néfaste au printemps, ce qui est en adéquation avec l'occurrence plus hivernale de l'espèce.

Plusieurs travaux ont étudié la culture de cette espèce, sur les phases gamétophytique (lame) et sporophytique (*Conchocelis*).

En Israël, des gamétophytes de *P. linearis* ont été cultivés en laboratoire en faisant varier plusieurs paramètres : intensité lumineuse, photopériode, durée d'exposition à l'air, salinité et hydrodynamisme (Katz *et al.* 2000). Il a été démontré que les conditions optimales de croissance sont : une température comprise entre 15 et 20°C, une photopériode de 12h/12h, avec une intensité lumineuse comprise entre 17 et 140 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, pour une salinité de 30 à 40‰, une exposition à l'air entre 1h et 3h, et une vitesse de courant de 4cm/s.

(Kim *et al.* 2007) ont mesuré de meilleures croissances journalières à 10°C (>15%) et 15°C (>10 %) et moindres à 20°C (<10%) sur des lames des côtes du New Hampshire, en Atlantique Est. L'absorption d'azote à 10°C était supérieure à 1,2 mg N /jour /g de MF pour 250 $\mu\text{mol}/\text{L}$ d'ammonium. Il a été mesuré jusqu'à 30mg/g de MF de phycoérythrine avec un quota azoté proche de 6%, la concentration augmentant avec le quota azoté des algues.

Enfin on notera qu'en bassin, la croissance des lames *P. linearis* est sensible à un pH différent de celui de l'eau de mer (8,3) (Israel *et al.* 1999). Des essais de culture en bassin en France ont également été pratiqués au CEVA, mais les algues se sont dégradés en à peine 2 semaines (Le Goff 2017).



Concernant le cycle de reproduction, le point particulier identifié porte sur le fait que l'espèce ne produit pas de monospores (Bird *et al.* 1972; Katz *et al.* 2000). Des travaux ont aussi porté sur la reproduction de la phase gamétophyte (lame), sur la formation de zygospores et leur germination.

Bird *et al.* (1972) ont travaillé sur des populations de Sandy Cove, près d'Halifax en Nouvelle Écosse. Ils ont observé le début de la libération des zygospores fin novembre. La fertilité persistait jusqu'à la disparition des algues. En culture, à des températures comprises entre 5 et 15°C, les lames provenant des cultures ou du milieu naturel libéraient dans un premier temps des gamètes mâles (spermaties) et quelques semaines plus tard des zygospores, ce qui atteste du caractère monoïque de l'espèce. Les cultures de lames produisaient une nouvelle génération toutes les 7 semaines environ à 13°C.

Dans cette même étude, les auteurs ont étudié la germination, la croissance et la maturation du *Conchocelis*. Certaines zygospores peuvent germer pour former directement des conchospores sans croissance végétative préalable du *Conchocelis*. La libération des conchospores n'était observée qu'à 13°C après 6 à 15 semaines et se poursuivait tant que le *Conchocelis* était viable. Les lames étaient visibles 1 à 3 semaines après les premières libérations de conchospores.

Cette étude très complète a fourni un tableau qui résume les conditions de culture requises pour chaque étape de la culture (Tableau 1).

La culture et la maturation de *Conchocelis* issus de *P. linearis* prélevés à l'ouest de l'Irlande a aussi été étudiée, sur des coquilles St-Jacques. La libération présumée des conchospores en milieu naturel était en août, sachant que les premières lames étaient visibles en septembre. Les meilleures croissances du *Conchocelis* étaient enregistrées pour les plus fortes températures et photopériodes testées, respectivement de 20°C et 16h/8h. Ces mêmes conditions étaient les plus favorables pour la maturation et la libération des conchospores. Cependant, l'intensité lumineuse était optimale à 5 $\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ pour la croissance végétative du *Conchocelis* et à 40 $\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ pour sa maturation (Varela-Alvarez *et al.* 2004). Lors du projet IDEALG, il a été démontré que la maturation du *Conchocelis* était favorisée par une température de 20°C sur une souche bretonne, indiquant son occurrence plutôt, contrairement aux lames typiquement hivernales (Le Goff 2017).



Tableau 1 : Bilan des conditions de culture de *Porphyra linearis* (Bird et al. 1972).

Stade	Résultats	Culture (semaines)	Remarques
1^{ère} génération			
Lame mature prélevé en milieu naturel	Libération des zygotospores à 2-20°C	0-1	Maturation et libération ralentie en dessous de 15°C
Zygotospores	Germination en <i>Conchocelis</i> à 2-20°C	1-2	Certaines germinations directement en conchospores
Conchocelis (végétatif)	Production de conchospores à 5-20°C	3-12	Non cultivé à 2°C
Conchospores	Libération des conchospores seulement à 13°C	(3)6-15	Quelques lames minuscules obtenues à 15°C
Conchospores	Germination en lame à 5-15°C	7-18	Certaines germination in situ
Seconde génération			
Lame	Production de zygotospores à 5-15°C	10-14	Pas de croissance à 20°C
Zygotospores	Germination en <i>Conchocelis</i> à 5-15°C	11-15	Certains ont germé <i>in situ</i> . Non cultivés à 20°C.
Conchocelis	Production de conchospores à 5-15°C	11-17	
Conchospores	Libération des conchospores seulement à 13°C	17-20	
Conchocelis libérant des conchospores	Libération stoppée ou réduite à 5, 10, 15°C		Lente et faible sporulation à 5°C
Conchospores	Germination en lame à 5-15°C	19-22	

En Bretagne, lors du projet POLISTR, des ensemencements de poches à huîtres par *P. linearis* ont été testés. Des coquilles St-Jacquesensemencées en *Conchocelis* de *P. linearis* ont été placés dans des poches à huîtres afin que les conchospores relargués puissent se fixer sur les poches à huîtres. Les résultats ont cependant été controversés car les plantules sont apparues en dehors de la période naturelle de *P. linearis*. Ces plantules étaient apparemment issus d'un captage naturel d'une autre espèce d'une population naturelle (Luthringer 2020).

2.3.4 *Porphyra purpurea*

Porphyra purpurea est une espèce qui a pu être observée en quantités importantes et pures sur les poches ostréicoles sur les côtes atlantiques françaises au printemps (CEVA 2012; Eustache and Pien 2018; Grassien 2018; Hennache 2019).

Plusieurs travaux ont porté sur les phases de croissance et de maturation du *Conchocelis* de cette espèce. Sur des populations de Nouvelle-Écosse, les conditions de croissances optimales ont été déterminées comme étant une photopériode de 16h/8h à 40μEm⁻²s⁻¹ et une température comprise entre 13 à 15°C. En culture à 15°C, une baisse de la température à 13°C déclenchait la libération des conchospores (Mitman and van der Meer, 1994). Les auteurs ont montré que la lumière ne devait pas dépasser 40μE/m²/s et que 2 à 3 semaines suffisaient à faire apparaître les premiers conchospores. Ils ont également montré que la croissance du *Conchocelis* se poursuivait entre 0 et 5°C à 5μE.m⁻².s⁻¹ et 8h/16h mais elle était extrêmement lente. Dès qu'ils atteignaient 1 cm, les plantules étaient cultivées en bouteille de 8L à 15°C, 16h/8h, 60μE.m⁻².s⁻¹. La biomasse doublait tous les 4 jours et la maturité était atteinte en 8 semaines.



Sur des individus des côtes américaines (Connecticut), des températures comprises entre 10 et 15°C et des photopériodes entre 12h/12h et 16h/8h étaient optimales pour la croissance et la maturation du *Conchocelis* (Lu and Yarish 2011). Globalement, l'apparition des conchosporanges débutait en 6^{ème} semaine, et le relargage des conchosporos en 8^{ème} semaine pour germer en 10^{ème} ou 11^{ème} semaine. À 10°C, la maturation et la libération des conchosporos était plus précoce mais la croissance du *Conchocelis* était ralentie.

Lors du projet IDEALG, il a été démontré que le *Conchocelis* de *P. purpurea* mûrissait plus vite à 15°C (Le Goff 2017). Sur la base de ces travaux, d'autres expériences de culture et de maturation du *Conchocelis* ont été menées au CEVA dans le cadre du projet INTEGRATE (Integrate 2020). Les résultats ont été concluants et ont permis d'apporter des précisions supplémentaires sur les souches locales. Les conditions optimales pour la croissance et la maturation étaient une température de 16,5°C et une intensité lumineuse de 10 μ E.m⁻².s⁻¹ en lumière continue. En revanche, il semble préférable que l'intensité demeure à 5 μ E.m⁻².s⁻¹ pour accentuer la sporogénèse en aval. La sporogénèse a ensuite été induite avec une photopériode de 8h/16h, à une intensité lumineuse comprise entre 30 et 40 μ E.m⁻².s⁻¹ à 15°C, avec une baisse de température à 10°C et un passage en photopériode 12h/12h. La libération des conchosporos a été observée 1 mois plus tard. La solution de conchosporos a ensuite été répandue sur des poches à huîtres pour une culture en éclosérie. Deux mois plus tard, les jeunes plantules pouvaient atteindre 0,5cm.

2.3.5 *Pyropia leucosticta*

La large répartition de *Pyropia leucosticta* en fait certainement un groupe polyspécifique. Son aire d'occurrence s'étend en effet de l'Arctique à l'Antarctique (îles Kergelen) (Guiry and Guiry 2021). Comme pour *Porphyra umbilicalis*, les espèces étudiées en Atlantique Ouest sont certainement différentes (niches écologiques, histoires, génétique des populations). Il semble imprudent de vouloir généraliser les paramètres du contrôle de la croissance et de la reproduction de cette espèce sur les côtes françaises.

D'autre part, des espèces comme *Pyropia rosenfurtii* (elle-même génétiquement identique à *Pyropia elongata*) et *Pyropia olivii* ont été détachées de *Pyropia leucosticta* en 2007 (Brodie *et al.* 2007) qui remet en question un certain nombre de travaux réalisés antérieurement, et souligne les frontières encore floues sur la caractérisation de cette espèce cosmopolite (Neefus and Brodie 2009). Il est tout à fait possible que d'autres espèces soient encore prochainement identifiées génétiquement et séparées (ou regroupées) à l'espèce présente sur les côtes françaises, identifiée comme *Pyropia leucosticta* (Burel *et al.* 2019).

Les spécimens observés sur les côtes Bretonnes sont en épiphytes sur des algues brunes de l'ordre des Fucales notamment *Fucus vesiculosus* et *Fucus serratus*, certaines ont cependant été identifiées fixées directement sur de la roche (Le Goff 2017). Une étude phénologique a été réalisée sur les côtes anglaises (Holmes and Brodie 2005). Les lames (gamétophyte) étaient présentes d'avril à septembre. Elles étaient épizoïques sur les moules *Mytilus edulis* et épiphytiques sur les algues *Fucus serratus*, *Mastocarpus stellatus*, *Chondrus crispus* et *Osmundea pinnatifida*. Principalement présentes sur *Mytilus edulis* en mai, elles colonisaient abondamment ensuite *Fucus serratus*. En juin et juillet, elles apparaissaient sur les autres espèces d'algues. La biomasse se constituait en juin pour être maximale en juillet ou août. En septembre elle était encore conséquente. Entre 80 et 100% des individus étaient fertiles sur toute la période hormis septembre (50%). Les individus prélevés en avril avaient mis 136 jours pour boucler le cycle de reproduction alors que ceux prélevés en septembre, 57 jours.



La capacité de cette espèce à se reproduire par voie asexuée par émission de monospores varie considérablement selon les populations. Certaines études n'ont pas observé de monospores (Sidirelliwolff 1992), d'autres de façon très rare (Holmes and Brodie 2005) tandis que des études sur des thalles en Egypte (Abdel-Rahman 2005) et sur les côtes américaines (Carmona *et al.* 2006) en ont observé en quantités, aussi bien émis par les gamétophytes que les *Conchocelis* (Abdel-Rahman 2005). Ces différences pourraient, une fois de plus, tout aussi bien être liées au fait que les populations soient en réalité des espèces différentes. Sur des populations proches d'Alexandrie, en Egypte, la proportion de monospores émis par les gamétophytes était maximale à 20°C 16h/8h (Abdel-Rahman 2005). Le *Conchocelis* produisait également des monospores à 15 et 20°C en 12h/12h et 16h/8h. Les conchosporanges se formaient à 10°C, sous une photopériode de 8h/16h. Les conchosporanges ont germé à 10 et 15°C sous 12h/12h et 16h/8h. Il a démontré également que la formation des sporanges peut être complètement inhibée par une coupure de la phase obscure d'une heure avec de la lumière blanche ou par spécifiquement des longueurs d'ondes de 620, 640 et 660 nm à de très faibles irradiances (Abdel-Rahman 2005). Un apport élevé en ammoniacque NH_4^+ (150 et 300 μM) semble déclencher l'induction et la libération de monospores chez cette espèce (Carmona *et al.* 2006).

Plusieurs travaux sur la culture de cette espèce ont été menés. Sur les côtes américaines, la culture en free-living de lames de gamétophytes (dans le Connecticut) a été réalisée avec des taux de croissance pouvant atteindre 10% par jour à 10 et 15°C et seulement 5% par jour à 20°C (Kim *et al.* 2007). Ces observations sont en adéquation avec celles de (Sidirelliwolff 1992) en Allemagne, qui avait estimé que la croissance des gamétophytes était optimale à 15°C, avec une intensité lumineuse de 20-30 $\mu\text{E} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ sur une photopériode de 8h/16h. Dans cette même étude, une photopériode de 12h/12h et une plus forte intensité lumineuse (40 $\mu\text{E} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$) avaient induit la gamétogénèse, et ralenti la croissance des plantules. Les auteurs indiquent que pour déclencher la libération des zygotospores, il faut passer d'une culture à 20 $\mu\text{E} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$, 15°C, 14h/10h à une culture à 30 à 40 $\mu\text{E} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$, 15°C, 16h/8h. Les zygotospores étaient largués après 5 à 10 jours. Il fallait ensuite 5 à 7 jours pour qu'ils germent en *Conchocelis* (Kim *et al.* 2007).

La culture et la maturation du *Conchocelis* ont également été étudiées par les mêmes auteurs. À 15°C, la croissance maximale avait été enregistrée pour la plus forte photopériode testée : 16h/8h et à 9,5 W/m^2 . La maturation du *Conchocelis* était obtenue après 3 mois et pouvait passer à 3 semaines dans les meilleures conditions : 16h/8h, 15°C, 20-30 $\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}^2$. Les conchosporanges avaient germés au bout de 3 à 5 jours. Lors du projet IDEALG, il a été observé que le *Conchocelis* de *P. leucosticta* pouvaient mûrir en 2 mois à 10°C ou 15°C. Une intensité lumineuse de 40 à 60 $\mu\text{E} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ était également plus favorable à la maturation (Le Goff 2017).

Une méthode d'ensemencement de *P. leucosticta* a été mise au point au nord-est de l'Amérique (He and Yarish 2006) à partir d'une culture de *Conchocelis* en free living. Une fois amplifiée à 15L sous 15°C, 40 $\mu\text{E} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ et 16h/8h, la culture a été montée à 20°C, 40 $\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}^{-1}$ et 8h/16h. Les conchosporanges sont apparus au bout de 4 semaines. Après 24 semaines de culture, la sporulation était induite en 6-10 jours sous 15°C, 60 à 100 $\mu\text{E} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ et 12h/12h. Le nombre de conchosporanges produits était monté à 18,3 millions/g de conchosporanges. Après 45 jours en de culture en éclosion, les lames mesuraient 1,49 cm en moyenne.

2.3.6 Critères de choix des espèces à cultiver sur les côtes françaises de l'Atlantique et de la Manche

Le choix des espèces à cultiver doit tenir compte de différentes exigences sur différents aspects.



Au niveau biologique, les espèces européennes ont toutes des particularités qui leur sont propres : phénologie, épaisseur, taille, niveaux bathymétriques et résistance à la dessiccation, capacité à générer des monospores, saisonnalité, biomasse... Tous ces éléments sont autant de critères susceptibles de peser fortement sur l'avenir d'une filière de production. Il est également possible que les populations d'une même espèce aient leurs propres traits adaptatifs.

Les espèces choisies dans le cadre du projet doivent avant tout être déjà présentes localement, non seulement pour éviter l'importation de souches allochtones, mais aussi par le fait qu'elles sont déjà potentiellement bien adaptées à cet environnement.

Concernant les potentialités de culture, il est important de disposer de données déjà existantes sur la culture des espèces ciblées. Ces données constituent une première approche sur la faisabilité de la culture, avant le lancement d'expérimentations pour définir un itinéraire technique : les paramètres physico-chimiques de culture à adopter et à explorer, le substrat etc.

À ces aspects biologiques, scientifiques et techniques s'ajoutent évidemment des critères socio-économiques et réglementaire. Il est important que les espèces choisies soient compatibles avec les attentes du marché, mais aussi l'acceptation de cette nouvelle activité au sein des activités aquacoles (notamment ostréicoles) déjà présentes sur le littoral Normands. Enfin, le choix des espèces doit tenir compte de la réglementation en vigueur, afin d'insérer les nouvelles pratiques de cultures et de récolte dans les pratiques actuelles ou bien s'il sera nécessaire de réfléchir à une évolution, voire une création de nouvelles réglementations pour inclure ces activités.

2.4 Récolte et culture de *Porphyra* en Normandie : état réglementaire et perspectives

Contrairement à la région Bretagne, la région Normandie ne dispose pas encore d'une filière structurée autour des algues, étant donné le caractère peu développé de cette activité dans la région. En Bretagne, la récolte des algues de rives et de fond est coordonnée par le Comité Régional des Pêches Maritimes et des Elevages Marins avec un régime d'attribution licences de récoltes, tandis que les activités d'algoculture relèvent des instances des cultures marines des DDTMs.

La filière algue Normande est cependant en train de s'organiser, avec l'émergence du nombre de structures souhaitant exploiter ou exploitant déjà les algues. Les activités de récolte comme celles d'Algue&Cie sont autorisées par la DDTM Manche par accord de principe, étant donné son caractère associatif et de micro-structure (une seule personne récoltante, à but non lucratif). Il n'existe pas de régime de délivrance de licences de récolte en Normandie actuellement.

Les pratiques de récolte d'algues de rives s'inspirent des recommandations établies en Bretagne selon le guide des bonnes pratiques de récolte, remis à jour très récemment (Comité Régional des Pêches Maritimes et des Elevages Marins de Bretagne 2022) et qui indique les périodes de récoltes et tailles autorisées selon les espèces. Pour *Porphyra/Pyropia* sp., la taille de récolte minimale est de 25cm, dans la période du 1^{er} mai au 15 novembre, avec arrachage et récolte en plongée interdits. Il est néanmoins crucial d'évaluer les gisements afin de disposer d'un cadastre des zones de récolte, analogue au carroyage élaboré en Bretagne. Des données sont nécessaires pour évaluer les stocks disponibles à la fois en zones naturelles, mais aussi dans les zones conchylicoles pour *Porphyra* sp sur le littoral Normand.

En région Normandie, trois départements disposent d'un schéma des structures des exploitations de cultures marines : Manche, Calvados et Seine-Maritime. Ces schémas sont élaborés par les DDTMs pour encadrer les activités aquacoles sur le domaine public maritime. L'algoculture est néanmoins évoquée uniquement dans le schéma des structures (dans l'annexe 2) du département de



la Manche, où se situe le Cotentin. *Porphyra* sp. fait partie des espèces autorisées. Si cette espèce est envisagée comme candidate pour de la culture sur poches à huîtres sur estran, le mode d'exploitation serait qualifié d'exploitation en « surélévation ». Cet élevage consiste à déployer des filets ou cordes déjà ensemencées avec des algues et les disposer sur des structures adaptées ou déjà existantes pour d'autres élevages comme les tables ostréicoles ou les pieux mytilicoles. Le schéma des structures de la Manche (50) présente les indicateurs pour cet élevage dans le Tableau 2 (DDTM 50 2018) :

Tableau 2 : Indicateurs d'élevage en "surélévation" pour les macroalgues (source : Schéma des structures des cultures marines de la Manche).

Production annuelle maximale	Dimension de première installation	Dimension Minimale de Référence	Dimension Maximale de référence
100 tonnes par hectare par an	3 ha	5 ha	10 ha

La demande de concession est à effectuer à la DDTM du département concerné. Le demandeur doit disposer d'une capacité professionnelle en aquaculture, délivrée par un diplôme obtenu à l'issue d'une formation initiale ou continue (Direction de l'information légale et administrative 2018).

Un formulaire de conformité d'une demande d'autorisation d'exploitation de cultures marines avec le schéma des structures doit être ensuite complété et adressé à la DDTM du département concerné par la demande. Dans la rubrique portant sur la nature du projet, il faut cocher « concession d'élevage d'autres espèces » et préciser « macroalgues ».

Il est à souligner que pour être valorisées, les algues cultivées sur concession doivent provenir d'une concession dont le caractère est purement destiné à la culture des algues lors de la demande de concession auprès de la DDTM. En effet, seule l'espèce élevée, indiquée dans le formulaire de demande peut être destinée à la vente. Par conséquent, une concession ostréicole est restreinte à la vente des huîtres qu'elle produit. Les autres espèces se développant sur les structures, comme les algues, ne peuvent être vendues ou valorisées. Elles doivent être éliminées lors de l'entretien de la concession par le concessionnaire.

Cependant, l'article R922-34 du Code rural et de la pêche maritime (réglementation nationale) stipule que : « Les goémons de toute espèce poussant ou déposés par la mer à l'intérieur des établissements ou des concessions de pêche ou de cultures marines ne peuvent être pêchés ou récoltés que par les exploitants de ces établissements ou concessions, ou par les personnes qu'ils ont autorisées à cet effet. » (Légifrance 2023). Cela ouvre la réflexion sur la diversification des activités conchyloles, notamment ostréicoles avec le captage naturel ou ensemencement de *Porphyra* sur les poches ostréicoles. L'exploitation et la ventes des algues captées sur concessions ostréicoles est en voie de régularisation. Le critère d'exclusivité d'une seule espèce destinée à la vente par concession constitue l'un des principaux freins réglementaires.

