

L'Institut Agro Rennes-Angers

☐ Site d'Angers ☒ Site de Rennes

Année universitaire : 2024-2025

Spécialité :

Ingénieure agronome

Spécialisation (et option éventuelle) :

Sciences halieutiques et aquacoles (AQUA)

Mémoire de fin d'études

☒ de Bordeaux Sciences Agro (étudiant arrivé en M1)

Culture de gamétophytes de dulse (*Palmaria palmata*) à partir de spores sur support pour la diversification de l'alimentation du naissain d'ormeaux (*Haliotis tuberculata*)

Par : Aude CHATELAN



Soutenu à Rennes le 10/09/2025

Devant le jury composé de :

Président : Hervé Le Bris

Maître de stage : Sylvain Huchette

Enseignant référent : Bastien Sadoul

Autres membres du jury :

Philippe Potin, chercheur, directeur de la station
biologique de Roscoff (CNRS)

Les analyses et les conclusions de ce travail d'étudiant n'engagent que la responsabilité de son auteur et non celle de l'Institut Agro Rennes-Angers

Ce document est soumis aux conditions d'utilisation «Paternité-Pas d'Utilisation Commerciale-Pas de
Modification 4.0 France» disponible en ligne <http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/deed.fr>

Fiche de confidentialité et de diffusion du mémoire

Confidentialité

☒ Non ☐ Oui Si oui : ☐ 1 an ☐ 5 ans ☐ 10 ans

Pendant toute la durée de confidentialité, aucune diffusion du mémoire n'est possible ⁽¹⁾.

Date et signature du maître de stage ⁽²⁾ : 29/08/2025
(Ou de l'étudiant-entrepreneur)

A la fin de la période de confidentialité, sa diffusion est soumise aux règles ci-dessous (droits d'auteur et autorisation de diffusion par l'enseignant à renseigner).

Droits d'auteur

L'auteur ⁽³⁾ Nom Prénom Chatelan Aude

Autorise la diffusion de son travail (immédiatement ou à la fin de la période de confidentialité)

☒ Oui ☐ Non

Si oui, il autorise

☐ la diffusion papier du mémoire uniquement⁽⁴⁾

☐ la diffusion papier du mémoire et la diffusion électronique du résumé

☒ la diffusion papier et électronique du mémoire (joindre dans ce cas la fiche de conformité du mémoire numérique et le contrat de diffusion)

(Facultatif) ☐ accepte de placer son mémoire sous licence Creative commons CC-BY-Nc-Nd (voir Guide du mémoire Chap 1.4 page 6)

Date et signature de l'auteur : 27/08/2025

Autorisation de diffusion par le responsable de spécialisation ou son représentant

L'enseignant juge le mémoire de qualité suffisante pour être diffusé (immédiatement ou à la fin de la période de confidentialité)

☒ Oui ☐ Non

Si non, seul le titre du mémoire apparaîtra dans les bases de données.

Date et signature de l'enseignant : Hervé Le Bris
17 septembre 2025

Utilisation de l'Intelligence Artificielle (IA) pour la rédaction du mémoire

L'intelligence artificielle a été utilisée pour améliorer le texte ☐ Oui ☒ Non

Si oui, préciser pour quelle partie de texte et à quelles fins ? _____

Toute absence de déclaration précise sera considérée comme un manquement aux règles de l'éthique scientifique.

Date et Signature de l'auteur : 27/08/2025

(1) L'administration, les enseignants et les différents services de documentation de l'Institut Agro Rennes-Angers s'engagent à respecter cette confidentialité.

(2) Signature et cachet de l'organisme

(3). Auteur = étudiant qui réalise son mémoire de fin d'études

(4) La référence bibliographique (= Nom de l'auteur, titre du mémoire, année de soutenance, diplôme, spécialité et spécialisation/Option)) sera signalée dans les bases de données documentaires sans le résumé

Culture de gamétophytes de dulse (*Palmaria palmata*) à partir de spores sur support pour la diversification de l'alimentation du naissain d'ormeaux (*Haliotis tuberculata*)