La mise en place d'une récolte de *Porphyra* (et autres algues) dans les parcs ostréicoles implique également une adéquation avec les pratiques culturales de l'ostréiculture. En effet, les proliférations algales sur les poches à huîtres diminuent la circulation de l'eau au sein de l'élevage, réduisant l'oxygénation et l'apport en phytoplancton dont se nourrissent les huîtres. La biomasse algale augmente également celle des poches, rendant leur manutention plus difficile pour les professionnels. Ainsi, au début des proliférations au printemps, les poches sont retournées, de manière à priver les algues de lumière et prévenir leur développement. Dans l'optique d'une récolte, les pratiques seraient à concilier, il faudrait récolter avant une prolifération trop importante néfaste pour les huîtres, et sans impacter les pratiques d'élevage ostréicole. Quelques pistes d'organisation ont déjà été évoquées dans



des travaux menés dans les bassins ostréicoles (Eustache and Pien 2018; Grassien 2018). La récolte pourrait être réalisée par les ostréiculteurs eux-mêmes, impliquant une diversification des activités. Un deuxième scénario serait l'intervention d'un tiers dans les concessions. Des récoltants d'algues munis d'une autorisation pourraient récolter les algues se développant sur les poches. Cela pourrait constituer un gain de temps réel aux ostréiculteurs sur l'élimination des algues sur leurs poches. Il faut cependant veiller à synchroniser au mieux les activités de récolte et d'élevage.



3 Phase 2 : Culture de *Porphyra purpurea* sur la côte ouest du Cotentin

3.1 Inventaire des espèces de *Porphyra* sp. présentes sur la côte ouest du Cotentin et isolements de souches normandes

3.1.1 Prospections

Des prospections ont eu lieu sur 5 sites à la fin du mois de mai 2021, début de la période de prolifération naturelle de *Porphyra* sp. L'objectif était de recenser les espèces de *Porphyra* présentes à la fois sur les substrats rocheux naturels et sur les structures ostréicoles, notamment les poches à huîtres, en quantité suffisantes pour être récoltées. Les sites sélectionnés sont proches géographiquement du SMEL et des secteurs de récolte d'Algues et Cie : Granville, Gouville-sur-Mer, Bricqueville-sur-Mer, Pirou, et St-Germain sur Ay (Figure 6). Le SMEL avait déjà identifié ces sites où les *Porphyra* sont présentes annuellement. Une prospection hivernale supplémentaire a été effectuée en janvier 2022 à Donville-les-Bains afin de vérifier la présence de *Porphyra linearis* dont la présence avait été évoquée par Algues & Cie.



Figure 6 : Cartographie des sites de prospection de *Porphyra* sp. sur la côte ouest du Cotentin.

Une prospection supplémentaire a également été effectuée à la fin du mois d'août 2021. Cette dernière a permis également de mettre en évidence que les *Porphyra* se développent aussi sur les tables ostréicoles (substrats métalliques) et sur d'autres supports d'élevage d'huîtres comme des casiers australiens (Figure 7). Une prospection dans le Calvados dans les parcs ostréicoles de Meuvaines – Asnelles a également eu lieu en juillet 2022.

Les espèces identifiées sur les poches à huîtres sont *Porphyra purpurea* (plus abondantes) et *Porphyra umbilicalis* (moins abondantes).



Figure 7 : Table à huîtres et casiers australiens colonisés par *P. purpurea* (août 2021).

Enfin, la prospection de janvier 2022 à Donville-les-Bains a permis de confirmer la présence de l'espèce hivernale *Porphyra linearis*, sur des substrats artificiels en béton et sur des roches naturelles en haut d'estran.

Au vu de leur abondance sur l'estran, des données disponibles sur leur culture (captage naturel et par ensemencements de supports) en France, dont certaines issues de travaux impliquant le CEVA, l'autorisation de leur culture dans la réglementation, et leur importance dans le marché des algues alimentaires, ce sont les espèces *Porphyra purpurea* et *Porphyra umbilicalis* qui ont été sélectionnées pour mener les travaux de culture expérimentaux dans le cadre du projet.

3.1.2 Isolements de souches

Trois souches de *Porphyra* ont été isolées et sont aujourd'hui conservées au stade *Conchocelis* au sein de la collection du CEVA :

- une souche de *Porphyra umbilicalis* prélevée à Gouville-sur-Mer (Cotentin),
- une souche de *Porphyra linearis* prélevée à Donville-les-Bains (Cotentin),
- une souche de *Porphyra purpurea* prélevée à Meuvaines – Asnelles (Calvados).



Figure 8 : Souches isolées (stade *Conchocelis*).

Ces souches ont été obtenues à partir d'individus femelles récoltés sur l'estran. La sporulation a été induite pour libérer les zygotospores. La germination de ces zygotospores a ensuite permis d'obtenir des *Conchocelis*, qui ont pu être isolés et conservés dans un état de croissance végétative lente (Figure 8).

3.2 Étude du captage naturel sur poches ostréicoles

La culture et la production de *Porphyra purpurea* peut être initiée à partir de captage naturel des algues sur des supports. Ainsi, naturellement, dans les exploitations ostréicoles, il arrive que plusieurs poches à huîtres soient entièrement colonisées par *Porphyra*, de manière quasiment unalgale à la fin du printemps (Figure 3). Pour organiser le captage naturel, il est nécessaire d'une part, d'identifier les sites de captage, et d'autre part la période de captage, directement dépendante des conditions climatiques. C'est au cours de cette période que les conchospores libérés par les *Conchocelis* se fixent sur leur substrat.

Ici, l'expérimentation a donc consisté à placer régulièrement des supports de captage sur les parcs à huîtres pour suivre et mesurer la présence et le développement de plantules, témoignant de l'efficacité et de la qualité du captage, au cours du temps.

3.2.1.1 Dispositif expérimental

Les supports de captage utilisés étaient des poches à huîtres usagées, avec un maillage de 9 mm. Les secteurs de pose sélectionnés se situaient entre le niveau des basses mers de vives eaux, tout en restant accessibles tous les mois (à marée basse à partir d'un coefficient de 90), et le niveau de pleine mer mortes eaux pour être recouverts par l'eau à chaque marée (à marée haute avec coefficient de 30).

La pose des poches et les observations ont été réalisées lors des coefficients de marée supérieurs à 90 pour accéder aux secteurs expérimentaux situés les plus bas sur l'estran.

Le suivi a été réalisé sur deux années sur trois sites à Gouville et Blainville-sur-Mer sur les années 2020-21 et 2021-22 (Tableau 3, Figure 9). Les sites choisis sont une concession expérimentale du SMEL en bas d'estran, une concession d'un ostréiculteur en milieu d'estran et une concession appartenant



au Comité Régional de la Conchyliculture de Normandie. Pour le suivi de 2021-2022, un quatrième site à Chesnay a été ajouté suite à une prospection prometteuse réalisée en 2021.

Tableau 3 : Caractéristiques des sites sélectionnés pour le captage naturel.

Site	Niveau bathymétrique	Coordonnées	Suivi 2020-21	Suivi 2021-22	Suivi 2022-23
Concession CRC	Haut d'estran	49° 4'36.26"N ; 1°37'3.94"O	x	x	
Concession SMEL	Milieu d'estran	49° 3'56.82"N ; 1°37'47.82"O	x	x	
Concession MAX (PRO)	Milieu d'estran	49° 5'18.56"N ; 1°37'15.23"O	x	x	
Concession Chesnay	Bas d'estran	49° 5'49.07"N ; 1°37'53.45"O		x	
Concession expérimentale	Bas d'estran	49° 5'3.24"N ; 1°37'42.20"O	mise en place de supports ensemencés (cf 3.3)		



Figure 9 : Carte des sites de l'expérience de captage naturel de *P. purpurea*.

Tous les mois, de novembre/décembre à février/mars, trois poches ont été posées sur chaque site (Tableau 4, Figure 10). Lors d'une nouvelle pose, les poches déjà en place ont été photographiées.



Tableau 4: Date de pose des poches pour les suivis du captage naturel.

Site	CRC	PRO	SMEL	Chesnay
<i>Suivi 2020-2021</i>				
Décembre 2020	16/12/2020		16/12/2020	/
Janvier 2021	14/01/2021	25/01/2021	14/01/2021	/
Février 2021	15/02/2021	15/02/2021	15/02/2021	/
Mars 2021	12/03/2021	12/03/2021	12/03/2021	/
<i>Suivi 2021-2022</i>				
Novembre 2021	19/11/2021	19/11/2021	19/11/2021	
Décembre 2021	06/12/2021	06/12/2021	06/12/2021	06/12/2021
Janvier 2022	04/01/2022	04/01/2022	04/01/2022	04/01/2022
Février 2022	03/02/2022	03/02/2022	03/02/2022	03/02/2022

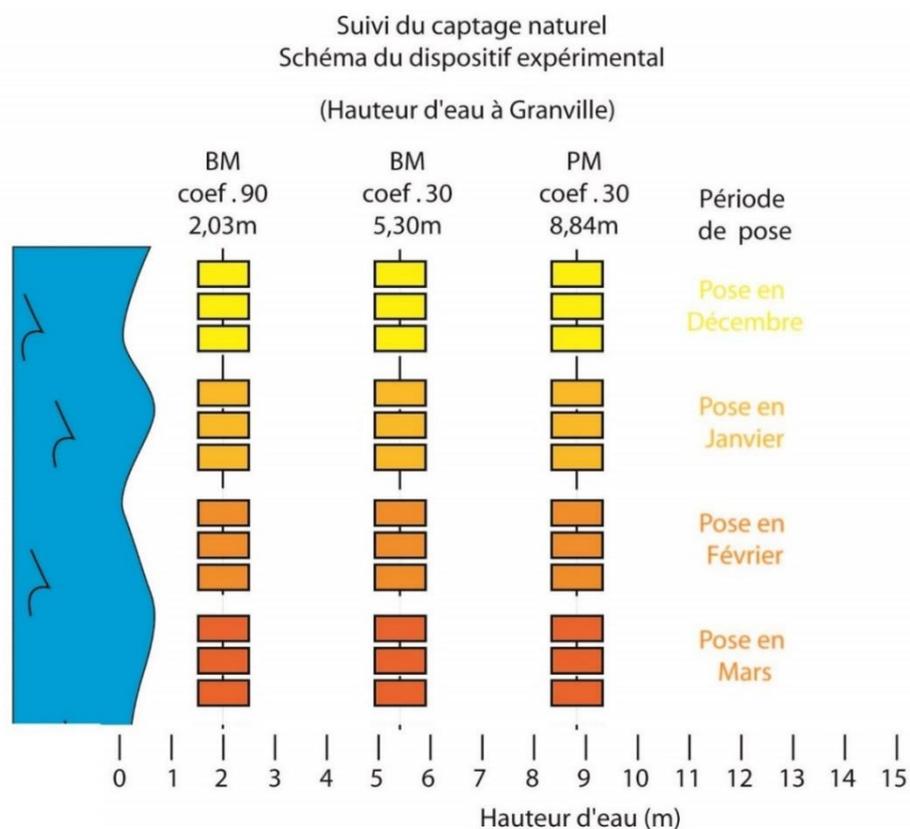


Figure 10 : Schéma du dispositif expérimental de captage naturel de *P. purpurea* sur poches ostréicoles.

3.2.1.2 Mesures et observations

Lors des sorties mensuelles sur le terrain (pose et suivi), des photographies ont été réalisées sur chacune des poches de l'expérimentation, de façon à suivre la colonisation des poches par *Porphyra purpurea*.

La biomasse de *P. purpurea* a été récoltée et pesée sur chaque poche expérimentale en fin d'expérimentation, au mois de juin.



Suivi 2020-2021

Lors du 1^{er} suivi (2020-2021), le recouvrement moyen (en %) des poches par *P. purpurea* a été estimé par observation à l'œil nu par les opérateurs. Une zone est considérée recouverte lorsque les mailles sont recouvertes de *Porphyra* récoltable. Une zone de 15cm x 15cm de la poche, avec l'équivalent du recouvrement estimé sur la poche totale, a ensuite été sélectionnée. La biomasse y a été récoltée, séchée puis pesée (Figure 11). La biomasse pesée a ensuite été extrapolée à l'ensemble de la surface de la poche (face supérieure de 60 x 100cm).



Figure 11 : Récolte pour estimer la biomasse et le recouvrement sur les poches.

Suivi 2021-2022

Pour la 2^e année (2021-2022), le protocole de suivi a été revu par rapport aux résultats de la première année, et adapté au vu des contraintes identifiées (estimation du recouvrement difficile car hétérogène par la taille des algues et la présence d'autres espèces d'algues que le genre *Porphyra*). Sur l'ensemble des poches de captage, la biomasse fraîche de *Porphyra purpurea* a été pesée et les biomasses sèches ont été réalisées. La biomasse fraîche des autres algues (*Ulva* sp. anciennement *Enteromorpha* sp.) présentes sur les poches a également été pesée de façon à estimer le ratio *Porphyra purpurea*/autres algues au cours de la période de captage. Le recouvrement n'a pas été estimé pour ce second suivi.



Suivi 2022-2023

Vu les résultats assez disparates des deux premières années, il a été décidé de poursuivre cette expérimentation une troisième année malgré le temps très court entre la fin de l'expérimentation et la fin du projet (Mai 2023). Le protocole de pose des poches a été le même que celui de l'année précédente, avec 4 secteurs suivis (CRC, PRO, SMEL & CHESNAY) et 4 poses de poches de novembre à février.

Les résultats et la discussion de ce troisième suivi de captage naturel sont regroupés dans le document : « ANNEXE Saison 2022 2023 ».

3.2.1.3 Résultats et discussion

Sont détaillés ci-dessous les résultats des deux premiers suivis de 2020-21 et 2021-22.

1^{er} suivi (2020-2021) : recouvrement et biomasse

Les résultats obtenus lors du suivi de captage naturel 2020-2021, sont présentés en Figure 12. Le recouvrement moyen mesuré est compris entre 60 et 80% pour les 3 sites pour les poches posées au mois de janvier 2021. Les poches posées en décembre sur le site du SMEL montrent également un recouvrement important (65%), contrairement à celles posées sur la concession du CRC ce même mois (<30%). Pour les poches posées en février, seules celles posées sur le site du SMEL et sur la concession du professionnel montrent un recouvrement moyen de 60%. Les poches posées au mois de mars présentent un recouvrement moyen faible (<20%) sur les trois sites. Pour les 4 périodes de pose des poches, le recouvrement le plus faible a été obtenu sur le site du CRC (Figure 12a).

Les résultats de biomasse sont en adéquation avec les recouvrements mesurés, à l'exception des poches posées en janvier sur le site du CRC (Figure 12b). Les biomasses sèches moyennes maximales mesurées sont celles sur les poches posées sur la concession du SMEL et du professionnel en décembre (environ 150g) et janvier (respectivement proche de 150g et 50g).

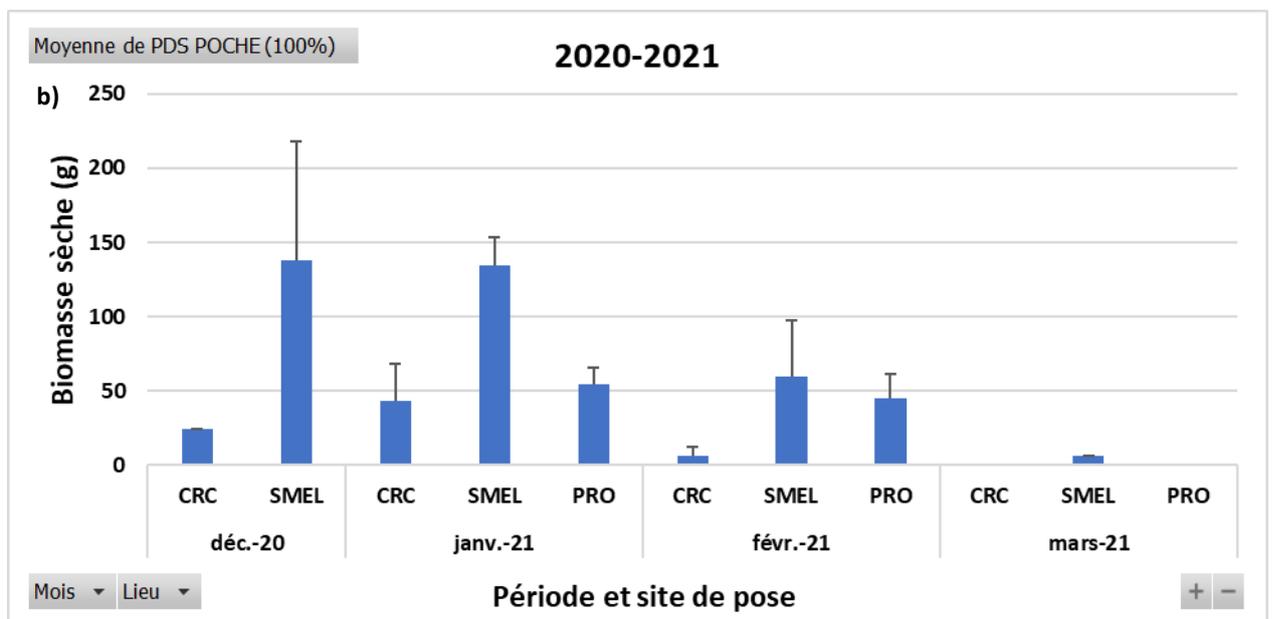
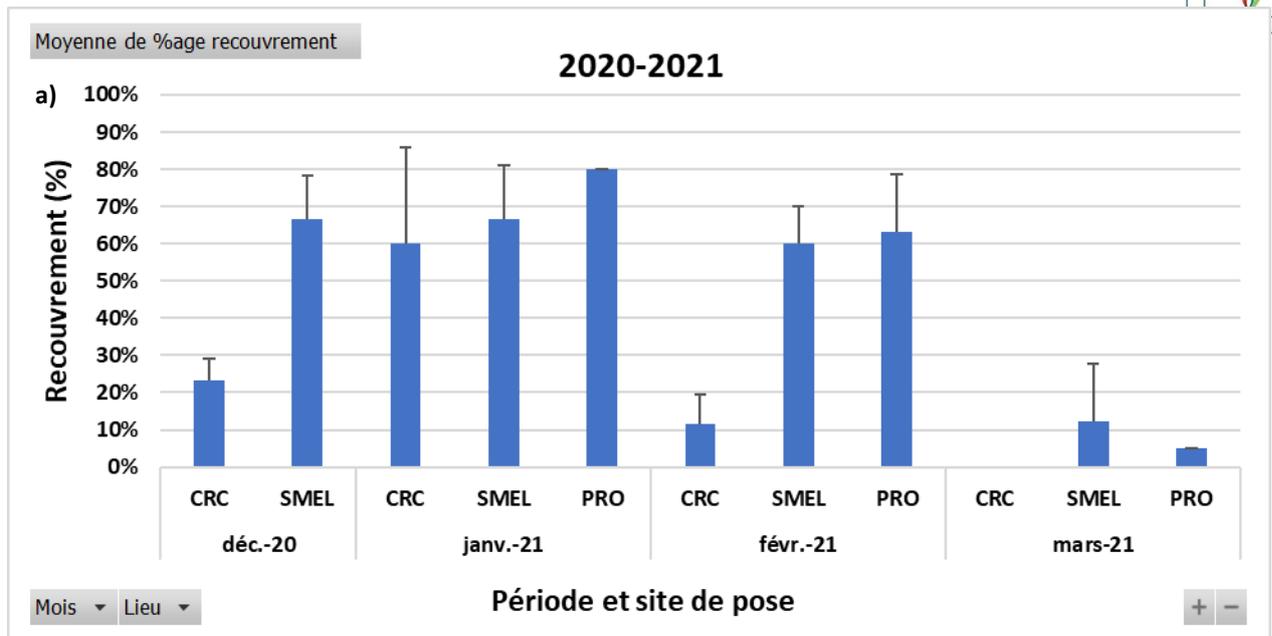


Figure 12 : a) Recouvrement moyen estimé pour les poches de captage sur chaque site ; b) Biomasse sèche moyenne récoltée sur les poches de captage sur chaque site en juin 2021 (les barres d'erreurs correspondent aux écarts-types).

Statistiquement¹, les biomasses sèches moyennes mesurées sont significativement plus élevées sur les poches placées en décembre ($\approx 100g$) et janvier ($\approx 70g$). La biomasse est quasi nulle sur les poches posées au mois de mars² (Figure 13a). Ce sont les sites du SMEL ($\approx 90g$) et du professionnel ($\approx 50g$) qui montrent une biomasse plus importante³ (Figure 13b). Ces deux sites sont en effet situés plus bas sur l'estran, contrairement au site du CRC situé en haut d'estran. Le captage y apparaît moins important, à la fois en termes de recouvrement et de biomasse.

¹ Pour toutes les analyses statistiques de ce rapport, des ANOVAs ont été réalisées. Les conditions d'applications ont été vérifiées : données normalisées et homogénéité des variances.

² ANOVA à 2 facteurs suivie d'un test HSD de Tukey sur le facteur « mois de pose », p-value < 5%

³ ANOVA à 2 facteurs suivie d'un test HSD de Tukey sur le facteur « site », p-value < 5%

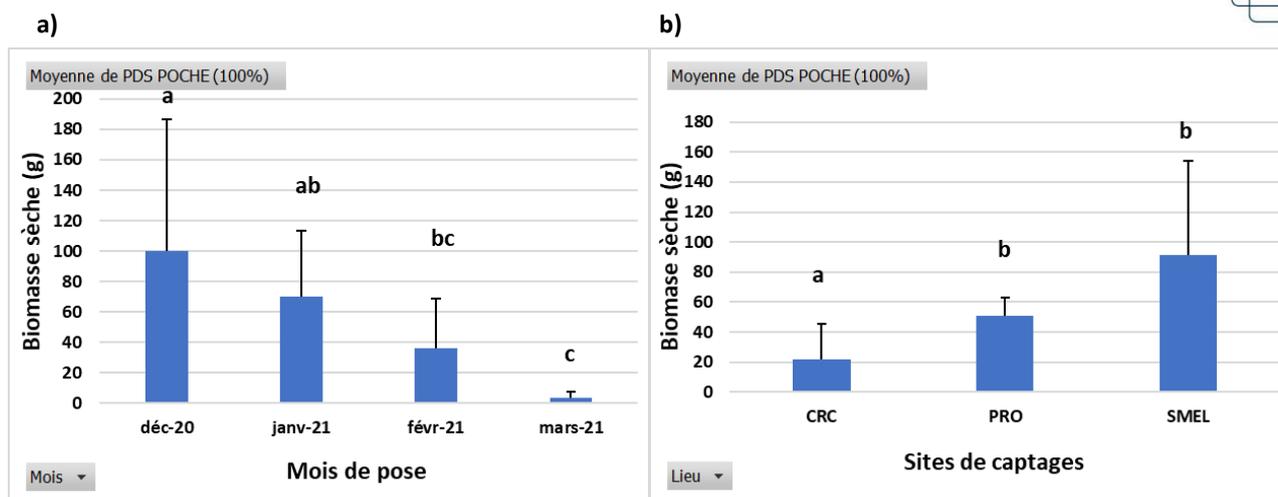


Figure 13 : Comparaison entre a) mois de pose des capteurs b) sites de captages. Les lettres correspondent aux différences significatives détectées par les tests *a posteriori* HSD de Tukey (les barres d'erreurs correspondent aux écarts-types).

2^e suivi (2021-2022) : Biomasse et algues indésirables

Les biomasses moyennes mesurées lors du 2^e suivi du captage naturel de *Porphyra purpurea* sur les 4 sites sont présentées en Figure 14. Pour ce suivi, ce sont plutôt les poches posées au mois de janvier qui totalisent le plus de biomasse, encore une fois sur le site du SMEL et du professionnel, mais aussi sur le 4^e site intégré au suivi (Chesnay). Les poches posées en décembre montrent également des biomasses moyennes plus élevées par rapport aux mois de novembre et février. Il est toutefois important de souligner que les biomasses sèches mesurées pour ce suivi sont faibles, de l'ordre d'une vingtaine de grammes au maximum.

Statistiquement, les biomasses moyennes sont significativement supérieures sur les poches posées au mois de janvier⁴ (≈ 12 g ; Figure 15a). Ce sont les sites du professionnel (≈ 10 g) et du SMEL (≈ 8 g) qui présentent les biomasses significativement les plus élevées, et celui du CRC les plus basses (≈ 4 g). Le site de Chesnay est intermédiaire⁵ (≈ 6 g ; Figure 15b).

⁴ ANOVA à 2 facteurs suivie d'un test HSD de Tukey sur le facteur « mois de pose », p-value < 5%

⁵ ANOVA à 2 facteurs suivie d'un test HSD de Tukey sur le facteur « site », p-value < 5%

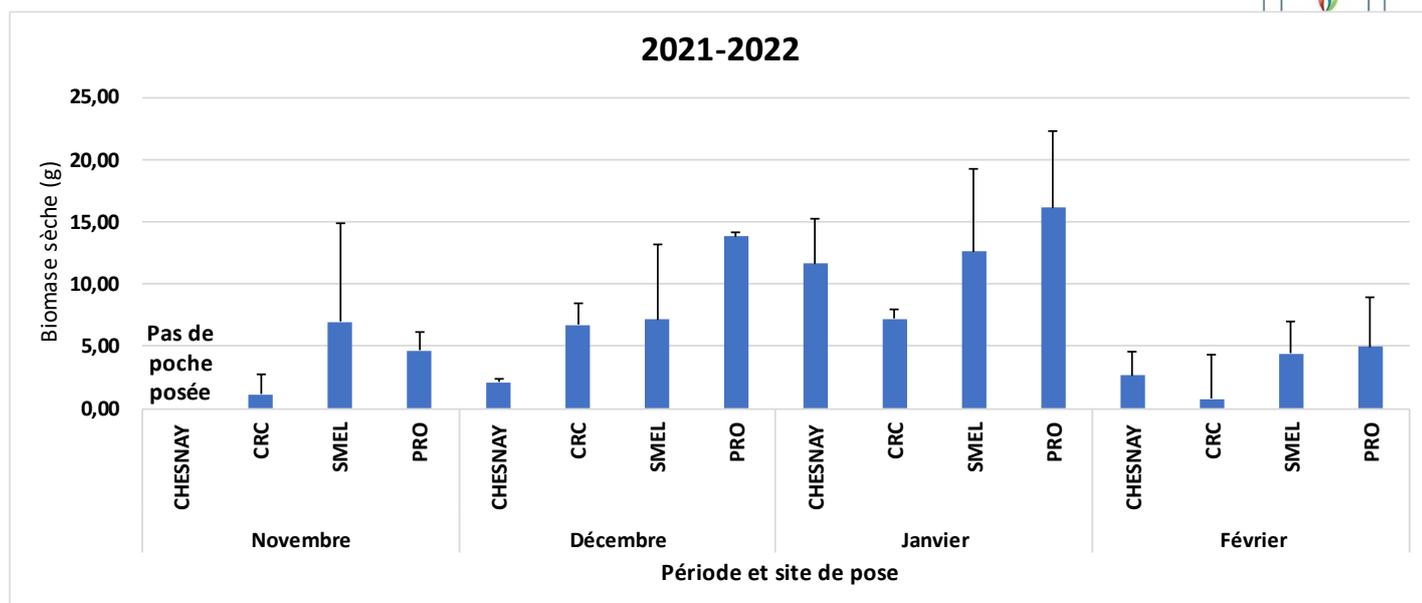


Figure 14 : Biomasse sèche moyenne (et écarts-types) récoltée sur les poches de captage de chaque site en juin 2022.

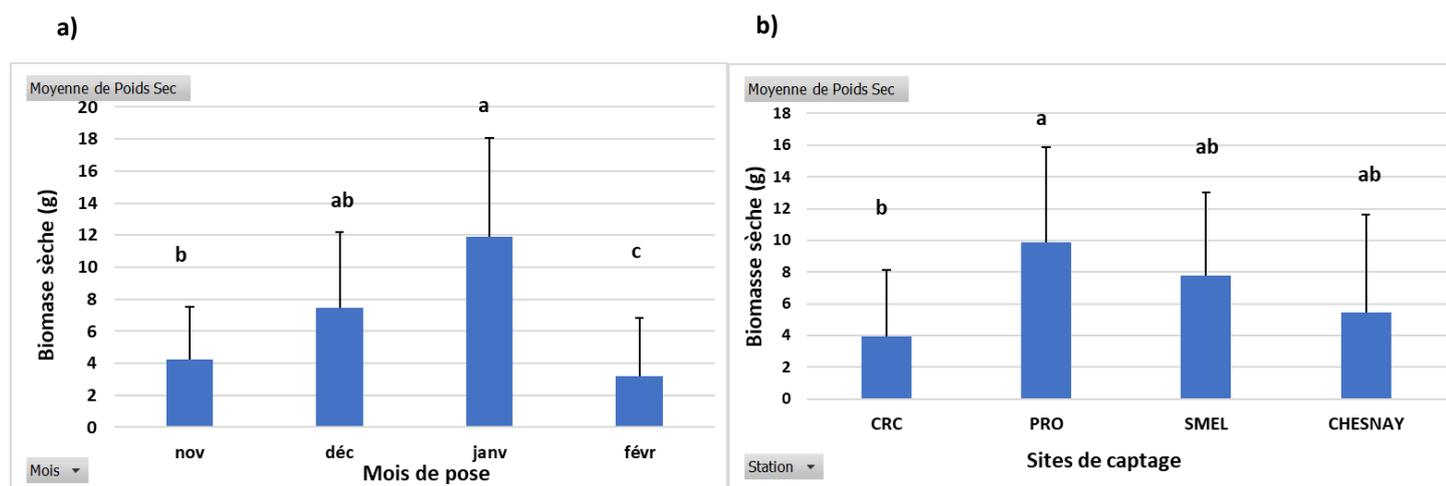


Figure 15 : Comparaison des biomasses moyennes entre a) mois de pose des capteurs b) sites de captages. Les lettres correspondent aux différences significatives détectées par les tests *a posteriori* HSD de Tukey (les barres d'erreurs correspondent aux écarts-types).

Au cours de ce suivi, le captage naturel d'algues indésirables a également été observé. Ce sont en majorité des algues vertes tubulaires du genre *Ulva* (anciennement *Enteromorpha*) qui ont colonisé les poches avec le *Porphyra* (Figure 16). Pour les quatre sites, la proportion en algues indésirables diminue avec la période de pause des supports. Les entéromorphes sont dominantes sur les poches posées en novembre et minoritaires sur celles posées en février (sauf pour le site PRO). Néanmoins, les biomasses en entéromorphes et *Porphyra* sont très faibles sur les poches posées en février. Pour les poches posées au mois de janvier, où la biomasse moyenne en *Porphyra* captée est maximale, les proportions dépassent celle des entéromorphes, sauf dans le cas de Chesnay (Figure 17).



Figure 16 : Poche posée en décembre 2021 colonisées par *Ulva* sp. (anciennement *Enteromorpha* sp.), photo prise en juin 2022.

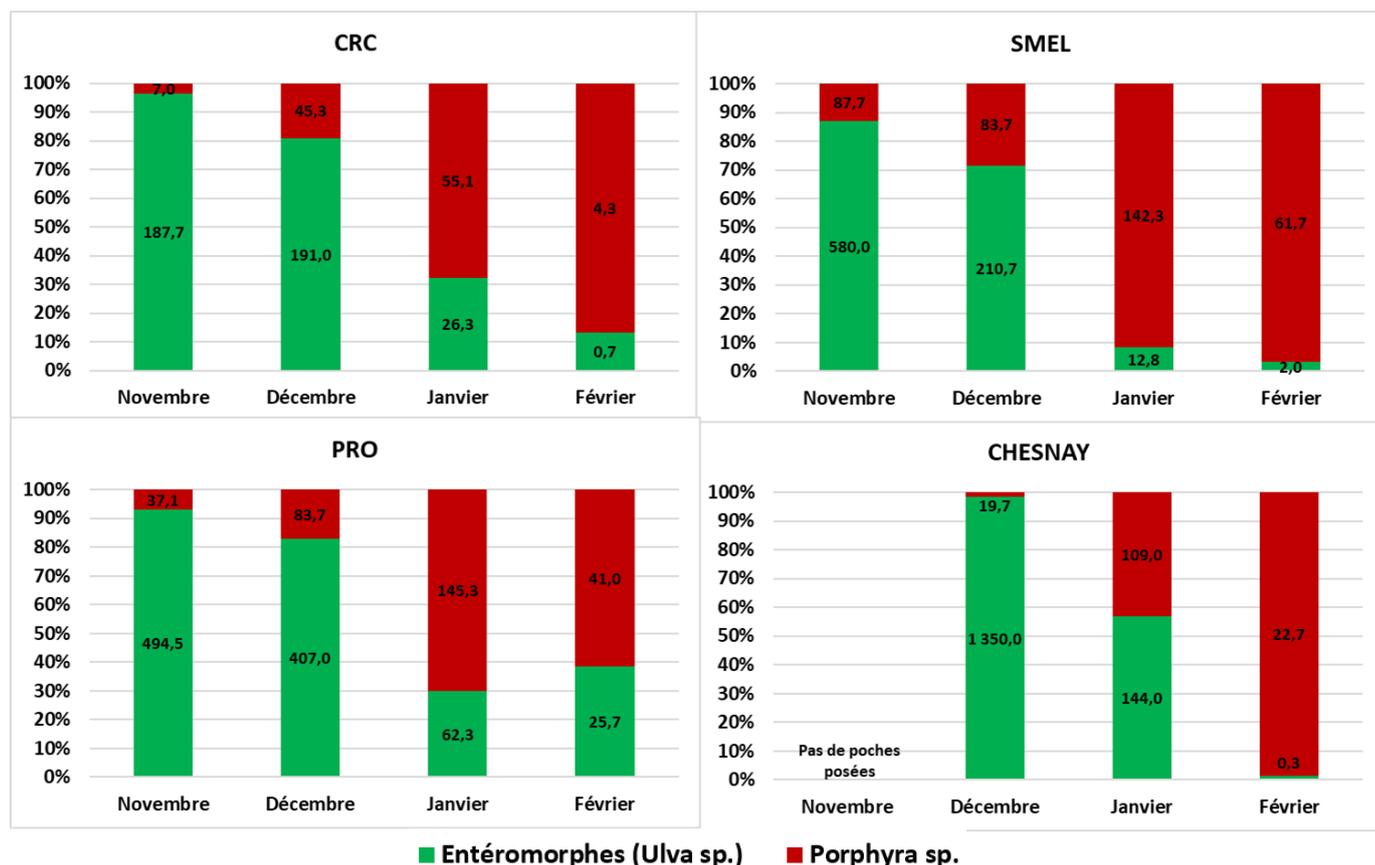


Figure 17 : Proportions de biomasse fraîche de *Porphyra* sp. et *Ulva* sp. (anciennement *Enteromorpha* sp.) sur les 4 sites de captage de 2021-2022.

Captage naturel : comparaison interannuelle entre 2020-21 et 2021-22 :

L'ensemble des résultats des deux suivis est illustré par des photographies dans le Tableau 5, et présenté en Figure 18. Les biomasses moyennes mesurées sont significativement supérieures au cours de la 1^{ère} année de suivi (2020-2021), avec plus de 50g en moyenne et des valeurs pouvant



ponctuellement dépasser 200g, contre moins de 20g pour toutes les valeurs de la 2^{ème} année de suivi (Figure 18 et Figure 19). La différence de biomasse entre les deux années était également notable à partir d'observations visuelles, complétées par le suivi photographique (Tableau 5). Les poches colonisées par *Porphyra* en 2020-21 sont davantage recouvertes et les plantules de plus grande taille, facilitant la récolte. Les poches posées lors du suivi 2021-2022 ont été colonisées de façon plus clairsemée par *Porphyra* et les individus étaient de plus petite taille, et fortement mélangées avec d'autres algues (algues vertes *Enteromorpha*), rendant la récolte plus difficile. Concernant la période la plus propice au captage, tout site confondu, ce sont les poches posées aux mois de décembre (25g en moyenne avec un écart-type de plus de 20g de masse sèche) et janvier (35g en moyenne) qui montrent des biomasses significativement plus élevées, en adéquation avec les analyses précédentes sur chaque suivi séparé⁷ (Figure 19a). Les écarts types sont cependant très importants, du fait de la différence significative de biomasse interannuelle entre les deux années de suivi. Sur les deux années de suivi confondues, ce sont le site du SMEL et celui du professionnel qui présentent des biomasses significativement supérieures⁸ (Figure 19b). Ces observations confirment également le caractère propice au captage des sites situés en milieu et bas d'estran. Le site de Chesnay est également situé en bas d'estran mais il n'a été suivi qu'au cours de la période 2021-2022 où l'ensemble des biomasses sont faibles. Il a été intégré au suivi 2021-2022 suite à des observations visuelles prometteuses en été 2021.

Tableau 5 : Photographie des poches au moment de la récolte au mois de juin sur le site du SMEL, avant relevage pour évaluation des biomasses.

		Mois de pose				
Suivi	Novembre	Décembre	Janvier	Février	Mars	
2020-2021						
2021-2022						

⁶ ANOVA à 3 facteurs suivie d'un test HSD de Tukey sur le facteur « année », p-value < 5%

⁷ ANOVA à 3 facteurs suivie d'un test HSD de Tukey sur le facteur « mois de pose », p-value < 5%

⁸ ANOVA à 3 facteurs suivie d'un test HSD de Tukey sur le facteur « site », p-value < 5%

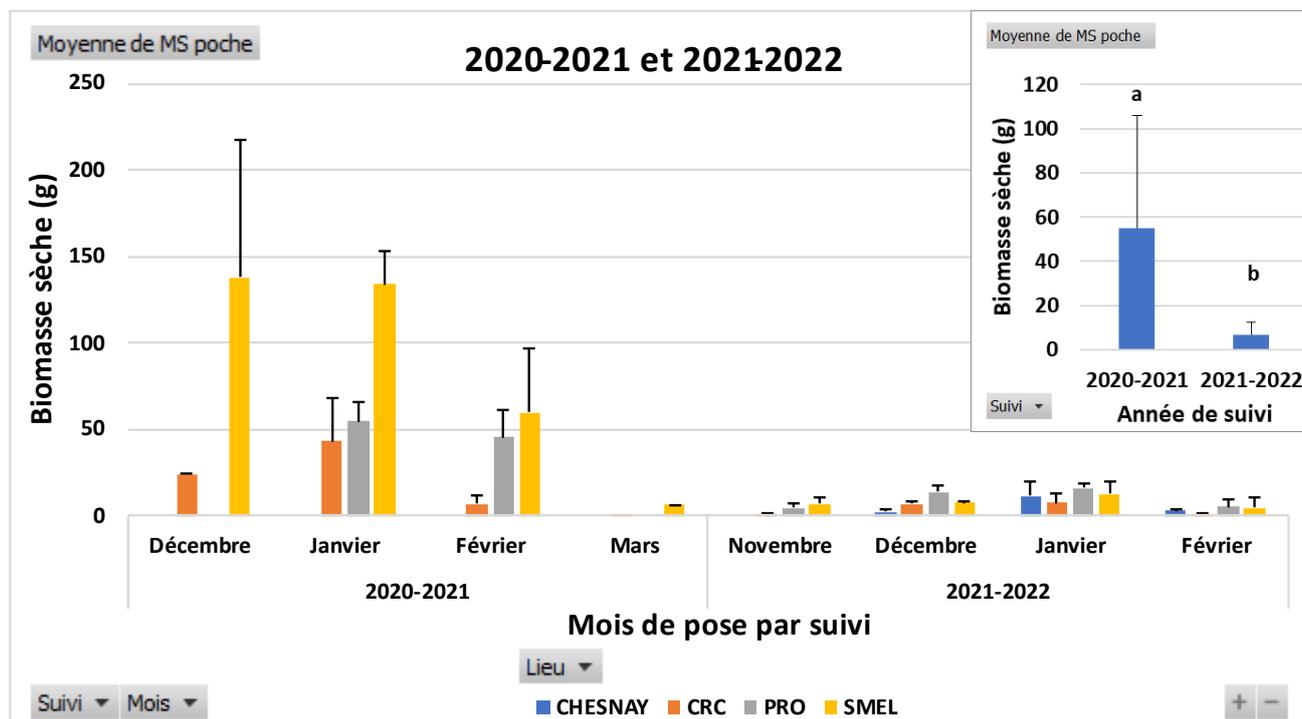


Figure 18 : Bilan des biomasses sèches moyennes (et écarts types) mesurées sur les deux années de captage sur les différences sites. Le graphique annexe en encart illustre la différence significative des biomasses moyennes entre les 2 années de suivi.

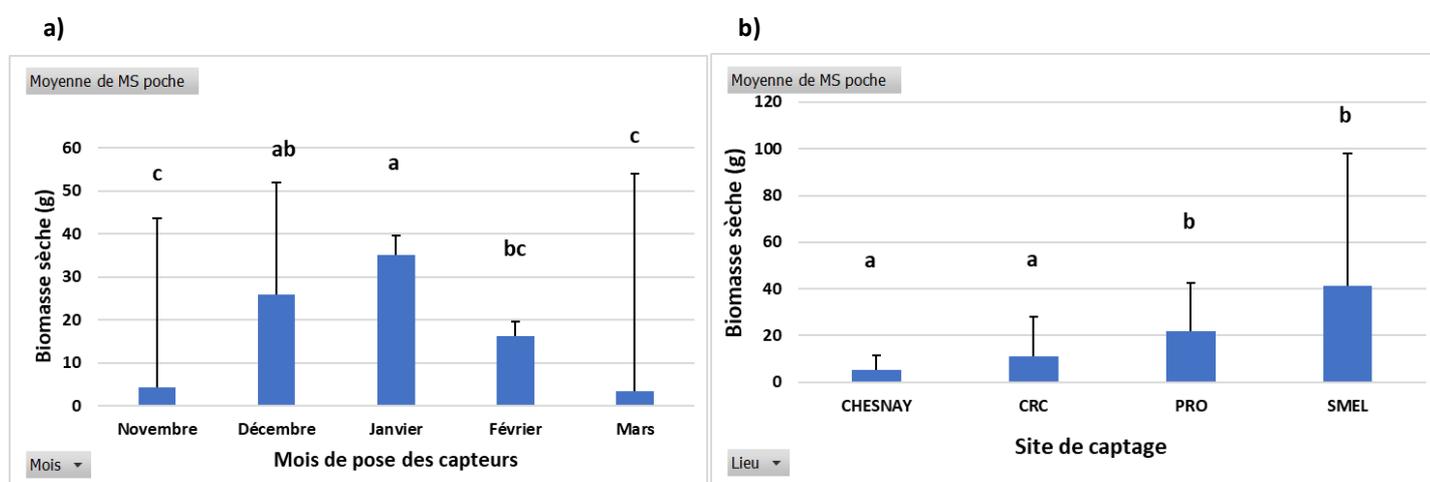


Figure 19 : Comparaison des biomasses moyennes des deux années de suivi confondues entre a) mois de pose des capteurs b) sites de captages. Les lettres correspondent aux différences significatives détectées par les tests *a posteriori* HSD de Tukey (les barres d'erreurs correspondent aux écarts-types).

3.2.1.4 Bilan des expérimentations de captage naturel

Les deux suivis du captage naturel de *Porphyra* sur les poches ostréicoles dans les concessions de la côte ouest du Cotentin ont permis d'identifier deux paramètres clés en vue du développement de cette pratique de culture :



Période idéale de pose des supports de captage :

La période propice de pose des capteurs est au mois de décembre et de janvier. Cela correspond à la période où les *Conchocelis* libèrent les conchospores qui se fixent alors sur le substrat. Durant cette période, la température de l'eau de mer est faible, inférieure ou égale à 10°C, favorable à l'émission de conchospores (Integrate 2020; Lu and Yarish 2011). Un captage accru sur poches posées en période hivernale avait déjà été observé en Bretagne (Luthringer 2021) ainsi que dans le bassin ostréicole de Marennes-Oléron, avec des biomasses pouvant atteindre entre 400g et 1,1kg de masse fraîche par poche (Grassien 2018; Hennache 2019). En Bretagne, la biomasse peut varier entre 250g et plus de 500g par poche (CEVA 2012; Integrate 2020). D'après les données de température de l'eau de mer collectées par le SMEL (Figure 20), la température monte progressivement jusqu'à 15°C jusqu'en mai (2021) ou juin (2022). Cela correspond à la période de croissance de *Porphyra*, dont la plage de température idéale se situe entre 10°C (stades précoces) et 15°C (Redmond *et al.* 2014).

Il est important de noter que des écarts de température non négligeables entre les deux années de suivi ont été observés. L'année 2022 a en effet été caractérisée par des vagues de chaleurs. On observe notamment un écart de 1°C à partir du mois de mars entre les deux années (8 à 10°C en 2021, et 9-11°C en 2022), qui dépasse ensuite les deux degrés au mois de mai (12 à 16°C en 2021 contre 13-16°C en 2022), période de prolifération des *Porphyra*. En 2022, la température a dépassé la température limite des 15°C à partir du mois de mai, soit un mois plus tôt qu'en 2021. Cette année 2022 plus chaude pourrait expliquer les plus faibles biomasses captées. En effet, beaucoup d'algues vertes (*Ulva* sp. entéromorphes) ont été récoltées sur les supports, favorisées par des températures d'eau plus élevées, au-dessus de 15°C (Fortes and Lüning 1980; Ruangchuay and Notoya 2003).