Sommaire

Sommaire	I
Préambule et remerciements	III
Table des figures	IV
Table des tableaux	V
Table des annexes	V
I. Introduction	1
1. Mise en contexte	1
2. Le matériel biologique	3
a) Description de l'espèce	3
b) Distribution géographique	3
c) Cycle de reproduction	4
3. Technique d'élevage du juvénile d'ormeau chez France Haliotis	6
4. Objet de l'étude	8
II. Mise en place d'un protocole de sporulation	10
1. Cinétique de sporulation	10
a) Introduction	10
b) Matériel et méthode	10
c) Résultats	13
d) Discussion	14
2. Effet du triplement des géniteurs sur la quantité de spores obtenues	15
a) Introduction	15
b) Matériel et méthode	15
c) Résultats	17
d) Discussion	18
III. Evaluation des techniques de fixation des spores sur plaque de polystyrène	19
1. Introduction	19

2. Test de différentes méthodes d'ensemencement	19
a) Matériel et méthode.....	19
b) Résultats.....	22
c) Discussion.....	23
3. Suivi de culture ensemencée par sédimentation.....	24
a) Matériel et méthode.....	24
b) Résultats.....	26
c) Discussion.....	28
4. Conclusions	29
IV. Conditions de croissance des jeunes plantules.....	30
1. Introduction	30
2. Matériel et méthode	30
3. Résultats	32
4. Discussion	33
V. Discussion générale	34
VI. Conclusion.....	35
Bibliographie	36
ANNEXES	41

Préambule et remerciements

Ce rapport a pu être écrit à partir des expériences que j'ai réalisées pendant mon stage de fin d'étude pour finaliser ma formation d'ingénieure agronome en spécialisation Sciences Halieutiques et Aquacoles option AQUA aux écoles de Bordeaux Sciences Agro et l'Institut Agro Rennes. Il s'est déroulé du 10 mars au 22 août 2025.

Tout d'abord, je souhaite remercier chaleureusement Sylvain Huchette de m'avoir accueillie dans son entreprise et de m'avoir mis à disposition le matériel et l'encadrement nécessaire à la réalisation de ce mémoire.

Je tenais à remercier particulièrement Aurélien Baud et Alexandre Berthelot pour leur accompagnement et leurs conseils tout au long de mon stage.

Je remercie également l'ensemble de l'équipe de France Haliotis avec qui j'ai pu travailler tout au long de mon stage (Maryvonne, Guillaume, Lou-Ann, Joany, Titouan, Fred, Xavier, Gaël, Léna, Gwendal et Jean). Je voulais également remercier Emeline Creis pour ses différents conseils sur mes expériences. C'est grâce à toutes ces personnes que mon stage a pu suivre un bon déroulement et que j'ai pu écrire mon mémoire de fin d'étude.

Enfin, je souhaite remercier mes responsables de formation Hervé Le Bris et Bastien Sadoul de la formation AQUA à l'Institut Agro Rennes pour leur implication dans la qualité de nos cours. Ils m'ont permis d'arriver à ce stage avec les connaissances nécessaires à sa mise en place.

Table des figures

Figure 1: Récolte annuelle des populations sauvages de dulse en France (Stévant et al, 2023 avec les données de Mesnildrey et al (2012), CRPMEM (2020) et CEVA (J.B. Wallaert))	2
Figure 2: Description d'un individu de dulse (Chatelan, 2025 ; à partir d'une photo de Stévant et al, 2023)	3
Figure 3: Aire de répartition de l'algue rouge <i>Palmaria palmata</i> (Stévant et al, 2023, données de OBIS, GBIF et Guiry, 2022)	4
Figure 4: Cycle de reproduction de la dulse (Stévant et al., 2023 d'après van Meer et Todd, 1980)	5
Figure 5: Gamétophyte femelle mature (grossissement x1 000)	5
Figure 6: Gamétophyte mâle immature (grossissement x400)	5
Figure 7: Cycle de vie de <i>Haliotis tuberculata</i> (Lachambre et al, 2017)	6
Figure 8: Bassin de culture d' <i>U.lens</i> sur support de plaque en polystyrène (Chatelan, 2025)	7
Figure 9: Cycle de production simplifié de <i>U.lens</i> (durée de 18 jours ou plus) (Chatelan, 2025, à partir du cycle de production développé par Guillaume Colin)	7
Figure 10: Tétrasporeophytes matures de la souche de dulse d'élevage (Chatelan, 2025)	10
Figure 11: Dispositif expérimental de la mesure de la cinétique de sporulation de la dulse heure par heure (Chatelan, 2025)	11
Figure 12: Observation des spores de dulse (grossissement x30) (Chatelan, 2025)	12
Figure 13: Préparation du dispositif de	12
Figure 14: Répartition des données de la productivité de la sporulation de la dulse d'élevage(a) et sauvage (b) en fonction du temps (Chatelan, 2025)	13
Figure 15 : Evolution de la quantité de spores relâchées par gramme de sores en fonction du temps (valeurs réelles avec les erreurs standards à 95% et prédites à partir des modèles linéaires mixtes) pour le groupe d'élevage (a) et sauvage (b) (Chatelan, 2025)	Erreur ! Signet non défini.
Figure 16: Dispositif expérimental de mesure de la sporulation en fonction du nombre de lots de géniteurs (T1: 1 lot de géniteurs, T3: 3 lots de géniteurs) (Chatelan, 2025)	16
Figure 17 : Répartition des concentrations en spores par mL par traitement (T1 : Utilisation d'un lot de géniteurs ; T3 : Utilisation de trois lots de géniteurs) (Chatelan, 2025)	17
Figure 18: Dispositif expérimental de mesure de la fixation des spores de dulse en fonction du traitement (Témoin (T): trempage des sores fertiles directement dans le milieu avec le collecteur au fond; Sédimentation (S): préparation d'une solution de spores à part et rajout dans le milieu ; Pinceau (P) : application au pinceau sur le collecteur d'une solution de spores concentrée) (Chatelan, 2025)	20
Figure 19: Densité de spores fixées sur les plaques en fonction du traitement (P : pinceau, T : témoin et S : sédimentation) d'ensemencement des plaques avec erreur standard à 95% (Chatelan, 2025)	22
Figure 20: Ensemencement de spores de dulse sur plaques avec ou sans biofilm dans un bassin de nurserie (Chatelan, 2025)	24
Figure 21: Evolution de la densité de spores puis plantules sur les plaques en fonction de l'âge et du biofilm avec affichage des erreurs standards à 95% (Chatelan, 2025)	26
Figure 22: Evolution du taux de spores germées par traitement des plaques (avec ou sans biofilm) en fonction de l'âge des plaques et affichage des erreurs standards à 95% et de la limite de 50% (Chatelan, 2025)	27

Figure 23: Evolution du taux de spores germées sur plaque en fonction de l'âge et affichage des valeurs significativement supérieures à 50% à l'aide d'un test binomial et affichage de l'asymptote du taux à 72,5% (Chatelan, 2025).....	28
Figure 24: Cultures de plantules de dulse sur plaque de polystyrène verticale ou horizontale (Chatelan, 2025).....	31
Figure 25: Culture de plantules de dulse	31
Figure 26: Répartition des données de la taille des plantules de dulse en fonction du traitement (Décrochage : culture en suspension en système fermé ; Plat : culture sur plaque positionnée à plat ; Vertical : culture sur plaque placée à la verticale) et du sexe des gamétophytes (Chatelan, 2025)	32

Table des tableaux

Tableau I: Traitements de sporulation pour les deux groupes de géniteurs de dulse (élevage ou sauvage) (Chatelan, 2025)	11
Tableau II: Test par modélisation linéaire mixte de la cinétique de sporulation de la dulse (Chatelan, 2025).....	14
Tableau III: Traitements pour la mesure de sporulation de la dulse en fonction du nombre de lots de géniteurs utilisés (Chatelan, 2025)	16
Tableau IV: Traitements pour l'ensemencement de collecteurs avec des spores de dulse (Chatelan, 2025)	21
Tableau V: Test de significativité pour les différents traitements d'ensemencement et de plaque (Chatelan, 2025)	22
Tableau VI: Traitements des plaques pour l'ensemencement avec des spores de dulse en nurserie (Chatelan, 2025)	25
Tableau VII: Test par modélisation linéaire mixte de la densité de spores sur support en fonction de l'âge et du biofilm (Chatelan, 2025)	27
Tableau VIII: Traitements de culture pour favoriser la croissance des thalles de dulse (Chatelan, 2025) .	31
Tableau IX: Test par analyse de variance de la taille des plantules en fonction du sexe et du traitement (Chatelan, 2025)	33