A l'inverse, lors des périodes de captages propices (décembre et janvier), la température était plus élevée en décembre 2020 (proche de 10°C) qu'en décembre 2021 (9°C à en dessous de 8°C). En janvier 2021, la température est descendue de 9°C à proche de 7°C, tandis que qu'en janvier 2020 elle est restée inférieure ou égale à 8°C. Pour rappel, les meilleurs captages ont eu lieu sur les poches posées en décembre 2020 et janvier 2021. Les périodes de captage semblent correspondre à des températures proches de 10°C, ce résultat est en adéquation avec certaines données de la littérature (Integrate 2020; Lu and Yarish 2011). Il est donc également possible que la différence de captage soit due au différentiel de températures observé entre les deux années durant les périodes de captage de décembre et janvier.

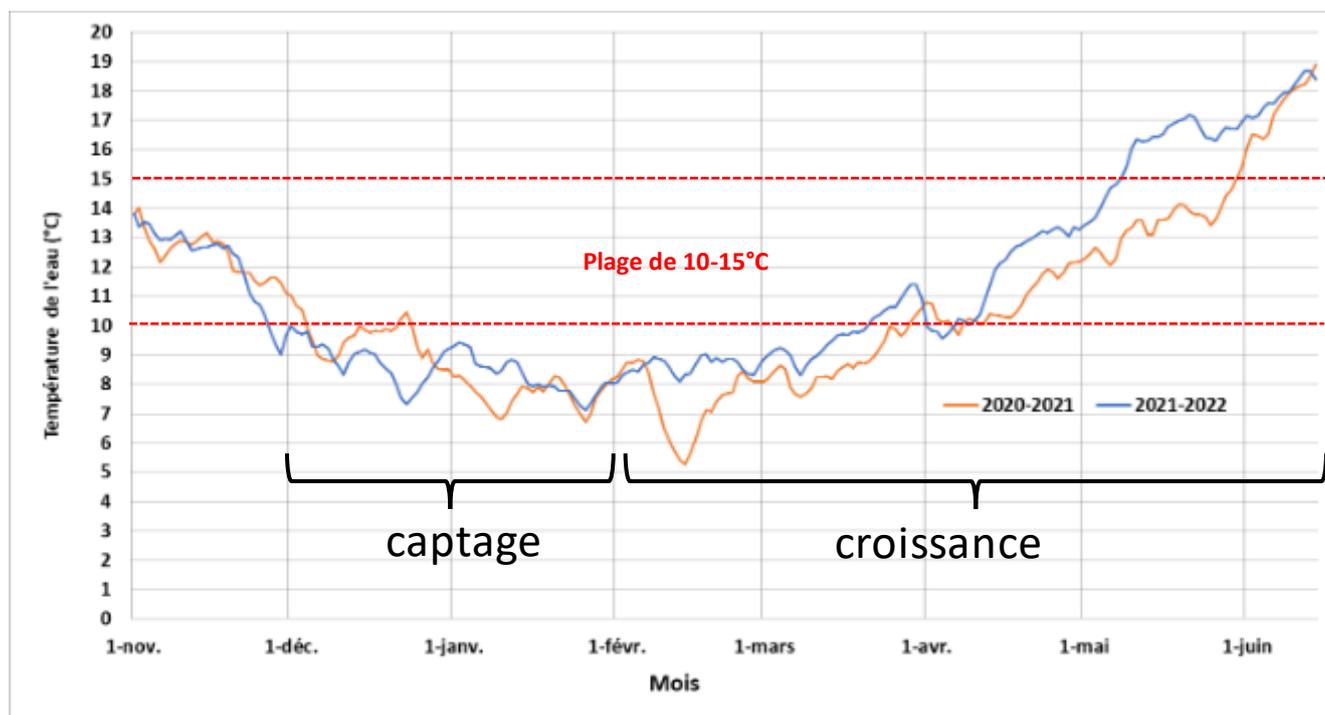


Figure 20 : Données de températures journalières de l'eau de mer relevées par le SMEL, sur une concession ostréicole à Blainville-sur-mer.

Sites à privilégier

Même si les quantités de biomasses obtenues par captage naturel ont été très différentes, la même tendance de répartition entre les sites est identique entre les deux années de suivi. En effet, les sites ayant totalisé une biomasse plus importante sont ceux plutôt localisés en milieu et bas d'estran (méditerranéen moyen et inférieur), notamment le site du SMEL et celui du professionnel (suivis les 2 années). Le site de Chesnay est situé en bas d'estran, et a montré des biomasses semblables à celles captées sur ces deux sites au cours de la 2^e année de suivi. Le site du CRC, situé en haut sur l'estran, a montré des biomasses moins importantes sur les deux années par rapport aux autres sites.

Ces résultats sont en accord avec la répartition de *Porphyra purpurea* sur l'estran en milieu naturel. Il est donc recommandé de respecter cet étagement dans le cadre d'une culture par captage naturel sur structures ostréicoles pour obtenir un maximum de biomasse algale, à savoir sur des concessions situées en milieu et bas d'estran.

3.3 Culture sur poches ostréicolesensemencées en éclosion avant grossissement sur estran

Comme détaillé dans les résultats présentés ci-dessus, la culture de l'algue *Porphyra* par captage est soumise à différents aléas induisant une variabilité interannuelle des biomasses produites très importante. Cette incertitude sur la quantité de biomasse de *P. purpurea* issue de captage naturel sur poches à huîtres, fait qu'il n'est pas possible de baser une activité sur le seul captage naturel. C'est pourquoi des travaux portant sur la culture de cette algue, par ensemencement supports (poches) en éclosion, a été réalisée. Les supportsensemencés ont subi une période de préculture en éclosion avant d'être transférés sur des sites ostréicoles où *P. purpurea* capte naturellement sur les poches, et où les conditions de croissance de cette algue sont donc favorables.

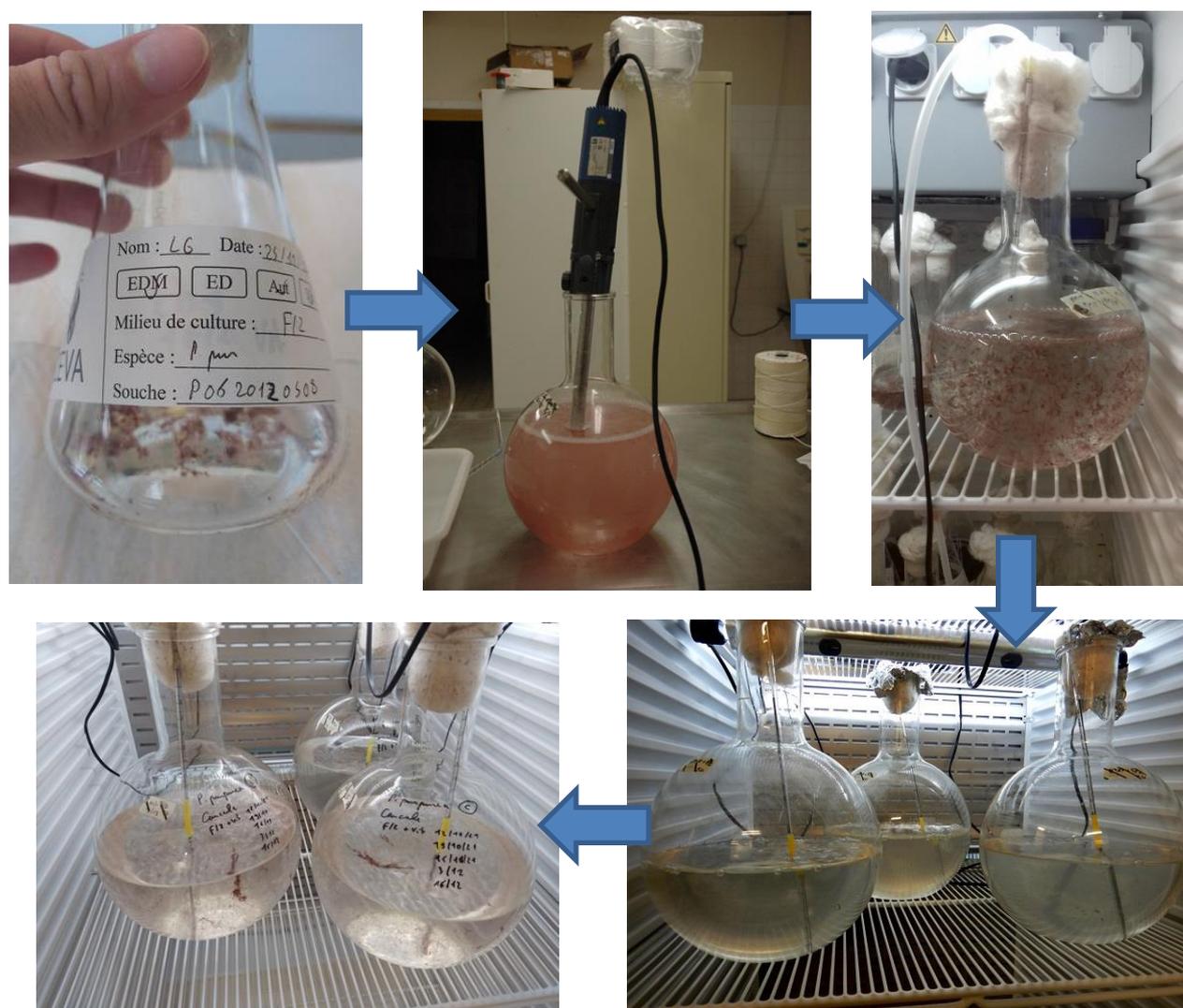
3.3.1 Matériel biologique

La souche de *P. purpurea* utilisée provient de la collection du CEVA. Cette souche a été récoltée sur une concession ostréicole en Baie de Cancale avant d'être isolée par le CEVA en 2012 (Le Goff 2017). Le stade de conservation dans la collection est la phase *Conchocelis* (sporophyte). Utilisée dans le cadre de précédents projets, ses traits biologiques (croissance, maturation, sporulation) sont connus du CEVA. Toute cette phase de culture du *Conchocelis* en laboratoire a été effectuée au sein du CEVA.

3.3.2 Culture du *Conchocelis*

La souche a été placée en culture à partir de juin 2021, dans un milieu eau de mer / Provasoli F/2 (Andersen 2005) stérile. La culture a été placée dans une armoire thermostatée à 16°C, sous faible lumière, pour favoriser la croissance (Figure 21). Le milieu de culture a été renouvelé toutes les 2 à 3 semaines. L'intégrité des filaments (Figure 22a) et l'apparition de structures reproductrices (conchosporanges) ont été contrôlées régulièrement par des observations au microscope.

Quatre mois plus tard, les filaments de *Conchocelis* ont été broyés et la solution a été distribuée équitablement dans trois ballons de 6L placés dans les mêmes conditions de culture.



© CEVA

Figure 21 : Mise en culture, montée en volume et maturation de la souche de *P. purpurea* (phase *Conchocelis*).



Quelques semaines plus tard, les conditions ont été changées pour induire la maturation des filaments, tout en maintenant leur croissance. La température a été descendue à 13°C et une photopériode en jours courts a été appliquée, de façon à simuler des conditions automnales. Au mois de décembre 2021, plusieurs conchosporanges étaient présents dans les trois ballons de culture (Figure 22b et 22c).

La température a ensuite été abaissée à 10°C et la photopériode réglée sur 12h/12h, en augmentant l'intensité lumineuse (conditions pré-printanières) de façon à davantage stimuler la maturation et la sporulation.

À partir de janvier 2022, beaucoup de conchosporanges matures étaient présents sur les filaments (Figure 22d), certains avaient même commencé à relarguer des conchospores (Figure 22e et 22f).

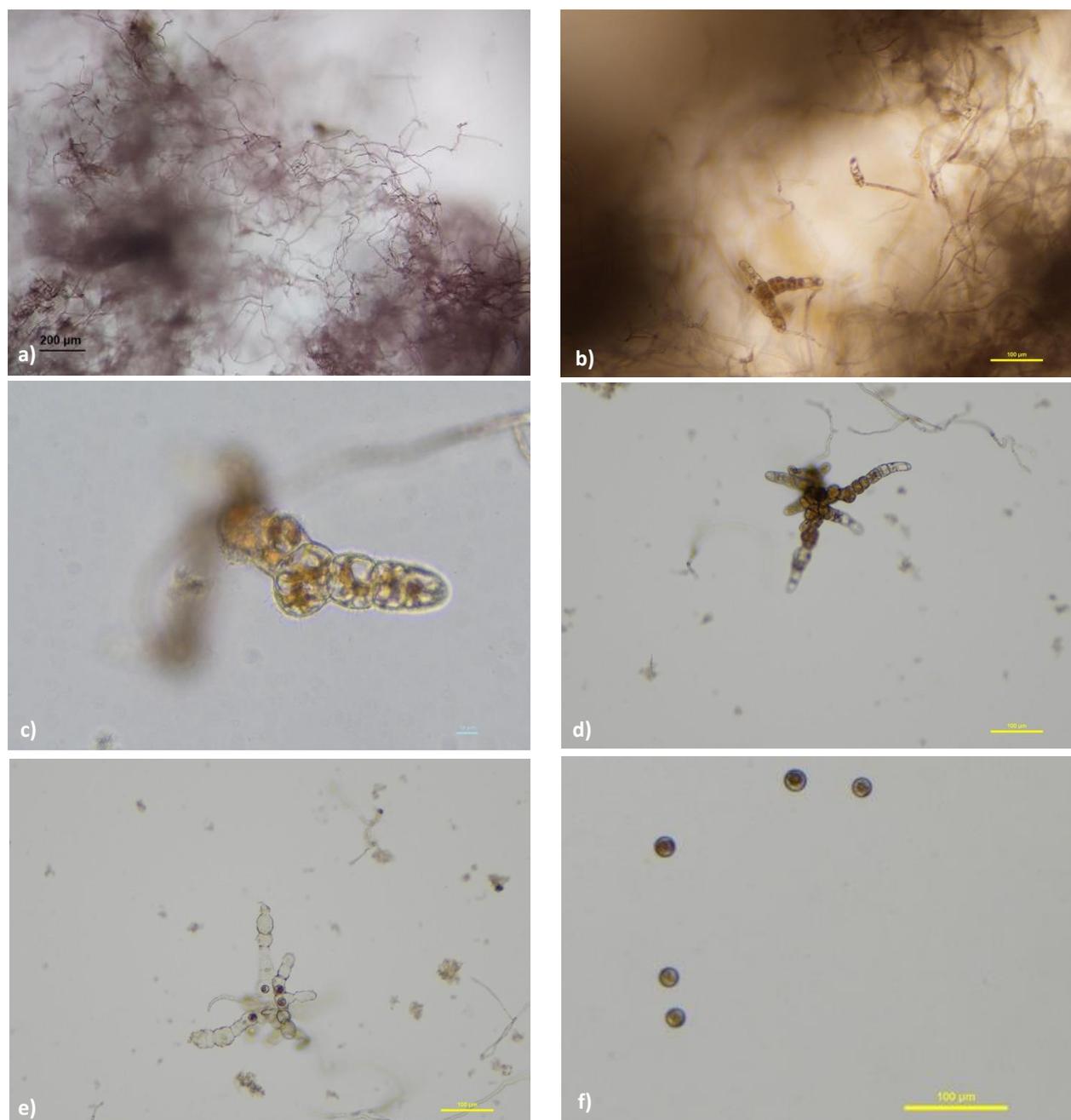


Figure 22 : a) *Conchoceleis* immatures ; b), c) Conchosporanges en maturation ; d) conchosporanges matures ; e) libération des conchospores ; f) conchospores ; Echelle : noire = 200µm ; jaune = 100µm ; bleu ciel = 10µm.



3.3.3 Ensemencements des supports

Les ensemencements des supports (poches à huîtres) ont été réalisés au SMEL et au CEVA. Comme pour l'expérience de captage naturel, les poches utilisées étaient usagées, avec une maille de 9mm (Figure 23).

Les cultures ont été filtrées à travers une maille filtrante de manière à collecter la solution de conchospores (Figure 24a). Les filaments de *Conchocelis* récoltés ont été brièvement séchés au papier adsorbant et pesés, avant d'être remis en culture dans du milieu frais.

La solution de conchospores est ensuite versée à la surface des poches à huîtres immergées dans un bassin d'eau de mer filtrée à 1 μ m enrichie en milieu F/2 (Figure 24b). La fixation des spores et le développement des plantules ont été contrôlés régulièrement par des observations au microscope et à la loupe binoculaire.

Ces opérations ont été répétées deux fois au SMEL et au CEVA. En effet, beaucoup de spores étaient déjà présentes dans les cultures de *Conchocelis* en janvier 2022. Un premier ensemencement a été effectué au SMEL et au CEVA. Les conchospores restant sur les filaments remis en culture ont poursuivi leur maturation et leur relargage de conchospores. Les supports ont ainsi pu être ensemencés deux fois supplémentaires.

Lors de chaque ensemencement, des lames de microscope ainsi que des fragments de poches à huîtres ont été disposés dans le bassin de manière à suivre la fixation des spores et le développement des plantules. Ce suivi a également pu être réalisé en prélevant directement des échantillons de mailles des poches ensemencées.

Les poches ensemencées ont ensuite été transférées sur la concession ostréicole du SMEL à Gouville (Figure 9) sur mer le 4 mars 2022, avec un coefficient de marée de 102. Un suivi photographique mensuel a été effectué jusqu'à la récolte au mois de juin.

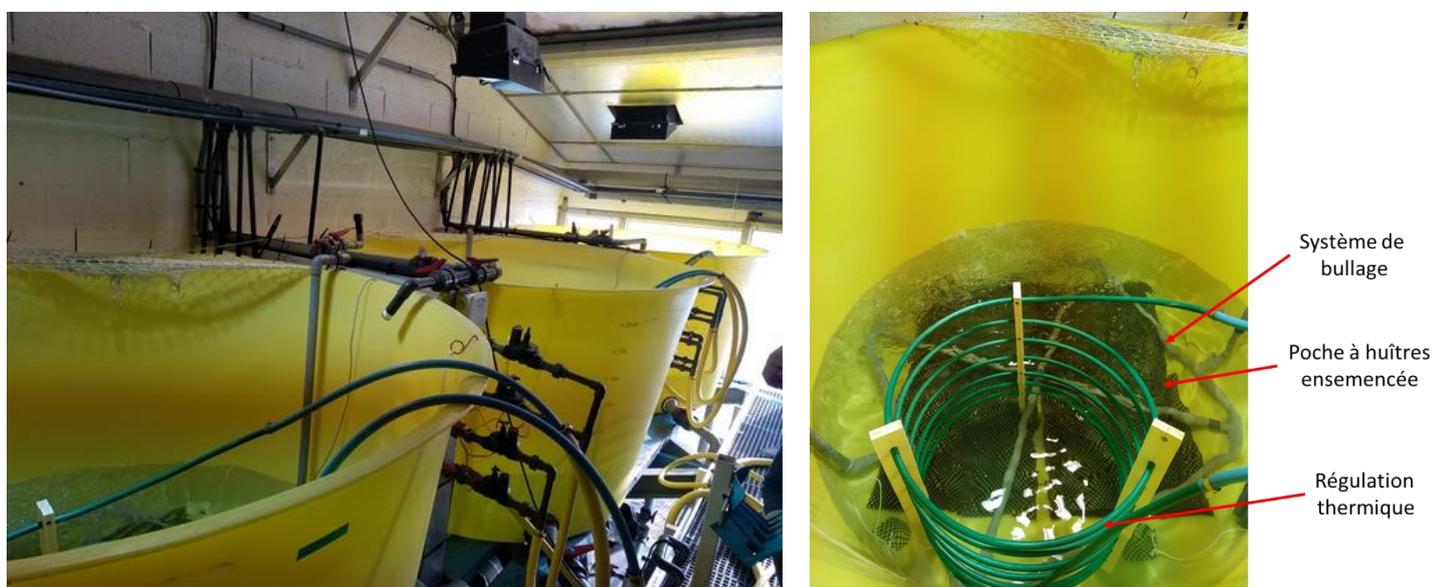


Figure 23 : Dispositif de culture en éclosier du SMEL.

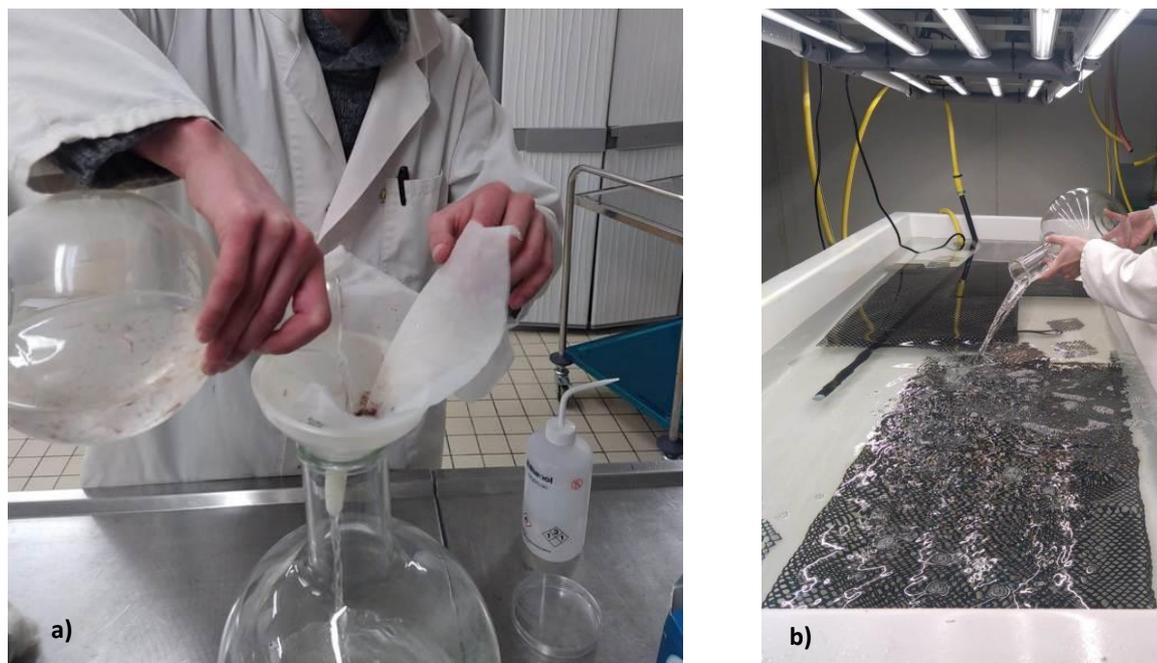


Figure 24 : a) Obtention de la solution de conchospores ; b) Ensemencement des poches à huîtres et dispositif de culture au CEVA.

Tableau 6 : Historique des conditions de culture de *Conchocelis* et des ensemencements

Date	Étape	Paramètres
21/06/2021	Mise en culture	16°C Lumière continue très faible
14/10/2021	Montée en volume - croissance	16°C Lumière continue très faible
5/11/2021	Croissance – maturation	13°C Très faible lumière, Photopériode courte
23/12/2021	Maturation - sporulation	10°C lumière standard Photopériode équilibrée
14/01/2022 (SMEL) 18/01/2022 (CEVA)	1 ^{er} ensemencement	10°C lumière standard (SMEL) lumière forte (CEVA) Photopériode équilibrée
28/01/2022 (SMEL et CEVA)	2 ^e ensemencement	10°C lumière standard (SMEL) lumière forte (CEVA) Photopériode équilibrée
04/02/2022 (SMEL et CEVA)	3 ^e ensemencement	10°C lumière standard (SMEL) lumière forte (CEVA) Photopériode équilibrée
04/03/2022 (SMEL et CEVA)	Mise en mer	Coefficient 102, basse mer à 15h45

3.3.4 Récolte et traitement

Les poches ensemencées ont été relevés le 16 juin 2022, soit 104 jours de culture en mer (3 mois et demi).



Pour chaque poche, le recouvrement a été estimé dans trois carrés de 15 x 15 cm et la biomasse y a été récoltée, séchée et pesée. L'ensemble de la biomasse fraîche en *Porphyra* de chaque poche ensemencée a également été récoltée et séchée avant pesée. La présence d'algues indésirables a également été relevée.

3.3.5 Résultats et discussion

3.3.5.1 Croissance des plantules en éclosérie

La croissance des plantules a été suivie par observations hebdomadaires au microscope. Au CEVA, après 41 jours de culture, les plantules mesuraient 0,5mm et étaient visibles à l'œil nu (Figure 25). Un important biofilm s'est néanmoins développé sur les supports et sur les parois des bacs de culture pendant toute la phase de préculture, notamment des diatomées. La fixation et la croissance des plantules n'ont cependant pas été altérées par ces contaminations. Des essais de rinçage avec un faible jet d'eau de mer se sont avérés efficaces pour nettoyer le biofilm, sans décrocher les plantules de *Porphyra*. Lors des dernières semaines de suivi, il apparaissait que la taille des plantules doublait chaque semaine.

Dans le dispositif d'éclosérie du SMEL, très peu de plantules ont été observées sur les poches ensemencées. En revanche, beaucoup de plantules de *Porphyra* se sont développées sur les dispositifs de bullage et sur les parois des bacs (Figure 26a et 26b). Ce phénomène a été moins marqué dans les bacs du CEVA.

Inversement, les plantules présentes sur les mailles des poches étaient très visibles sur les poches ensemencées au CEVA avant mise en mer, cela n'était pas le cas sur les poches ensemencées au SMEL (Figure 27).

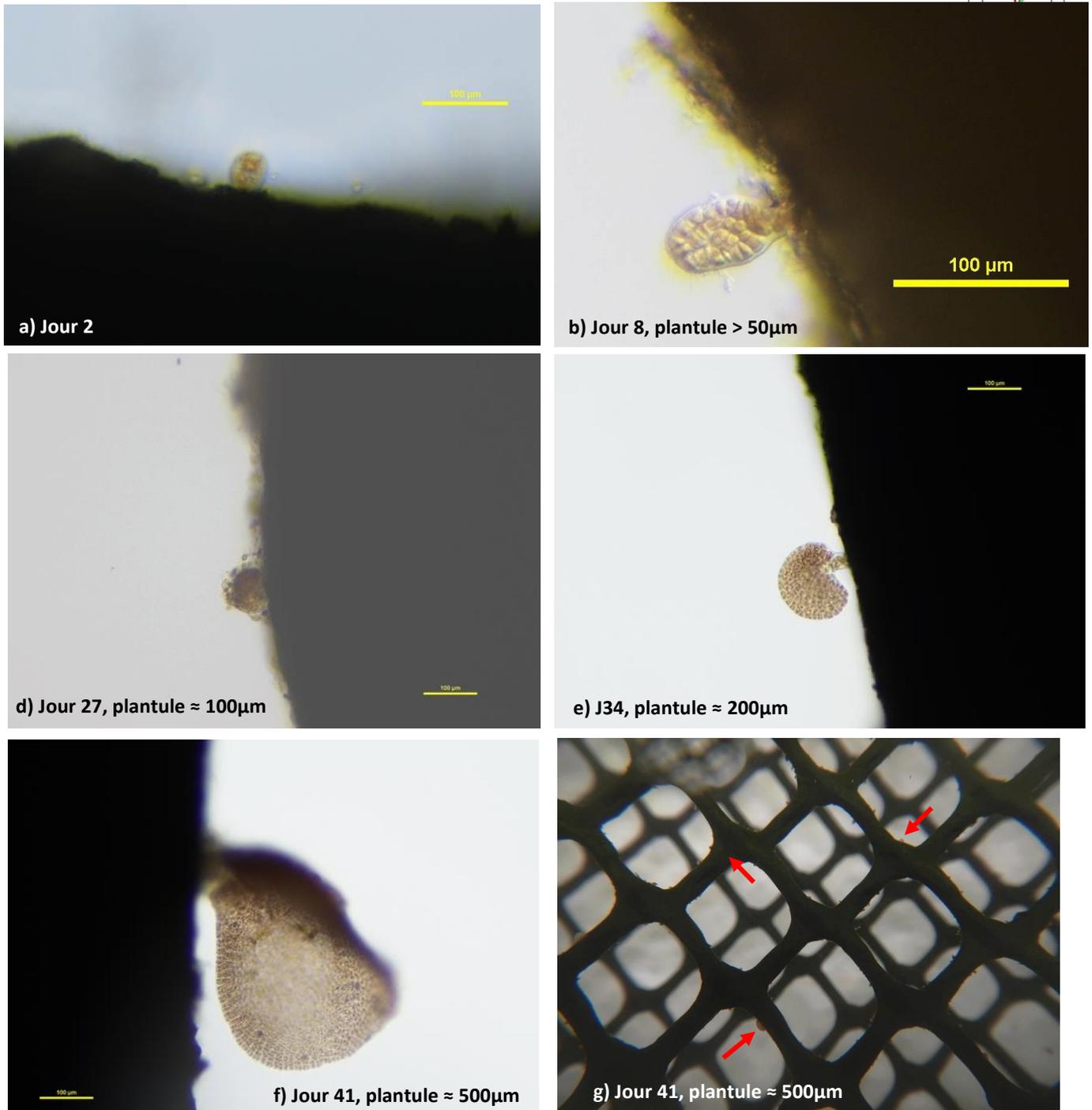


Figure 25 : développement des plantules (échelle jaune = 100µm), le jour n°1 correspond à la date du 1^{er} ensemencement.



Figure 26 : a) plantule et biofilm sur les conduites d'air b) plantule et biofilm sur les parois des bacs du SMEL c) Plantule dans le biofilm de diatomées sur poche (échelle rouge = 100 µm).

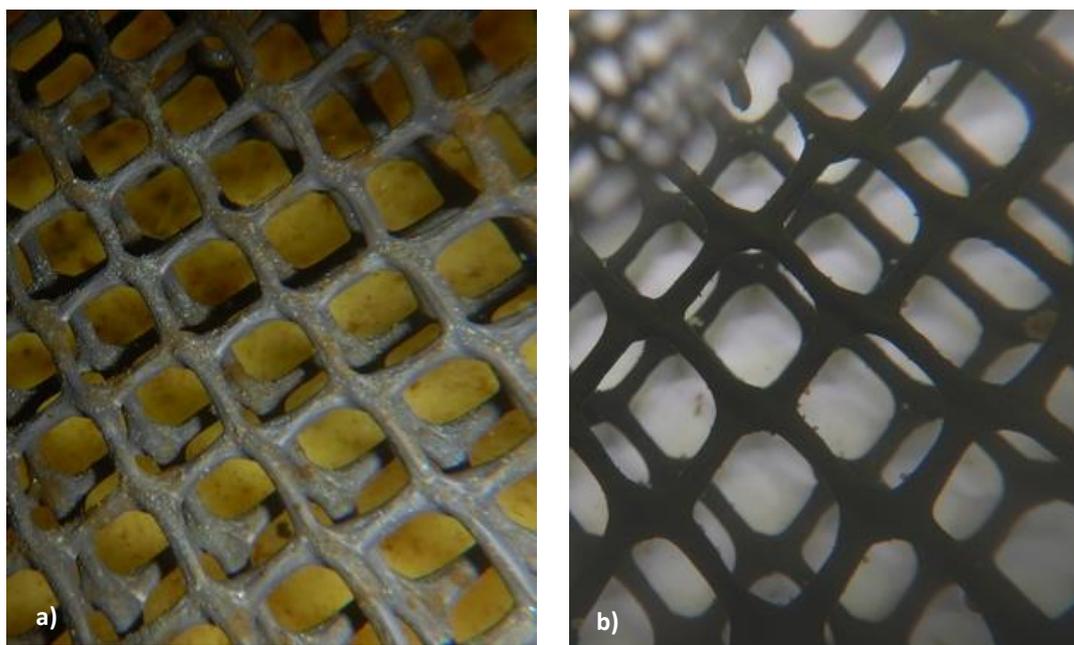


Figure 27 : Mailles des poches avant mise en mer du SMEL (a) et du CEVA (b).

3.3.5.2 Croissance des plantules en mer

Après 104 jours (3 mois et 12 jours) de culture en mer (estran), les résultats sont les suivants :

- Aucune trace de *Porphyra purpurea* visible sur les pochesensemencées au SMEL. Les poches sont vierges de toute algue, y compris les algues indésirables (entéromorphes *Ulva* sp.) qui auraient pu coloniser le support après sa mise à l'eau.
- Aucune trace de *Porphyra purpurea* sur les deux supports carrésensemencés au CEVA la veille de la mise en mer.
- Les 3 pochesensemencées au CEVA sont recouvertes quasiment à 100% par *Porphyra purpurea*, la biomasse fraîche moyenne récoltée est **401,87 ± 115,45g par poche** (Figure 28).



Figure 28 : Suivi de la croissance des plantules sur supports ensemencés jusqu'à récolte finale mi-juin : poches ensemencées au CEVA.

Plusieurs hypothèses sont envisagées pour expliquer l'absence de développement de plantules sur les poches ensemencées au SMEL. Les paramètres de culture en éclosérie étaient identiques au SMEL et au CEVA, à l'exception de l'intensité lumineuse : $30-40\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ au SMEL contre $100\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ au CEVA. Les dispositifs d'éclairage au SMEL étaient plus petits et plus éloignés des bacs. Cependant, l'hypothèse de la différence d'intensité lumineuse ne peut expliquer l'absence de plantules sur les poches, puisque des plantules étaient présents et se sont développés sur les parois des bacs et sur les tuyaux PVC du système de bullage. Les conditions étaient donc favorables pour la préculture, malgré une lumière plus faible.

Les deux hypothèses retenues pour expliquer l'absence de plantules sont les suivantes. La première concerne la forme des bacs, et notamment leur hauteur, qui a un impact sur la méthode de versement de la solution de conchospores sur les supports. En effet, les bacs de culture au SMEL sont bien plus hauts (1,15m) et moins accessibles (Figure 23a). Par conséquent, la solution de spores a été versée à bout de bras, réduisant la précision et la délicatesse de l'ensemencement. De plus, la solution



de conchospores a dû se heurter au fond du bac de manière plus brutale que dans les bacs du CEVA (Figure 24b), causant des turbulences repoussant les spores (non flagellés) vers les parois des bacs et les tuyaux PVC de bullage faisant obstacle. Les effets potentiels de cette hypothèse sont illustrés en Figure 29. Une solution envisagée pour contrecarrer ce problème, serait de réduire le débit de versement de la solution de spores, afin d'éviter de générer trop de turbulences. L'utilisation d'un arrosoir serait adaptée, cela améliorerait en plus la précision et la diffusion des spores au-dessus des supports car le versement serait sous forme de pluie. L'accès aux bacs doit également être suffisant pour le confort du manipulateur lors de l'ensemencement, comme être plus proche de la surface de l'eau et/ou pouvoir se pencher dans le bac pour verser délicatement la solution de spores et bien la répartir au-dessus de la surface des poches.

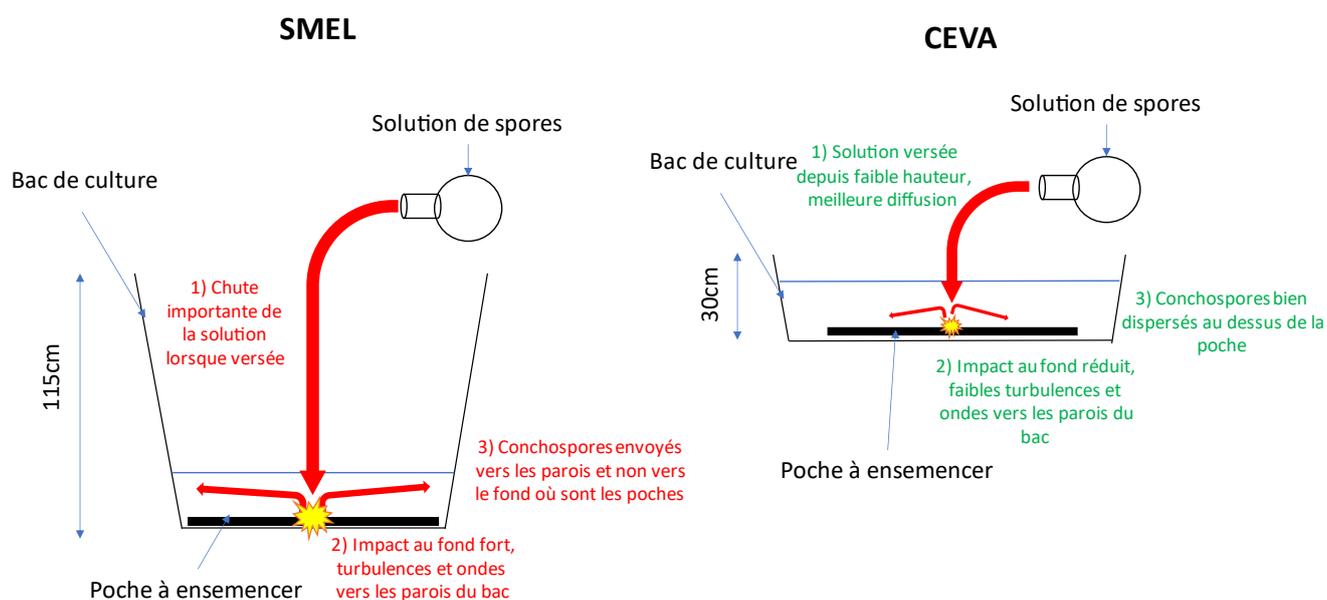


Figure 29 : Différence liées à la morphologie des bacs lors de l'ensemencement des bacs au SMEL et au CEVA

La deuxième hypothèse concerne les poches utilisées pour l'ensemencement. Les poches utilisées au CEVA semblaient beaucoup plus usagées que celles au SMEL. En effet, les poches du CEVA (après nettoyage à l'eau chlorée) étaient ternes, rugueuses et montraient des marques d'usures comme des mailles percées. Les poches du SMEL, bien que déjà utilisées, avaient un aspect plus lisse, et présentaient une faible usure. En algoculture, la qualité du support est cruciale. Les supports mis en contact prolongé avec de l'eau de mer avant ensemencement sont davantage aptes à recevoir des semences. Ce procédé est utilisé en algoculture sur filières : les cordages à ensemer sont préalablement trempés plusieurs jours dans l'eau de mer pour éliminer d'éventuelles substances toxiques présentes dans le matériau (principalement issus d'hydrocarbures). Ce procédé est appelé « marinsation ». Ce processus est à étudier pour les poches à huîtres afin d'estimer un temps de marinsation nécessaire pour favoriser la bonne fixation des conchospores. De plus, à l'issue de la période de grossissement en mer, aucune autre algue (entéromorphe) n'avait capté sur les poches ensemenées au SMEL, confortant cette hypothèse.



Enfin, l'absence de plantule de *Porphyra purpurea* sur les deux petits supports ensemencés la veille de la mise en mer peut être expliquée par deux hypothèses :

- la nécessité de la phase de préculture en éclosérie pour obtenir des plantules viables lors du passage en mer

- la période de mise en mer : cet ensemencement serait en effet analogue à un captage au mois de mars. Or, le suivi de la biomasse issu du captage naturel a montré que le mois de mars n'était pas le plus propice pour obtenir des biomasses en quantité. Cette expérience montre que les conditions de croissance en mars 2022 n'étaient pas favorables à la germination des conchospores. D'après la Figure 20, les températures avoisinaient encore 10°C en mars 2022, mais ont ensuite rapidement augmentées à partir du mois d'avril. Cette période à faible température, indispensable pour les stades précoces, aurait donc été trop courte comparée à celle réalisée en éclosérie suite aux ensemencements, et en mer, pour l'expérimentation de captage naturel réalisée en décembre-janvier. Il serait néanmoins intéressant de tester une mise en mer immédiatement après ensemencement en décembre-janvier, période qui a permis d'obtenir les meilleurs résultats de captage naturel. Cela laisserait ensuite une durée de 3 à 4 mois pendant laquelle les températures sont suffisamment basses pour permettre le développement des stades précoces de *Porphyra purpurea*. Cette expérience permettrait de vérifier si la préculture des supports ensemencés en éclosérie est strictement nécessaire avant le grossissement en mer.



4 Phase 3 : Développement de la culture du *Conchocelis* de *Porphyra umbilicalis*

Cette phase du projet a fait l'objet de l'accueil d'un stagiaire de Master 2 pendant 6 mois au sein du CEVA. Les résultats, conclusions et perspectives sont consultable dans le rapport du stage.



5 Phase 4 : Étude socio-économique et réglementaire

5.1 Réglementations actuelles sur la récolte et culture des algues en Normandie

Pour la production de *Porphyra*, les expérimentations laissent entrevoir plusieurs possibilités, de la récolte simple à la culture en passant par le captage sur poches, ainsi que sur la culture en écloserie. Si, à l'heure actuelle, la production de *Porphyra* n'est pas possible du fait de verrous techniques, toutes ces voies différentes doivent répondre à l'avenir à des règles différentes.

5.1.1 La récolte en milieu naturel

La récolte des algues est règlementée au niveau national dans le code rural de la pêche maritime qui est ensuite complétée par des décrets au niveau national et des arrêtés et au niveau régional, comme c'est le cas en Bretagne. Or, dans le cas de la Normandie, le cadre national s'applique mais il n'y a pas d'arrêté au niveau régional pour encadrer la récolte des algues en Normandie.

La réglementation nationale, en particulier l'article D922-30, définit les types de récoltes pour les différentes classes d'algues que sont les algues de rive, poussant en mer et échouées. Dans le cas particulier de *Porphyra*, seule la réglementation autour des algues de rive est concernée. Dans ce cas, la récolte des algues est soumise à l'article R922-32 du code rural et de la pêche maritime avec une interdiction d'arracher les algues et l'obligation d'adapter des outils de coupe, hauteur de coupe qui doit être définie (obligation par l'article R922-33). Par contre, la récolte est autorisée toute l'année (article R922-36) avec la réserve que l'autorité administrative, en l'occurrence le Préfet de Région, ne limite pas l'accès à la ressource de manière temporaire ou permanente sur certaines zones du territoire (article R922-37) (Légifrance 2023).

Par conséquent, la récolte en milieu naturel selon certains critères qui restent à définir (zones géographiques, période, hauteur de coupe...) reste possible mais doit faire l'objet d'un arrêté préfectoral. Cette démarche avait déjà été initiée à la fin de années 2000 mais n'avait pas abouti pour des raisons de complexité administrative importante pour une seule récoltante. Depuis, outre l'association Algues&Cie qui œuvre surtout sur la côte Ouest du Cotentin, une seconde entité de taille similaire cherche à exploiter cette ressource en Seine-Maritime.

5.1.2 La récolte dans les concessions conchylicoles

Dans ces zones particulières, *Porphyra* est essentiellement présent sur les structures conchylicoles, que ce soient sur les tables et les poches ostréicoles comme sur les pieux à moules. De ce fait, les aspects administratifs sont rigoureusement similaires à l'exploitation des ulves filamenteuses (entéromorphes) présentes sur les poches à huîtres dont l'exploitation est étudiée dans les projets ENTEROMORPHES (Eustache and Pien 2018) et SNOTRA 2 (document en cours d'écriture).

L'exploitation des algues présentes sur les structures conchylicoles fait l'objet actuellement d'une discussion entre la profession représentée par le Comité Régional de la Conchyliculture Normandie Mer du Nord et les services de l'Etat que sont les Directions départementales des Territoires et de la Mer (DDTM) des 3 départements littoraux de la Normandie et la Direction Régionale de l'Environnement, de l'Aménagement et du Logement (DREAL) de Normandie. Le cadre de discussion s'inscrit dans les réflexions d'évolution d'arrêtés préfectoraux départementaux appelés schémas des structures qui définissent notamment les modes et les pratiques de cultures marines autorisées dans le département. En l'état des discussions entre les trois parties, les algues présentes sur les supports d'élevage seraient considérées comme des espèces annexes qui pourraient être exploitées par le



concessionnaire après modification de l'acte de concession permettant l'exploitation de l'espèce annexe considérée. Une espèce annexe est une espèce présente sur et dans les supports dans le cas où la technique d'élevage de l'espèce principale induit la présence de tables, filières, cadre, contenant... Cependant, tous les enjeux et notamment les questions environnementales doivent être examinées dans le cadre d'une évolution du schéma des structures.