Table des annexes

Annexe I : Résidus de la modélisation linéaire mixte de la cinétique de sporulation de la dulse (Chatelan, 2025).....	41
Annexe II: Résidus de la modélisation linéaire mixte de la densité en spores en fonction de l'âge et du biofilm (Chatelan, 2025)	41
Annexe III: Composition du milieu de culture f/2 (Guillard, 1975)	41

I. Introduction

1. Mise en contexte

La culture d'algue est aujourd'hui utilisée pour des usages divers dans les entreprises de production alimentaire et énergétique (BIM, 2014 ; Jard et al, 2013). L'algoculture est, en considérant n'importe quelle espèce d'algue, la production aquacole la moins coûteuse en énergie même comparée à des espèces de faibles niveaux trophiques comme l'ormeau ou le concombre de mer (Marín et al., 2019). Les rapports récents indiquent que l'algoculture, notamment en mer, présente des avantages majeurs dans la fixation de carbone et l'économie bleue (Zhang et al., 2023 ; Wu et al., 2024). L'Europe considère le potentiel de croissance de cette filière sur son territoire avec ses nombreux avantages chimiques, alimentaires, économiques et environnementaux (Hughes et al., 2025). Cependant, la production mondiale est aujourd'hui largement menée par l'Asie et plus particulièrement la Chine, premier producteur de loin (FAO, 2021). La production peut se faire par récolte ou bien culture. L'Europe se place 3^e continent producteur d'algue mais grâce à la récolte majoritairement, représentant 96,2% de sa production (FAO, 2021). En algoculture, la production aquacole européenne représente 0,03% de la production mondiale par culture.

En Europe du nord, les algues sont faiblement cultivées et la consommation générale se limite aux genres *Ulva*, *Palmaria* et *Porphyra* (Garineaud, 2018). Le nori (genre *Porphyra*) est aujourd'hui la plus consommée sur le marché européen (61% de la consommation totale) mais est importée à 99%. Parmi les algues produites en Europe, c'est la dulse (genre *Palmaria*) qui est la plus consommée, représentant 15% du marché européen (BIM, 2014). La dulse *Palmaria palmata* présente des caractéristiques particulièrement valorisables. Sa composition, plus riche en protéines que d'autres algues comestibles (Jard et al., 2013 ; Maehre et al., 2014 ; Stévant, 2019) en fait un aliment intéressant nutritionnellement ainsi qu'un excellent fourrage (Stévant et al., 2023).

L'utilisation de la dulse autour de la Manche n'est pas récente puisqu'on relève des traces dans les textes irlandais de la "duileasc", son ancienne appellation au Ve siècle (Rhatigan 2009). En Bretagne, elle intéressait les communautés comme aliment de fourrage comme en témoigne son ancien nom breton : *bezhin saout* soit littéralement "algue de vache" (Garineaud, 2018).

C'est dans ce contexte que s'inscrit ce rapport qui porte sur la culture de la dulse. Il traitera de l'adaptation du cycle d'élevage pour en faire une algue accessible au juvénile de l'ormeau européen *Haliotis tuberculata* élevé aujourd'hui dans le Finistère nord.

La France est le premier producteur de dulse en Europe (BIM 2014) et ce chiffre est dû majoritairement à la récolte (Mac Monagail, 2017). Cependant, une dépendance trop forte à la récolte pour cette ressource peut s'accompagner de plusieurs problématiques comme l'autorisation d'une période de récolte (du milieu du printemps à l'automne), l'accessibilité en fonction de la marée mais aussi du nombre de licences attribuées variant chaque année en fonction de la population (Stévant et al., 2023; communication personnelle, Sylvain Huchette, 2025). De plus, cela pourrait représenter une

certaines pressions sur la population sauvage dans le futur, la demande s'accroissant avec le temps (figure 1).