5.1.3 La pose de poches de captage sur les concessions ostréicoles

Dans le cadre de cette expérimentation, des poches vides destinées à capter le *Porphyra* naturel ont été implantées dans certains secteurs de la zone conchylicole de Blainville-sur-Mer et Gouville-sur-Mer. Cette expérimentation, destinée à étudier la faisabilité de cette pratique et définir la période de pose des poches a permis de voir que cette voie était envisageable pour une petite production, même si une nouvelle période d'expérimentations doit en définir la rentabilité économique.

Toutefois, cette possibilité de « captage dirigé » est une notion nouvelle apportée par ce projet et n'a pas encore fait l'objet de discussions entre les différentes parties. On peut supposer que l'algue récoltée dans ce cadre précis reste une espèce annexe avec la réglementation toujours en cours de discussion (cf. chapitre précédent). Une suite autour de l'exploitation de cette espèce devra approfondir ce point précis si toutefois un ou plusieurs exploitant(s) souhaiteraient développer cette voie de production.

5.1.4 La culture de *Porphyra*

Pour une production par culture, le producteur doit s'assurer de deux points :

- ✓ S'assurer son approvisionnement en plantules
- ✓ Avoir un accès au domaine public maritime pour installer les structures permettant la culture de *Porphyra*.

Pour la partie éclosion, soit le producteur achète des plantules prêtes à être installées en mer. Ces plantules seraient produites par une entreprise tierce avec certaines garanties à apporter, comme de s'assurer que les géniteurs sont bien issus du milieu naturel dans lequel les plantules seront installés. Une traçabilité de l'origine des géniteurs jusqu'à la pose de plantules est nécessaire. L'autre cas est que l'algoculteur possède sa propre éclosion mais les aspects traçabilité des produits devraient rester les mêmes.

Ensuite, les plantules, après deux mois de pré-grossissement, doivent être transférées en mer. Mais, pour cela, l'algoculteur doit être concessionnaire d'une parcelle soit sur estran, soit en pleine mer.

Dans les deux cas, le futur concessionnaire doit démontrer, par le biais d'une expérimentation, correctement calibrée, qu'il est en capacité de produire de l'algue en quantité et en densité minimales et que le modèle économique lui permettra d'assurer la pérennité de l'entreprise. Pour une concession sur estran, les expérimentations menées dans le cadre de ce projet sont un début de réponses mais qui devra être complétée par des expérimentations spécifiques dont le but sera de calibrer la faisabilité économique. Par contre, dans le cas d'une concession en pleine eau, aucune donnée n'a pu être produite au cours de ce projet. Même si c'est le modèle utilisé en Asie, rien ne permet d'affirmer que ce modèle est transposable en Europe et plus particulièrement en Normandie.

Après cette phase expérimentale, l'ouverture d'une nouvelle concession que ce soit sur estran ou en pleine eau devra nécessiter une modification du schéma des structures afin que l'espèce



considérée soit autorisée à l'exploitation dans le bassin de production concerné puis faire l'objet d'une demande auprès des autorités compétentes, soit le préfet selon les modalités décrites dans l'articles R923-23 du code rural et de la pêche maritime. Celui-ci indique que toute demande doit faire l'objet d'une enquête administrative et de l'enquête publique réalisé au titre de l'article L.123-1 du code l'environnement. Les articles R923-24 et R923-25 décrivent le déroulement de deux enquêtes et la décision d'octroi ou non est prise par le préfet (article R923-26).

L'obtention d'une nouvelle concession, dans le cas où elle serait attribuée est donc un processus assez long (entre 3 et 5 ans minimum entre le début de l'expérimentation et la signature du préfet) et potentiellement difficile à envisager pour une entreprise nouvellement créée spécialement pour cette activité.

5.2 Coûts matériel

La culture de *Porphyra* sur support ensemencés possède l'avantage d'assurer des cultures homogènes et pures après passage des supports en mer, contrairement au captage naturel, plus incertain.

Cependant, la mise en place d'une éclosérie pour isoler, amplifier et faire maturer les souches de *Conchocelis* nécessite des équipements de laboratoire pouvant s'avérer coûteux. À cela s'ajoute les équipements pour l'étape de préculture en bassins avant la mise en mer afin de contrôler et optimiser les stades précoces de la croissance des plantules. Un listing (non exhaustif) des principaux équipements nécessaires au montage d'une éclosérie en algoculture est présenté dans le Tableau 7.

Tableau 7 : Listing d'équipements de base pour une éclosérie en algoculture, avec certaines gammes de prix par matériel

Dénomination	Prix (€)	Remarques
Gros matériel		
Fourniture d'eau de mer filtrée 1µm	Implique des locaux proche des côtes	
Fourniture d'eau distillée	Facultatif	
Autoclave	2000€ (modèle 22L)	
Microscope / loupe binoculaire		Microscope inversé facultatif mais plus adapté
Stockage à 4°C/ réfrigérateur	1000€,	
Bacs de culture	Prévoir 1000€ par bac, 15 000€ pour une quinzaine de bacs	Forme selon les locaux de l'éclosérie
Système de soufflante pour agiter l'eau des bacs		
Armoire thermostatée	2500-3000€ l'unité	
Refroidisseur d'eau	1500€ l'unité	
<i>Total</i>	> 22500€	Hors bâtiments et installations aquacoles
Petit matériel		
Verrerie de laboratoire	Prévoir 2000€	



Chronorupteurs	15€ unité	
Rampes d'éclairage et néons LED	80€ pour une rampe pour équiper une armoire thermostatée.	
Pompe à air de bullage en armoire thermostatée	160€ l'unité	
Kit pipettes réglable avec pointes	1000€	
Bec benzene/camping-gaz	30€	
Pinces brucelle	20€ pour un jeu de pinces	
Tuyaux et accessoires PVC		
Consommables divers	2000€	Pour disposer d'une base solide pour toutes les étapes
<i>Total</i>	<i>> 5300€</i>	
Total général	> 27 800€	Hors bâtiments, installations aquacole, systèmes de pompage d'eau de mer

Comme décrit dans le Tableau 7, les coûts liés aux équipements de base pour le montage d'une éclosérie en algoculture peuvent rapidement devenir très élevés. Le scénario d'une éclosérie par producteur peut alors sembler irréaliste. Une mutualisation des locaux, outils et équipements semble plus judicieuse, à la fois au niveau financier mais aussi foncier, puisque ces installations sont dépendantes d'un accès à l'eau de mer.

Le Tableau 7 ne comprend pas le bâtiment qui peut faire l'objet de plusieurs options. Comme inscrit dans le tableau, l'accès à l'eau de mer est primordial et demande une installation proche du littoral avec un système de pompage d'eau de mer en individuel ou en collectif. Si le pompage en individuel est extrêmement rare sur le littoral normand (exception faite de centre de recherches ou d'entreprises telle qu'une éclosérie d'huîtres), une nouvelle installation serait coûteuse et implique une demande d'autorisation d'installation de structures en mer auprès des services de l'Etat. Pour un accès à un pompage en collectif, il faut pouvoir s'installer sur l'une des bases conchylicoles de la Manche et pouvoir investir dans un bâtiment en vente. Mais, la vente de ce type de bâtiment n'est pas courante et ils sont souvent très prisés par d'autres acteurs de la profession conchylicole.

Une autre solution serait de sous-louer une partie d'un bâtiment conchylicole et d'aménager cette partie en éclosérie. Moins onéreuse que l'achat d'un bâtiment, l'aspect financier reste compliqué à estimer car il ajouterait aux matériels nécessaires, l'installation de séparations étanches type chambre froide et l'aspect location auprès du propriétaire du bâtiment.

Dans tous ces cas de figures, une superficie minimale doit permettre de produire une certaine quantité de *Porphyra*. Dans le cas étudié, l'unité de production est la poche ostréicole (aux dimensions de 1m par 0.6m) qui semble être la plus simple à mettre en œuvre. Pour ensemer une centaine de poches, il semblerait qu'une surface d'environ 50m² soit requis pour l'ensemble du matériel comprenant l'ensemble du matériel permettant la sporulation, la conservation des souches et les bacs de pré-grossissement schématisé en Figure 30.



Figure 30 : Schéma d'une installation minimale pour une éclosérie.

Dans ce local purement théorique de 10m par 5m, les bacs mesurent 6m par 0.8m (6 poches par bac) et sont installés sur 4 niveaux soient 16 bacs dans ce cas précis. On voit rapidement que cette partie « pré-grossissement » est la partie qui demande la plus grande superficie pour une activité de deux mois par an.

Enfin, on peut également imaginer à moyen ou long terme la nécessité d'une éclosérie d'algues pour plusieurs porteurs de projets et ainsi pouvoir mutualiser l'éclosérie. Mais le chiffrage est impossible en l'état des connaissances vu qu'il dépend de la volonté commune de plusieurs porteurs de projets et du statut d'un tel établissement.

Par contre, toute installation peut faire l'objet d'aides européennes ou régionales qui permettent une aide à l'installation dès lors que l'entreprise remplisse les objectifs demandés par le dispositif financier comme des productions respectueuses de l'environnement, une valorisation des déchets ou une adhésion à une démarche collective par exemple. La région Normandie présente sur son site internet une grande partie des dispositifs en cours par ses propres aides ou par l'intermédiaire des fonds européens FEAMPA (Fonds Européens pour les Affaires Maritimes, la Pêche et l'Aquaculture).

5.3 La vente

Les poches ou autre structuresensemencées seront installées en mer pour le grossissement des plantules de Février / Mars à une période allant de Juin à Septembre pour une récolte du *Porphyra* puis une vente du produit.

Porphyra sp ou Nori est le plus souvent vendu soit en frais salé, ce qui impose d'avoir des clients qui achètent la marchandise dans les heures qui suivent la récolte, soit sur un marché probablement très localisé. On les trouve également sous forme séchées, ce qui imposent d'avoir accès à un séchoir mais qui permet d'étaler la vente sur plusieurs mois. Il est aujourd'hui plus simple de trouver *Porphyra sp* sous cette forme pour un marché par correspondance.

Le Tableau 8 donne un aperçu des prix de vente retrouvés sur internet.



Tableau 8 : Différents prix retrouvés sur internet pour le Nori

Conditionnement	Fournisseur	Origine	prix	Qté (en kg)	Prix / kg
Frais salé	Scarlett Le Corre	Bretagne	35,00 €	1,00	35,00 €
	Bretalg	Bretagne	15,95 €	1,00	15,95 €
Séché	Scarlett Le Corre	Bretagne	6,50 €	0,04	162,50 €
	Natura Bio	Bretagne	22,00 €	0,15	146,67 €
	AlgoMarine	Bretagne	6,00 €	0,05	120,00 €
	begoud alg	Bretagne	35,00 €	0,25	140,00 €
	Algamar	Espagne	13,90 €	0,10	139,00 €
	Amazon	Import	20,00 €	0,08	250,00 €
	ALGA+	Portugal	6,60 €	0,03	220,00 €

Actuellement, sachant qu'il faut 10kgs de *Porphyra sp* frais pour 1 kg de *Porphyra sp* séché environ, on se retrouve avec un coût moyen de *Porphyra sp* frais entre 15 et 30€ / kg pour des algues locales.

Les prix pratiqués permettent d'envisager qu'une production de *Porphyra sp* puisse être rentable. Cependant, dans le cas où cette étude serait poursuivie sous une forme ou une autre, une étude technico-économique serait indispensable pour permettre de calibrer la taille minimale requise selon le mode de production (captage, éclosion...) pour qu'une entreprise, soit en production principale, soit en activité de diversification, puisse envisager se lancer dans une telle production.

Une enquête auprès de commerces de la Manche a été réalisée par Algues & Cie. Un aperçu des types de produits proposés à base de Nori sont visibles en Figure 31.



Figure 31 : Produits alimentaires à base de Nori recensés en épicerie fines et magasins de type "Biocoop".

Les fournisseurs d'algues (légumes/sans produit animal) des magasins bio et épicerie fines proposent des gammes sous deux formes :

- ✓ En conserves : deux marques proposent 31 produits au total.
- ✓ Algues séchées en paillettes ou entières : 4 marques proposent 14 produits au total.



Ces produits correspondent aux algues-légumes et brutes sans autres ingrédients que des conservateurs naturels (sel et citron). Les algues sont souvent d'origine Bretonne.

En magasin bio les client(e)s sont fourni(e)s en plaques de nori séchés, thalles entiers de nori, paillettes, algues en saumure. Il n'y a pas de produits en vrac d'un magasin bio à Granville (qui a les meilleures ventes du département en général) montre :

- ✓ Une vente moyenne de Nori conditionné en frais salé de 6 boîtes par mois avec une meilleure vente en été pouvant grimper à 12 boîtes
- ✓ Les feuilles de Nori sont très peu vendues, leur vente a notamment lieu plutôt lors de promotions.
- ✓ Les prix au kilo sont de 27,50€ pour le frais salé, 131€ en sec et 180€ en feuilles. Ces valeurs sont similaires à celles listée dans le Tableau 8.



6 Conclusion et perspectives

L'étude des données de la littérature a permis de recenser les espèces présentes sur les côtes métropolitaines. Cela a aussi permis d'établir un état de l'art sur les connaissances liées à leur phénologie, écologie et essais de culture. En Europe et sur les côtes américaines, la culture de *Porphyra* (et *Pyropia*), notamment la phase *Conchocelis*, était limitée à des expérimentations en laboratoire, à petite échelle pour de la recherche fondamentale. Ce n'est que récemment que des travaux sur le captage naturel ou l'ensemencement de supports ont été entrepris en France (CEVA 2012; Hennache 2019; Integrate 2020; Le Goff 2017; Luthringer 2021), dans l'optique de développer la culture de ces espèces très demandées, et dont la ressource française provient exclusivement de la récolte à pieds des populations naturelles, sur les estrans bretons. En parallèle de ce travail bibliographique, des prospections ont été réalisées dans les zones ostréicoles du Cotentin. Ces prospections ont permis de recenser les espèces *Porphyra purpurea* et *Porphyra umbilicalis* dans les zones ostréicoles. Ces deux espèces prolifèrent naturellement sur les structures ostréicoles (poches, tables) au cours du printemps. L'espèce *Porphyra linearis* a également été identifiées sur d'autres substrats, plus hauts sur l'estran et uniquement lors de la saison hivernale. Des souches de ces 3 espèces ont été isolées et sont conservées au CEVA.

La partie technique du projet était composée d'expérimentations de culture de l'algue *Porphyra* basées sur de 2 méthodes complètement différentes : la culture par captage naturel, et la culture par ensemencement de supports en éclosérie.

L'objectif de l'expérience de captage est de reproduire le phénomène qui se déroule naturellement sur les poches ostréicoles disposées sur les tables des concessions, observé annuellement dans les parcs ostréicoles, et de vérifier si cette méthode permet de disposer de suffisamment de biomasse récoltable. Les expérimentations ont été menées de façon à identifier la/les périodes et niveaux bathymétriques propices à ce captage. Ainsi, des poches ostréicoles ont été posées sur l'estran sur 4 sites, à différentes périodes. Cette expérience s'est déroulée sur 2 années consécutives de suivi. Il en ressort que la période propice de pose des supports de captage se situe aux mois de décembre et janvier. C'est en effet à cette période que les *Conchocelis* matures relarguent leurs conchospores qui peuvent alors venir se fixer sur les structures. Ces résultats sont similaires à ceux d'expérimentations menées en Charente-Maritime (Grassien 2018; Hennache 2019). Les plantules atteignent alors une taille récoltable au mois de juin. Concernant la bathymétrie, il a également été mis en évidence que la biomasse issue de ce captage était plus importante dans les sites ostréicoles situées en milieu ou en bas d'estran, en adéquation avec la distribution de l'espèce en milieu naturel. En revanche, le suivi interannuel a permis de souligner les incertitudes et risques de cette méthode de culture. En effet, les biomasses récoltées peuvent être fluctuantes entre les années, notamment en raison des évènements climatiques. Les biomasses captées en 2022 étaient en effet bien moins importantes qu'en 2021. La principale hypothèse serait climatique, avec un hiver doux et des vagues de chaleurs survenues au printemps 2022 qui auraient pu impacter la croissance des plantules. Il est également possible que le captage ait été réduit du fait d'une libération moins importante de conchospores en décembre-janvier 2021-22 par rapport à 2020-21. À cela s'ajoute le captage d'algues indésirables, notamment les algues vertes (entéromorphes du genre *Ulva* sp.) qui peuvent rapidement supplanter la colonisation en *Porphyra* sp, créant ainsi des mélanges sur les capteurs. Cette colonisation par des algues indésirables peut être problématique si l'on cherche à obtenir un produit pur en *Porphyra*, l'effort de récolte s'en retrouve augmenté (tri des algues nécessaire pendant ou après récolte). Les meilleurs résultats de l'année 2021, pour des capteurs posés durant la période propice de décembre-janvier en milieu ou bas d'estran (en absence d'évènement



climatique pouvant altérer le captage ou la croissance des plantules), peuvent mener au scénario suivant : plus de 100g de masse sèche récoltable de *Porphyra* par support de captage de 50cm x 100 cm, soient 200g par mètre carré de capteur.

Les travaux portant sur le développement de la culture par ensemencement de supports ont été concentrés sur deux espèces : *Porphyra purpurea* et *Porphyra umbilicalis*.

Un travail prospectif a notamment été mené sur l'espèce *P. umbilicalis*, dont les phases d'écloserie ne sont pas maîtrisées, un travail est donc à réaliser afin d'optimiser la méthodologie mise en place dans des travaux précédents (Le Goff 2017). Les expérimentations sur *P. umbilicalis* ont été menées exclusivement en laboratoire et sont présentées dans le rapport de stage de M. Fromont, qui accompagne le présent rapport.

Les travaux portant sur le développement de la culture de *P. purpurea* ont quant à eux été menés par ensemencement de supports par des conchospores produits en écloserie depuis le stade *Conchocelis* de l'algue, avant une phase de grossissement en mer sur concession. Les conchospores sont obtenues après croissance et maturation du *Conchocelis*, puis les plantules ont été cultivées en écloserie avant d'être transférées en mer sur concession ostréicole. L'utilisation de cette technique de culture permet de contrôler la fixation des conchospores sur les supports, et de protéger les stades précoces de la croissance des algues, pour s'affranchir du caractère plus aléatoire du captage naturel. Cette expérience a permis de mettre en évidence plusieurs points : en termes de pureté des algues sur les supports, les poches ensemencées avec succès ont toutes été monospécifiques en *Porphyra*, sans algues indésirables. Les poches ensemencées où les *Porphyra* se sont développées ont donné chacune en moyenne 400g de biomasse fraîche soit 40g sec. De plus, cette expérience de culture a été menée au cours de l'année 2022, avec ses épisodes de vagues de chaleur. Il est possible que la croissance des algues aient été influencées par les conditions climatiques, comme supposé pour les résultats obtenus pour le captage naturel cette même année.

Les valeurs de biomasse obtenues par ensemencement en écloserie (40g) ont été supérieures à celle du captage naturel en 2021-22 (15-20g). Cela indique que l'ensemencement et la préculture en écloserie peuvent optimiser et sécuriser la fourniture de biomasse.

Les travaux d'ensemencement des supports ont été réalisés à la fois au SMEL et au CEVA, et avec la même solution de conchospores. Les résultats obtenus sont drastiquement différents, puisque qu'aucune algue ne s'est développée sur les poches ensemencées au SMEL, alors que sur les poches ensemencées au CEVA, nous avons obtenus 100% de recouvrement et de la biomasse (400g frais par poche). De plus, aucune algue indésirable ne s'est développée sur les poches ensemencées au SMEL après plus de 3 mois passées en mer. Ce résultat semble indiquer un problème d'ensemencement des supports. Cependant, des plantules avaient été observées en abondance sur les parois des bacs de culture du SMEL et les tuyaux du système de bullage, à la fin de phase d'écloserie, attestant que les conditions de culture étaient favorables pour la croissance des plantules. Cela semble indiquer que la méthode d'ensemencement des supports est perfectible et à optimiser, au vu des différences constatées entre les ensemencements réalisés au SMEL et au CEVA. Les installations aquacoles doivent être pensées pour que l'ensemencement puisse être effectué avec précision. Les supports doivent être facilement accessibles au manipulateur de manière à pouvoir bien répartir la solution de conchospores à la surface des supports et éviter leur perte ou leur fixation sur un autre substrat que les supports de culture. Les outils pour réaliser l'ensemencement peuvent aussi être perfectionnés pour que les solutions de conchospores soient versées plus délicatement sur les supports. Des arrosoirs analogues à ceux utilisés en Asie pourraient apporter une solution à moindre coût sur cet aspect. Enfin, les supports de culture doivent être prompts à recevoir les conchospores. Pour *Porphyra*, l'utilisation de



poches à huîtres a démontré son efficacité. Cependant, ces dernières doivent avoir subi au préalable une exposition prolongées à l'eau de mer pour afin de faciliter la fixation des conchospores. Une piste de travail s'ouvre sur l'étude de la durée nécessaire d'exposition à l'eau en mer à partir de laquelle une poche à huître est suffisamment « marinisée » pour servir de support de culture de *Porphyra*. L'utilisation de poches à huîtres usagées pour la culture de *Porphyra* ouvre également une voie sur le recyclage de matériel ostréicole hors d'usage (poches ostréicoles trouées) pour l'algoculture de *Porphyra*. Les poches usagées inutilisables (perçées notamment) des ostréiculteurs ont en effet passé plusieurs saisons en mer, et sont ainsi « marinisées ».

Le captage naturel sur des supports disposés sur l'estran permet d'envisager des récoltes substantielles capables d'alimenter une filière de transformation. Mais si on se réfère au modèle de production développé en Asie, une culture à plus grande échelle et plus régulière nécessitera certainement dans le futur l'implication d'une éclosion dans la production de semences des espèces et souches locales, à une échelle adaptée au caractère local de la filière.

La technique de culture par ensemencements de supports et culture des plantules en éclosion est une méthode plus sûre et plus efficace que le simple captage naturel pour obtenir de la biomasse algale. Néanmoins, cette méthode peut s'avérer rapidement coûteuses en infrastructures et matériel si on souhaite boucler un cycle allant de l'isolement de la souche jusqu'à la production de conchospores et culture des plantules en éclosion. Une mutualisation du matériel pour les producteurs est une solution à privilégier, en adéquation avec la volonté de développer une production locale et collaborative dans l'Ouest Cotentin.

Le contexte réglementaire de l'algoculture est également amené à évoluer, avec la mise en place d'une filière algues en Normandie. L'algoculture est déjà évoquée dans le schéma des structures des cultures marines du département de la Manche, mais les concessions doivent être exclusivement destinées à la production d'algues. Or, il apparaît qu'une cohabitation entre l'activité ostréicole et une activité de récolte de *Porphyra* dans les concessions ostréicoles est possible, voire plus judicieuse. La récolte pourrait être opérée par les ostréiculteurs eux-mêmes souhaitant se diversifier, ou bien par un tiers muni d'une autorisation (entreprise, récoltant, association). Les concessions inutilisées peuvent également servir de lieu de pose de supports de captage naturel ou ensemencés. Cette cohabitation des activités limiteraient la demande de nouveaux espaces sur le domaine public maritime, déjà convoité. Une réflexion est également à mener sur l'affranchissement de la culture de *Porphyra* vis-à-vis de l'ostréiculture. En effet, l'espèce *Porphyra linearis* n'a pas été recensée dans les zones ostréicoles contrairement à *P. purpurea* et *P. umbilicalis*, étant donné son occurrence plus haute sur l'estran et son caractère d'espèce hivernale. Actuellement récoltée en milieu naturel par Algues&Cie, cette espèce présente un intérêt culinaire, mais demeure en faibles quantités et se retrouve souvent en mélange avec des algues vertes en haut d'estran. Des expériences de captage naturel seraient à envisager, afin d'accroître la ressource disponible. Des travaux sur la culture du *Conchocelis* afin de réaliser des ensemencements sont aussi à prévoir.

Une synthèse du paysage aquacole sur l'estran regroupant tous ces différents scénarios de culture de *Porphyra* est schématisée en Figure 32.

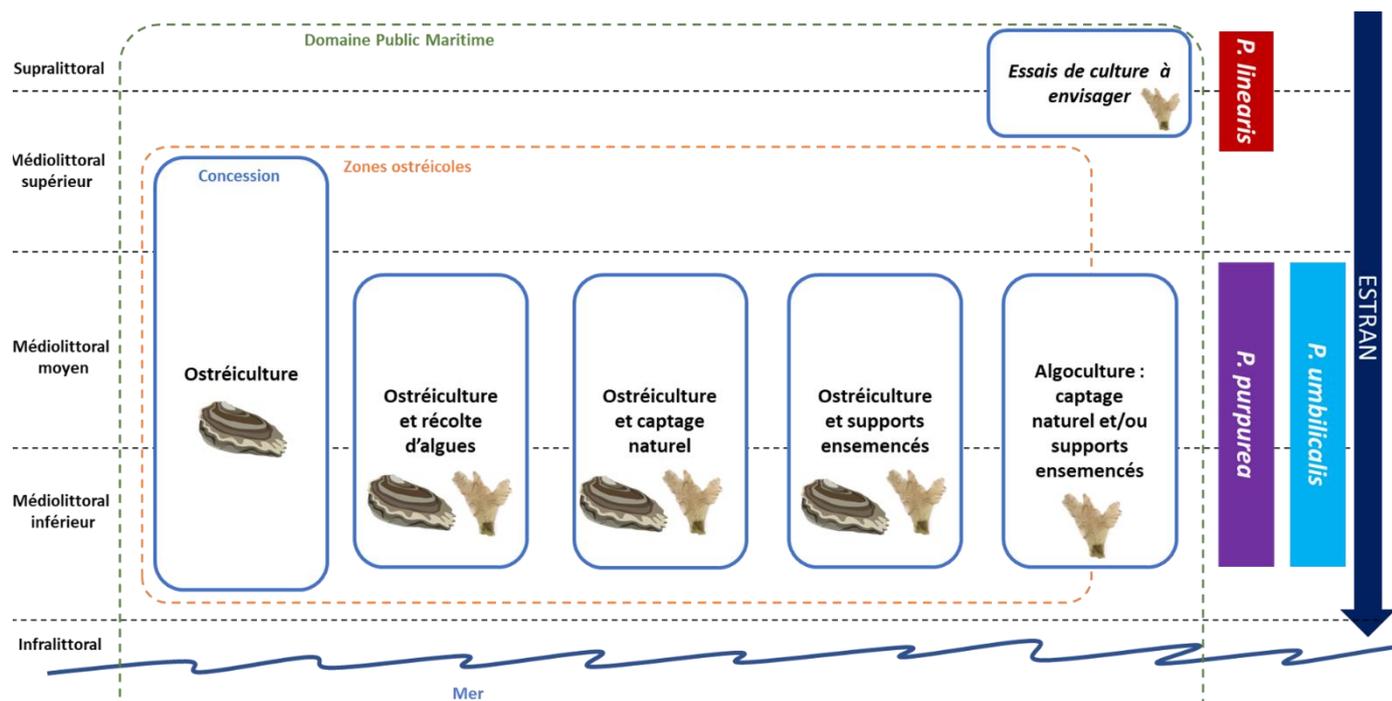


Figure 32 : Schéma bilan du paysage aquacole sur estran avec intégration de l'algoculture de *Porphyra* (*P. purpurea*, *P. umbilicatis* et *P. linearis*)

Le contexte économique d'une telle production est totalement dépendant du mode de fonctionnement choisi. Pour une entreprise de type TPE, surtout dans le cas d'une diversification d'activités, envisager la culture en contrôlant l'ensemble du cycle semble peu réalisable économiquement. Si l'aspect « grossissement » en mer semble encore dans le domaine du possible, l'aspect « éclosion et pré-grossissement », qui doit se dérouler à terre sur une surface minimale et du matériel onéreux, semble excessivement onéreux pour une entreprise de cette taille. La culture ne semble envisageable, sous couvert d'une véritable étude économique, que si l'entreprise puisse se fournir en plantules de *Porphyra* sp en quantités pour de la production. L'autre point étudié consiste capter l'algue au sein des concessions ostréicoles. Si l'apport en algues est plus aléatoire, cette méthode a l'avantage de réduire drastiquement les coûts de production. Deux voies sont possibles dans ce cas :

- ✓ Soit le producteur fait une demande de concessions auprès des services de l'Etat, ce qui risque de prendre du temps avant de voir une production possible.
- ✓ Soit le producteur se rapproche d'un exploitant ostréicole pour permettre de récolter les algues sur les poches à huîtres voire de poser des poches vides sur les poches à huîtres du conchyliculteur à une certaine période de l'année (décembre – janvier) pour s'assurer *a minima* une production au début de l'été. Les conditions entre le producteur et l'ostréiculteur sont à déterminer et la réglementation, bien qu'avancée, n'est pas encore complètement aboutie pour exploiter les algues sur les concessions conchyliques.

Par ailleurs, le paysage normand évolue autour de la production de l'algue en général. S'il n'existe aujourd'hui aucune production de macro-algues que ce soit par la récolte ou la culture, des projets autour des plusieurs algues ont pu être menés lors de la dernière décennie sur leurs



exploitations (sargasses, entéromorphes, échouages, laminaires), certaines entreprises valorisent les algues sur le territoire normand et d'autres s'intéressent de très près à cette ressource. De ce constat, une majorité de ces entreprises et des institutions publiques impliquées ont émises le souhait de structurer une filière Algues en Normandie avec l'objectif de partager ensemble les savoirs et les techniques, de parler d'une seule voix aux différentes instances de l'Etat, de l'Europe ou aux collectivités territoriales et de partager une identité commune autour de l'algue en Normandie pour gagner en visibilité. Si cette structuration en est à ses débuts, elle a pour but également de permettre à toute entreprise qui s'installe en Normandie ou qui souhaite se développer d'apporter un soutien économique, technique, scientifique, institutionnel ou autre qui puisse l'aider dans son projet de développement, quel que soit sa taille. Dans ce contexte, une production de *Porphyra sp.* même en petites quantités pourra bénéficier de l'apport de ce collectif.



7 References

- Abdel-Rahman MH (2005) Control of conchospores formation in *Porphyra leucosticta*, a genuine short-day response. *International Journal of Agriculture and Biology* 7
- Andersen RA (2005) *Algal culturing techniques*. Elsevier Academic Press, Burlington, MA
- Araújo R, Vázquez Calderón F, Sánchez López J, Azevedo IC, Bruhn A, Fluch S, García Tasende M, Ghaderiardakani F, Ilmjärv T, Laurans M, Mac Monagail M, Mangini S, Peteiro C, Rebours C, Stefansson T, Ullmann J (2021) Current Status of the Algae Production Industry in Europe: An Emerging Sector of the Blue Bioeconomy. *Front. Mar. Sci.* 7. <https://doi.org/10.3389/fmars.2020.626389>
- Bird CJ, Chen LC-M, McLachlan J (1972) The culture of *Porphyra linearis* (Bangiales, Rhodophyceae). *Canadian Journal of Botany* 50:1859–1863. <https://doi.org/10.1139/b72-234>
- Blouin N, Xiugeng F, Peng J, Yarish C, Brawley SH (2007) Seeding nets with neutral spores of the red alga *Porphyra umbilicalis* (L.) Kutzing for use in integrated multi-trophic aquaculture (IMTA). *Aquaculture* 270:77–91. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.03.002>
- Brodie J, Irvine LM (1997) A comparison of *Porphyra dioica* sp. nov. and *P. purpurea* (Roth) C. Ag (Rhodophyta: Bangiophycidae) in Europe. *Cryptogamie. Algologie* 18:283–296
- Brodie J, Bartsch I, Neefus C, Orfanidis S, Bray T, Mathieson AC (2007) New insights into the cryptic diversity of the North Atlantic Mediterranean *Porphyra leucosticta* complex: *P. olivii* sp. nov. and *P. rosengurttii* (Bangiales, Rhodophyta). *European Journal of Phycology* 42:3–28. <https://doi.org/10.1080/09670260601043946>
- Burel T, Le Duff M, Ar Gall E (2019) Updated check-list of the seaweeds of the French coasts, Channel and Atlantic Ocean. *An Aod - Les cahiers naturalistes de l'Observatoire marin, Vincent Le Garrec, Jacques Grall VII*
- Carmona R, Kraemer GP, Yarish C (2006) Exploring Northeast American and Asian species of *Porphyra* for use in an integrated finfish–algal aquaculture system. *Aquaculture* 252:54–65. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2005.11.049>
- DDTM 50 (2018) Schéma des structures des exploitations de cultures marines du répartition de la Manche. Direction Départementale des Territoires et de la Mer de la Manche
- Direction de l'information légale et administrative (2018) Arrêté du 15 novembre 2018 relatif à la liste des titres de formation professionnelle dont la détention est requise pour l'appréciation de la capacité professionnelle en cultures marines *Journal officiel de la République française - N° 274 du 27 novembre 2018. Journal Officiel de la République Française 0274*
- Drew KM (1949) Conchocelis-Phase in the Life-History of *Porphyra umbilicalis* (L.) Kütz. *Nature* 164:748–749. <https://doi.org/10.1038/164748a0>
- Fao (2019) *FAO Fisheries & Aquaculture - Global aquaculture production Value (1984 - 2019)*. https://www.fao.org/fishery/statistics-query/en/aquaculture/aquaculture_value. Accessed 20 December 2021
- Fao (2020) *The State of World Fisheries and Aquaculture 2020*. FAO
- Fao (2021) *Global seaweeds and microalgae production, 1950-2019: World Aquaculture Performance Indicators. based policy making and sector management in aquaculture*
- Fortes MD, Lüning K (1980) Growth rates of North Sea macroalgae in relation to temperature, irradiance and photoperiod. *Helgolander Meeresunters* 34:15–29. <https://doi.org/10.1007/BF01983538>
- Gantt E, Berg GM, Bhattacharya D, Blouin NA, Brodie JA, Chan CX, Collén J, Cunningham FX, Gross J, Grossman AR, Karpowicz S, Kitade Y, Klein AS, Levine IA, Lin S, Lu S, Lynch M, Minocha SC, Müller K, Neefus CD, Oliveira MC de, Rymarquis L, Smith A, Stiller JW, Wu W-K, Yarish C, Zhuang Y, Brawley SH (2010) *Porphyra* : Complex life histories in a harsh Environment : *P. umbilicalis*, an intertidal red alga for genomic analysis. In: *Red Algae in the Genomic Age*. Springer, Dordrecht, pp 129–148
- Guiry MD, Guiry GM (2017) *AlgaeBase: Porphyra* C.Agardh, 1824, nom. cons. : *AlgaeBase*. https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=84. Accessed 9 November 2022
- Guiry MD, Guiry GM (2021) *Algaebase. World-wide electronic publication*. <https://www.algaebase.org/>. Accessed 22 December 2021



- He P, Yarish C (2006) The developmental regulation of mass cultures of free-living conchocelis for commercial net seeding of *Porphyra leucosticta* from Northeast America. *Aquaculture* 257:373–381. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.03.017>
- Holmes MJ, Brodie J (2004) Morphology, seasonal phenology and observations on some aspects of the life history in culture of *Porphyra dioica* (Bangiales, Rhodophyta) from Devon, UK. *Phycologia* 43:176–188. <https://doi.org/10.2216/i0031-8884-43-2-176.1>
- Holmes MJ, Brodie J (2005) Phenology and the life history in culture of *Porphyra leucosticta* (Bangiales, Rhodophyta) from Britain. *Botanica marina* 4:218–230
- IDEALG (2021) Les chiffres clés | Idealg. <https://www.idealg.org/fr/les-chiffres-cles>. Accessed 20 December 2021
- Integrate (2020) Integrate Work Package 4 – Understanding IMTA Best Practices in the Atlantic Area. <http://integrate-imta.eu/>. Accessed 22 December 2021
- Israel A, Katz S, Dubinsky Z, Merrill J, Friedlander M (1999) Photosynthetic inorganic carbon utilization and growth of *Porphyra linearis* (Rhodophyta). *Journal of Applied Phycology* 11:447–453. <https://doi.org/10.1023/A:1008122306268>
- Iwasaki H (1961) The life-cycle of *Porphyra tenera* in vitro. *Biological Bulletin* 121:p 173-187
- Katz S, Kizner Z, Dubinsky Z, Friedlander M (2000) Responses of *Porphyra linearis* (Rhodophyta) to environmental factors under controlled culture conditions. *Journal of Applied Phycology* 12:535–542. <https://doi.org/10.1023/A:1008138227520>
- Kim J, Kraemer G, Neefus C, Chung I, Yarish C (2007) Effects of temperature and ammonium on growth, pigment production and nitrogen uptake by four species of *Porphyra* (Bangiales, Rhodophyta) native to the New England coast. *Journal of Applied Phycology* 19:431–440. <https://doi.org/10.1007/s10811-006-9150-7>
- Knoop J, Griffin JN, Barrento S (2020) Cultivation of early life history stages of *Porphyra dioica* from the British Isles. *Journal of applied phycology* (Dordrecht. Online) 32:459–471
- Kraemer GP, Yarish C (1999) A preliminary comparison of the mariculture potential of *Porphyra purpurea* and *Porphyra umbilicalis*. *Journal of applied phycology* (Dordrecht. Online) 11:473–477
- Le Bras Q, Lesueur M, Lucas S, Gouin S (2015) Etude du marché français de l'algue alimentaire. *Panorama de la distribution. Les publications du Pôle halieuthique AGROCAMPUS OUEST* 36
- Le Goff T (2017) IDEALG Deliverable 6.4 - CEVA - Mise au point et amélioration des techniques de culture d'algues sur les côtes françaises. IDEALG
- Légifrance (2023) Code rural et de la pêche maritime - Livre IX Pêche Aquaculture Marines. Accessed 13 March 2023
- Levine IA, Sahoo D (2010) *Porphyra* : harvesting gold from the sea. IK International Pvt Ltd
- Lipkin Y, Beer S, Eshel A (2009) The ability of *Porphyra linearis* (Rhodophyta) to tolerate prolonged periods of desiccation. *Botanica marina* 36:517–524
- Lu S, Yarish C (2011) Interaction of photoperiod and temperature in the development of conchocelis of *Porphyra purpurea* (Rhodophyta: Bangiales). *Journal of Applied Phycology* 23:89–96. <https://doi.org/10.1007/s10811-010-9541-7>
- Luthringer R (2020) POLISTR Rapport Technique Lot 3 : Elaboration des techniques de production et récolte en bassins, sur estran et sur filières. Projet POLISTR
- Luthringer R (2021) POLISTR Rapport Technique Lot 2 : étude du captage naturel. Projet POLISTR
- Mitman GG, van der Meer, John P. (1994) Meiosis, blade development, and sex determination in *Porphyra purpurea* (Rhodophyta). *Journal of Phycology* 30:147–159. <https://doi.org/10.1111/j.0022-3646.1994.00147.x>
- Neefus CD, Brodie J (2009) Lectotypification of *Porphyra elongata* Kylin (Bangiales, Rhodophyta) and proposed synonymy of *Porphyra rosengurttii* Coll et Cox. *Cryptogamie. Algologie* 30:187–192
- Neefus CD, Mathieson AC, Klein AS, Teasdale B, Bray T, Yarish C (2002) *Porphyra birdiae* sp. nov. (Bangiales, Rhodophyta) : a new species from the Northwest Atlantic. *ALGAE-INCHON-* 17:203–216
- Nelson WA, Brodie J, Guiry MD (1999) Terminology used to describe reproduction and life history stages in the genus *Porphyra* (Bangiales, Rhodophyta). *Journal of Applied Phycology* 11:407–410. <https://doi.org/10.1023/A:1008174307352>



- Park CS, Hwang EK, Sohn CH (2003) A stable seeding method for *Porphyra pseudolinearis* Ueda (Rhodophyta) developing a new species for cultivation of *Porphyra* in Korea. *Aquaculture Research* 34:895–898. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2109.2003.00886.x>
- Pereira R, Sousa-Pinto I, Yarish C (2004) Field and culture studies of the life history of *Porphyra dioica* (Bangiales, Rhodophyta) from Portugal. *Phycologia* 43:756–767. <https://doi.org/10.2216/i0031-8884-43-6-756.1>
- Perez R, Kaas R, Campello F, Arbault S, Barbaroux O (1992) La culture des algues marines dans le monde
- Royer CJ, Redmond S, Lai CS, Brawley SH (2019) *Porphyra umbilicalis* in applied and basic research: Reproductive phenology, development, seed stock culture, and a field trial for aquaculture. *Journal of applied phycology* (Dordrecht. Online) 31:547–560
- Ruangchuay R, Notoya M (2003) Physiological responses of blade and conchocelis of *Porphyra vietnamensis* Tanaka et Pham-Hoang Ho (Bangiales, Rhodophyta) from Thailand in culture. *Algae* 18:21–28
- Sidirelliwolff M (1992) The influence of temperature, irradiance and photoperiod on the reproductive life history of *Porphyra leucosticta* (Bangiales, Rhodophyta) in laboratory culture. *Botanica marina* 35:251–257
- Sutherland JE, Lindstrom SC, Nelson WA, Brodie J, Lynch, Michael D. J., Hwang MS, Choi H-G, Miyata M, Kikuchi N, Oliveira MC, Farr T, Neefus C, Mols-Mortensen A, Milstein D, Müller KM (2011) A new look at an ancient order : generic revision of the Bangiales (Rhodophyta). *Journal of Phycology* 47:1131–1151. <https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.2011.01052.x>
- Tseng CK (2001) Algal biotechnology industries and research activities in China. *Journal of Applied Phycology* 13:375–380. <https://doi.org/10.1023/A:1017972812576>
- Varela-Alvarez E, Stengel DB, Guiry MD (2004) The use of image processing in assessing conchocelis growth and conchospore production in *Porphyra linearis*. *Phycologia* 43:282–287. <https://doi.org/10.2216/i0031-8884-43-3-282.1>
- Varela-Alvarez E, Stengel DB, Guiry MD (2007) Seasonal growth and phenotypic variation in *Porphyra linearis* (Rhodophyta) populations on the West Coast of Ireland. *Journal of Phycology* 43:90–100. <https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.2006.00300.x>
- Zuccarello J (2011) What are you eating ? It may be Nori, but it is probably not *Porphyra* anymore. *Journal of Phycology* 47:967–968. <https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.2011.01064.x>

Annexe : Suivi de l'expérimentation de captage naturel de *Porphyra* sp. au cours de l'année 2022-2023



Etant donné les résultats obtenus assez différents en termes de production, lors des deux années précédentes sur l'expérimentation de captage (cf. chapitre 3.2. Étude du captage naturel sur poches ostréicoles), il a été souhaité de poursuivre cette expérimentation une troisième année. Le projet devait se terminer initialement en Mars 2023, ce qui impliquait un relevage hors protocole qui aurait compromis les résultats. Après demande auprès de la région Normandie, le projet a pu être reporté de deux mois et ainsi permettre de suivre le même protocole que les deux précédentes années même si le relevage et l'analyse des poches a dû se faire début juin, juste après la date limite de fin de projet. Les résultats des deux premières années ayant fait l'objet d'une analyse préalable dans le rapport final, les résultats et analyses de cette troisième sont présentés dans cette annexe.

1. Matériels et méthode

Tout comme les années précédentes, 3 poches déjà utilisées étaient posées chaque mois entre Novembre et Février sur les 4 sites nommés SMEL, CRC, PRO et CHESNAY. Les dates de poses ont été le 25 novembre 2022, le 21 décembre 2022, le 25 janvier 2023 et le 21 février 2023, correspondant aux coefficients de marée supérieurs à 90. Chaque mois, entre novembre et juin, chaque poche a fait l'objet d'un suivi photographique afin d'apprécier la pousse des algues captées.

Les poches ont été relevées le 06 juin 2023, stockée en bassin d'eau de mer avant de pouvoir être traitées le lendemain. Sur chaque poche, les algues fixées ont été prélevées, séparées en fonction de l'espèce et pesées. La biomasse sèche a été estimée à partir des résultats de rapports masse sèche/masse fraîche calculés au cours du suivi 2021-22.

2. Résultats et discussion

Comme pour les années précédents, les deux espèces qui se retrouvent sur les poches sont : *Ulva* sp. sous sa forme filamenteuse (nommées entéromorphes) et *Porphyra* sp. dont *Porphyra purpurea*. Les résultats globaux de biomasse de *Porphyra* sp. sont présentés en Figure A.