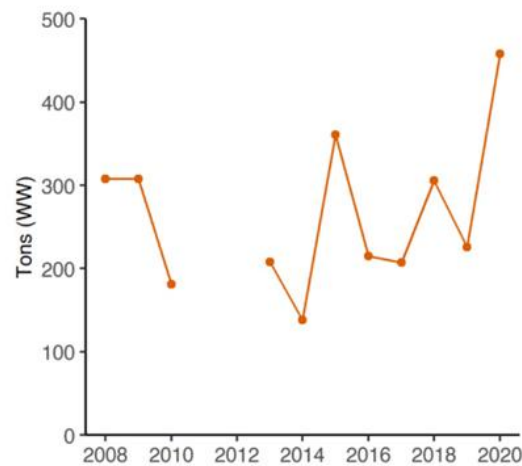


Figure 1: Récolte annuelle des populations sauvages de dulse en France (Stévant et al, 2023 avec les données de Mesnildrey et al (2012), CRPMEM (2020) et CEVA (J.B. Wallaert))

Afin de remédier à cette demande croissante, la production par la culture est étudiée depuis plusieurs années (Le Gall et al., 2004 ; Pang & Luning, 2004). Deux méthodes de cultures sont à l'étude: en mer ou à terre. Dans ce rapport, les données ont été collectées à partir de dulse cultivée à terre en bassin, méthode avec laquelle peu d'études ont été réalisées, notamment sur la prolifération végétative de l'algue (Van der Meer et Todd, 1980). Il existe plus de travaux sur des cultures utilisant les tétraspores de l'algue (Le Gall et al., 2004 ; Schmedes, 2020). Elles démontrent que cette culture est possible et accessible bien que complexe, notamment en comparaison avec d'autres algues d'élevage (Redmond, 2014). A une échelle productive, la culture de dulse à partir de tétraspores reste très limitée (Stévant et al., 2023).

L'objectif principal du présent travail est d'améliorer la maîtrise du cycle de production de la dulse en bassin pour l'utiliser dans l'alimentation du naissain d'ormeau européen, *Haliotis tuberculata*, en nurserie. Mettre au point des techniques de production fiables pourrait présenter un atout pour les éleveurs d'ormeaux. L'enjeu porte sur la diversification des supports sur lesquels les spores peuvent se fixer, notamment les supports utilisés pour permettre l'élevage d'ormeaux. De plus, le taux élevé de protéine de la dulse favorise la croissance des juvéniles d'ormeaux. (Roussel et al., 2019).

2. Le matériel biologique

a) Description de l'espèce

La *Palmaria palmata* ou dulse, décrite par Weber et Mohr en 1805 (MNHN, 2025) est une macroalgue rouge de taille moyenne pouvant aller jusqu'à 50 cm de long mais qui est généralement comprise entre 10 et 20 cm. Elle peut avoir un aspect touffu lié à une multiplication de branches individuelles qui se durcissent avec le temps allant jusqu'à avoir une texture proche du cuir (Stévant et al., 2023). Les jeunes pousses arborent une couleur rouge vif, alors que les parties plus âgées tirent vers le bordeaux ou marron généralement placées à la base des thalles (figure 2). Les pigments sont influencés par l'exposition au soleil et la dulse verdit quand elle est exposée à de trop fortes intensités lumineuses (Stévant et al., 2023). Les individus peuvent être très différents au niveau phénotypique mais très proches sur l'aspect génétique démontrant une importance des facteurs environnementaux sur la forme et l'aspect général de l'algue (Kraan et Guiry, 2006).