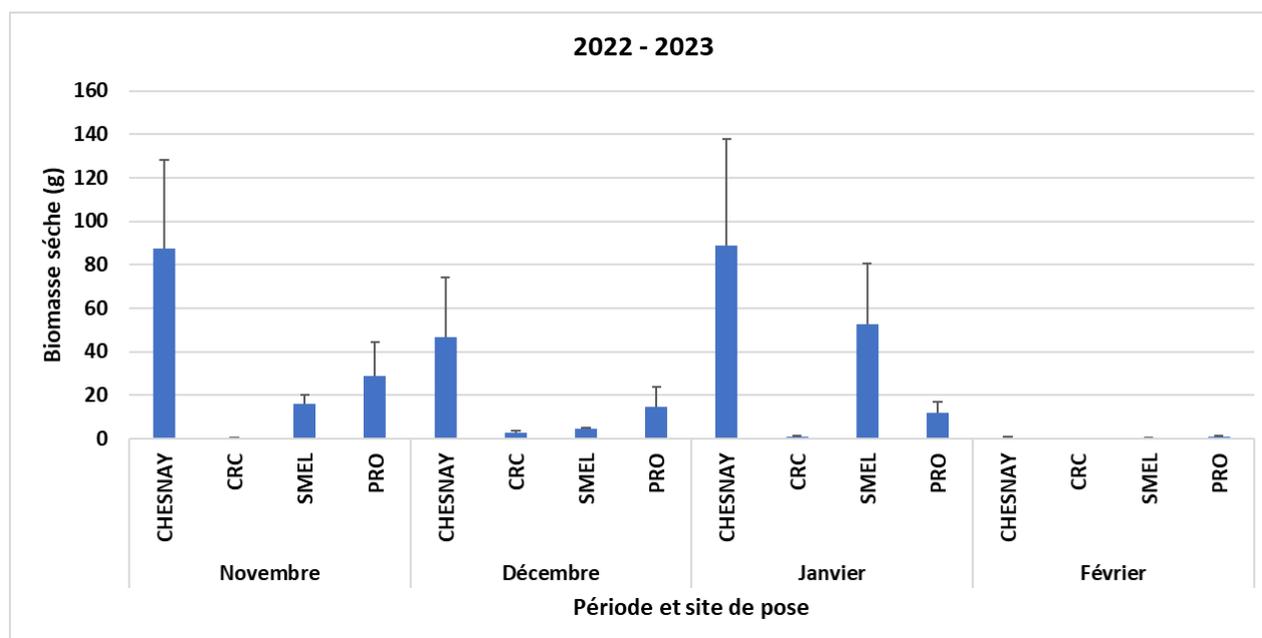


Figure A : Biomasse sèche moyenne (et écarts-types) récoltée sur les poches de captage de chaque site en juin 2023



Ces résultats pour la saison 2022 - 2023 montrent des biomasses que le captage de *Porphyra* sp. est le plus important sur la zone de bas d'estran (CHESNAY avec plus de 50g de masse sèche), les deux zones de milieu d'estran (SMEL et PRO) donnent des résultats similaires autour de 20g sec par poche alors que la station située sur les réserves en haut d'estran (CRC) n'est pas une zone de captage majeure (Figure Ba). Comme les années précédentes, la période de captage s'étale de novembre (environ 30g sec/ poche mais avec un écart type très élevé) à janvier (environ 40g sec /poche avec un écart important). La biomasse sèche captée en décembre était inférieure à ces deux autres mois. Une pose en février est trop tardive pour le captage du *Porphyra* sp (Figure Bb).

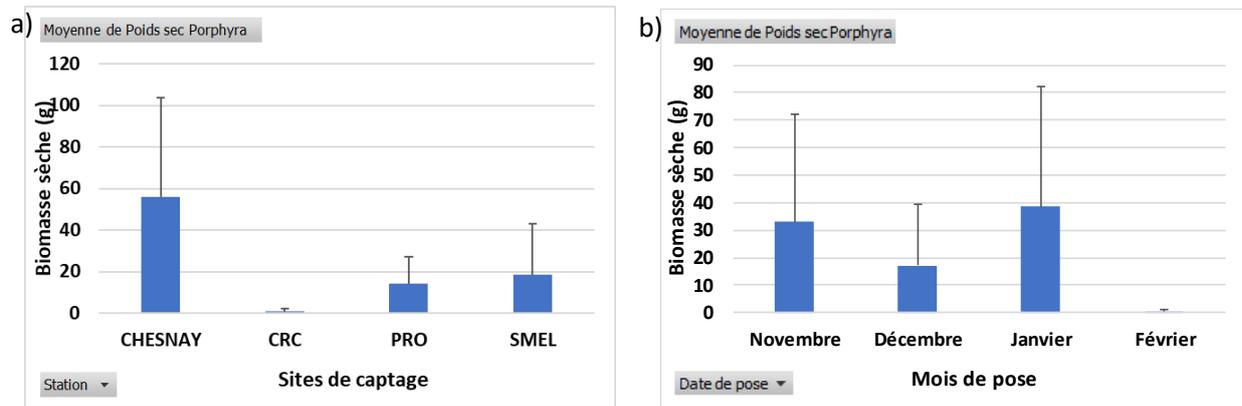


Figure B : Comparaison des biomasses moyennes entre a) mois de pose des capteurs b) sites de captages. Les barres d'erreurs correspondent aux écarts-type.

Par contre, la Figure C montre que lors de poses lors des mois de novembre et décembre, si on retrouve des quantités de *Porphyra* sp. intéressantes, l'algue rouge se retrouve en mélange avec l'algue verte *Ulva* sp. (ou entéromorphes). Les photos de la Figure D montrent visuellement les résultats obtenus des proportions des biomasse des deux algues. La proportion en *Porphyra* sp. était plus importante (>50%) que celle d'*Ulva* sp. sur les poches posées en janvier pour les sites du SMEL et de CHESNAY. A l'inverse, les sites CRC et PRO voient leurs poches dominées par les entéromorphes, même en janvier (>80%). Le captage d'entéromorphes est plus important en novembre et décembre sur les 4 sites en termes de proportions et de biomasse fraîche d'algues. Il est important de constater que, pour le site de CHESNAY, le captage de *Porphyra* sp. est presque identique en janvier et novembre en termes de biomasse, mais en novembre, les entéromorphes étaient présentes en quantité (plus d'1kg contre 600g de *Porphyra* sp.). C'est aussi le cas pour le site PRO, où la biomasse de *Porphyra* a été plus importante sur les poches posées en novembre. Cette biomasse plus importante en *Porphyra* sp. en novembre sur ces sites, peut expliquer l'écart important observé pour les captages de novembre décrits précédemment (Figure Bb). En résumé, la proportion d'entéromorphes sur les poches par rapport à celle de *Porphyra* sp. diminue pour atteindre son minimum sur les poches posées en janvier, comme observé lors du suivi 2021-22. En février, malgré le faible captage d'algues, ce sont les entéromorphes qui dominent. Ces résultats montrent également que certains sites sont moins propices au captage d'entéromorphes, et sont donc à identifier pour les privilégier dans l'optique de pratiquer le captage naturel de *Porphyra* sp.

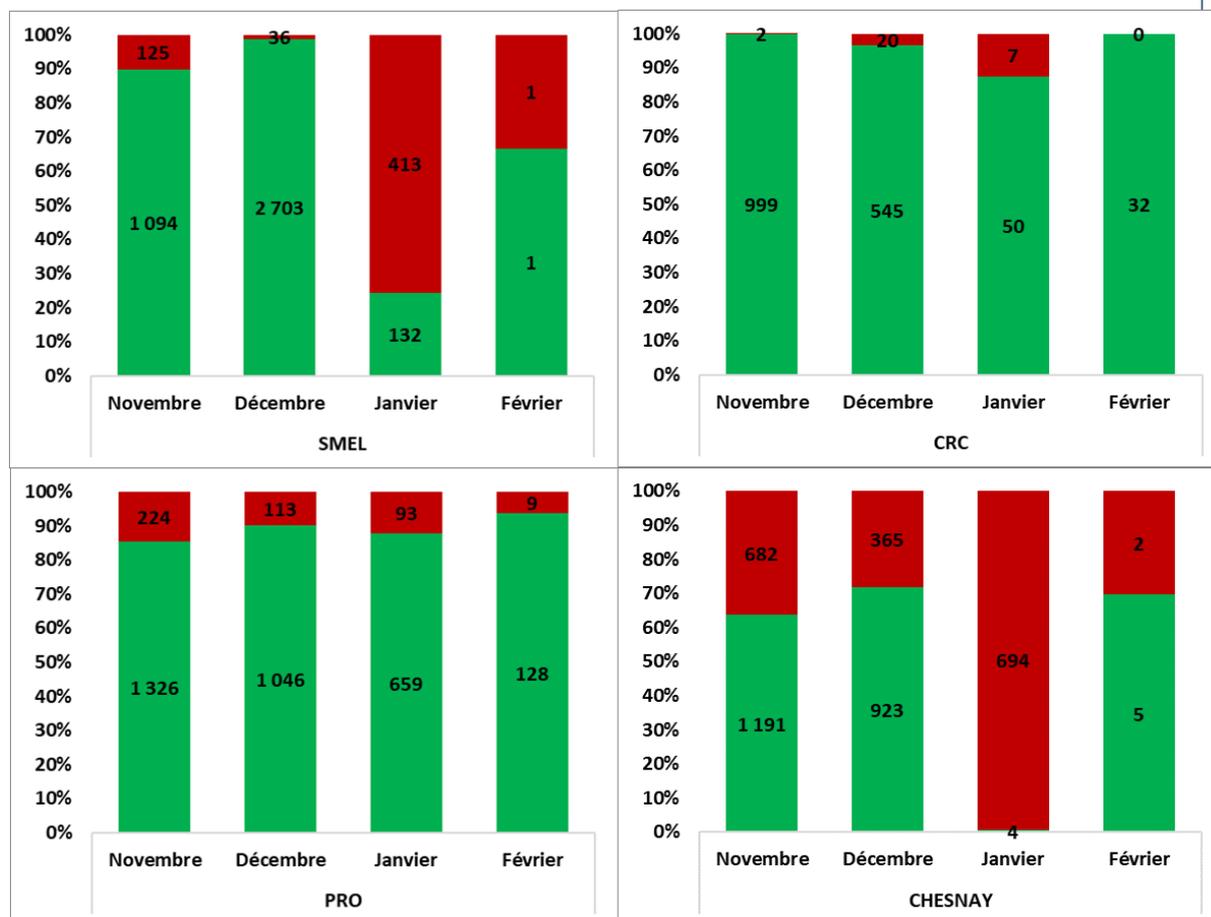


Figure C : Proportions de biomasses fraîches entre *Porphyra* sp. et *Ulva* sp. (anciennement *Enteromorpha* sp.) sur les 4 sites de captage de 2022-2023.

Sur deux stations (SMEL et CHESNAY) en Figure D, on voit que *Porphyra* sp. est très largement dominante sur la poche posée en janvier et permet une récolte aisée. Sur ces deux stations, les poids frais récoltés sur les poches sont en moyenne de 7s00g sur la station CHESNAY et 400g sur la station SMEL avec moins de 20% d'entéromorphes. La dominance entre *Porphyra* et *Ulva* sp. selon le mois de pose, décrite précédemment, est clairement visible pour les 4 sites : *Porphyra* sp. en janvier, *Ulva* sp. pour les autres mois.

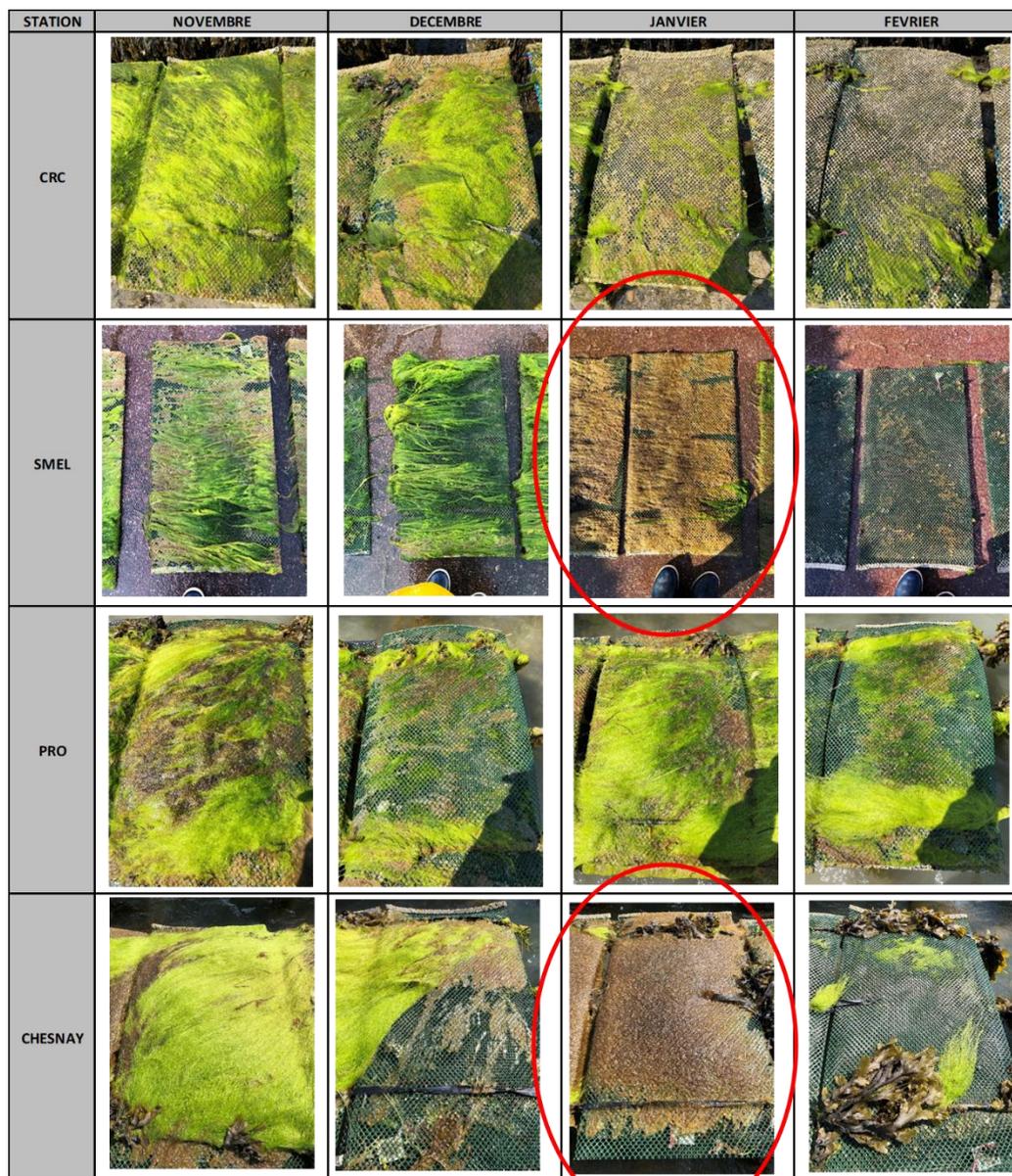


Figure D : Photographies des poches au moment de la récolte au mois de juin sur les 4 sites en fonction de leur mois de pose.

Lors de cette année 2023, on voit l'apparition des thalles à partir du mois de mai et une accélération de la croissance en à peine 15 jours à partir de fin mai (Figure E) pour arriver à un poids frais proche de 1kg. Cette observation devrait, à l'avenir, être mis en relation avec les conditions physico-chimiques de l'eau (température, ensoleillement, nutriments...) pour comprendre cette croissance. Cette observation a également été faite lors de la culture de support ensemencés en éclosérie de *Porphyra purpurea* au cours de l'année 2022. En effet, après 2 mois d'éclosérie, les plantules ne mesuraient qu'environ 1mm, et la croissance a été lente durant les 2 premiers mois en mer avant de montrer de la biomasse en quantité visibles au mois de mai 2022. Cette croissance lente des stades précoces avant croissance rapide et soudaine est certainement liée aux traits d'histoires de vie de *P. purpurea*.

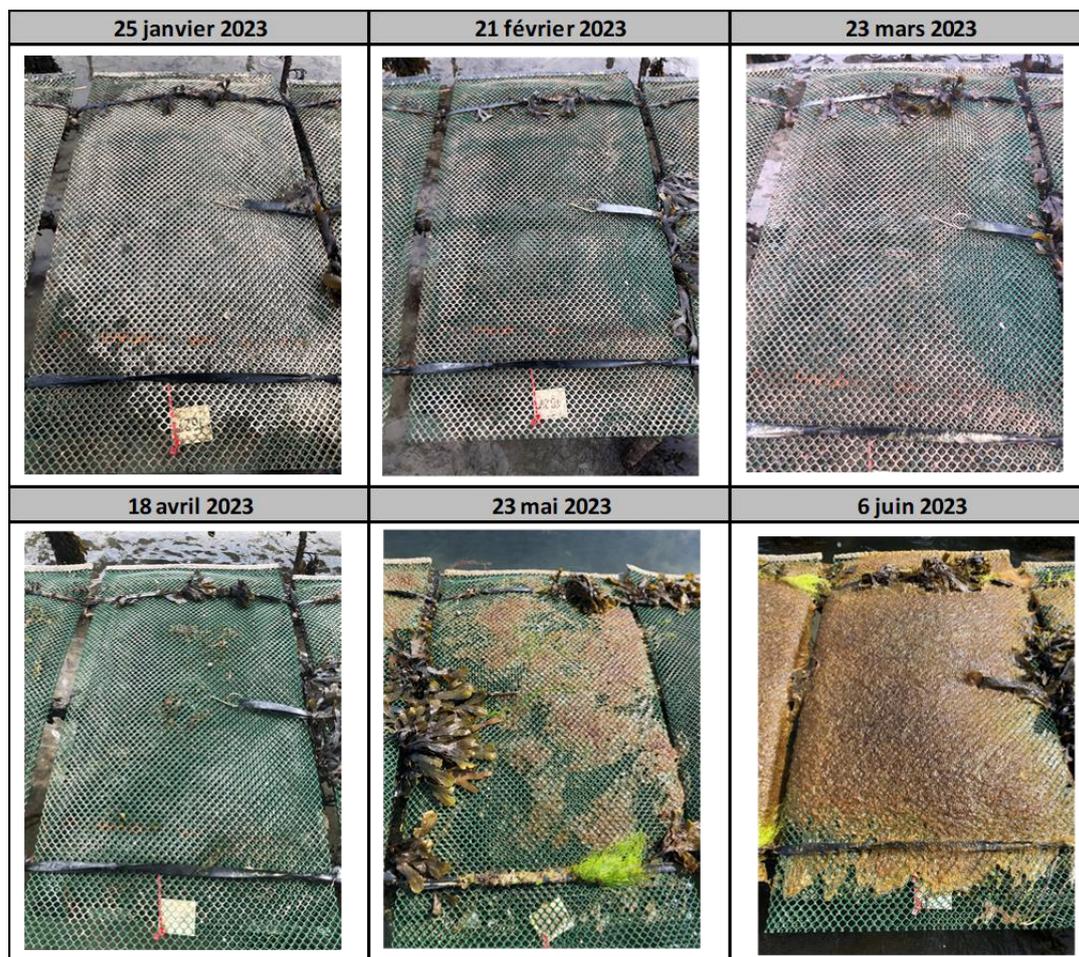


Figure E : Photographies mensuelles de la poche n°1627 posée en janvier sur le site de CHESNAY.

3. Conclusion et perspectives

Tous comme lors des deux années précédentes, la période de pose des capteurs ainsi que la zonation bathymétrique sont deux facteurs très importants. Comme pour les deux années précédentes de suivi, les résultats montrent que c'est le mois de janvier ainsi que les sites situés en milieu et bas d'estran qui sont à privilégier pour obtenir les meilleurs captages en *Porphyra* sp. Sur ce secteur ostréicole de Blainville – Gouville, les poches posées en bas d'estran donnent les meilleurs résultats alors que les poches posées sur les réserves donnent de rendements faibles et inexploitable sur un plan commercial. Si les poches posées de novembre à janvier captent *Porphyra* sp en quantités plus ou moins importantes, l'autre élément important est la quantité d'entéromorphes également présente sur les poches. Lorsque les algues vertes sont majoritaires, la récolte de *Porphyra* s'en trouve plus compliquée. Pour cette saison 2022 – 2023, on voit nettement que les poches posées le 25 janvier n'ont pratiquement pas captées d'*Ulva* sp sur certains sites (ici CHESNAY et SMEL). C'est également sur ces poches que l'on trouve les plus grosses quantités de *Porphyra* sp. avec des maxima allant jusqu'à 1 kg pour ce suivi 2022-2023. Par conséquent, lors de la pose de capteurs à la période idéale (janvier) et niveau bathymétrique adéquat (milieu ou bas d'estran), s'ajoute la vulnérabilité du site vis-à-vis de la colonisation des poches par les entéromorphes. Les sites les moins colonisés par les entéromorphes doivent être identifiés pour être privilégiés pour pratiquer cette pratique de culture qu'est le captage naturel de *Porphyra* sp.

Cette 3^e année de suivi montre à nouveau des biomasses exploitables récoltables en *Porphyra*, en quantité supérieures à celles obtenues en 2021-22 (qui étaient très faibles), mais légèrement inférieures à celles de 2020-21 (Figure F). Cela confirme le caractère fluctuant des captages entre les années, bien que les périodes et sites propices demeurent similaires. Pour diminuer les aléas potentiels



de ces variations interannuelles, et obtenir des biomasses suffisantes, il serait nécessaire de multiplier le nombre de capteurs poser pour envisager une récolte à échelle commerciale. Cela reste néanmoins plus aléatoire que le pose de supports ensemencés en *Porphyra purpurea* en éclosérie. Cette méthode peut s'avérer aussi efficace pour inhiber la colonisation par des algues indésirables comme les entéromorphes.

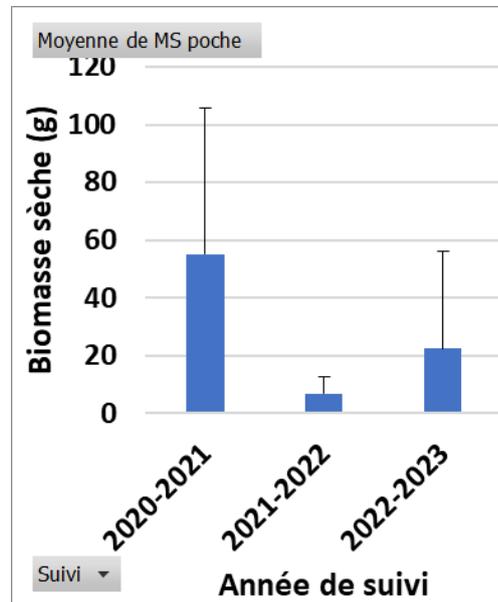


Figure F : Biomasses sèches moyennes de *Porphyra* sp. récoltées sur l'ensemble des sites pour les 3 années de suivi du captage naturel.