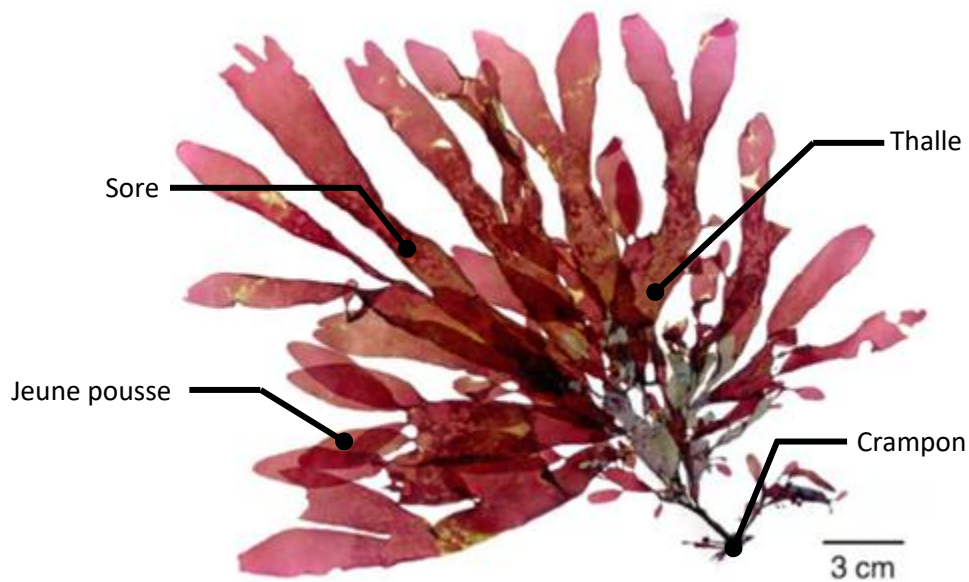


Figure 2: Description d'un individu de dulse (Chatelan, 2025 ; à partir d'une photo de Stévant et al., 2023)

b) Distribution géographique

La dulse est une espèce d'algues rouges de l'Atlantique nord. Son aire de répartition est comprise entre les latitudes de 40 à 80° dans l'océan Atlantique (figure 3). Sa position au nord est encore discutée car peu de données génétiques existent sur les populations observées (Stévant et al., 2023).

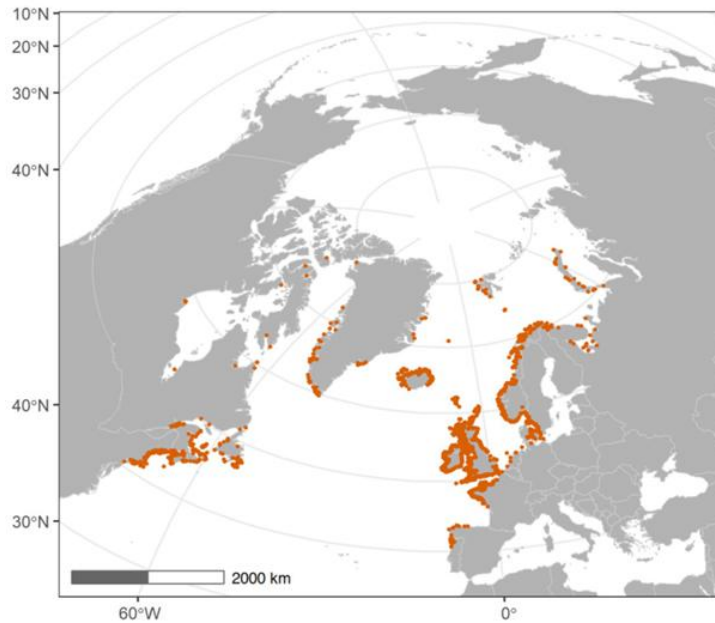


Figure 3: Aire de répartition de l'algue rouge *Palmaria palmata* (Stévant et al, 2023, données de OBIS, GBIF et Guiry, 2022)

La dulse est exposée aux marées et a donc une position particulière sur l'estran. Elle est attachée au fond rocheux aux niveaux intertidal et subtidal dans des zones exposées mais modérément agitées (Stévant *et al.*, 2023). Elle est largement retrouvée en épiphyte sur les stipes d'autres algues, plus grandes, comme *Laminaria hyperborea* ou *Laminaria digitata* ou encore les thalles de *Fucus serratus* et *Cystoseira baccata* (Faes et Viejo 2003; Garbary *et al.*, 2012). La profondeur de positionnement de l'algue sur l'estran est influencée par la clarté de l'eau, l'exposition à la sécheresse plus importante ainsi que l'abondance de mollusques brouteurs (Cabioc'h *et al.*, 2006). La dulse étant épiphyte d'autres algues comme les laminaires et les fucales (Hawkins et Harkin, 1985), elle est moins compétitive que celles-ci pour occuper l'espace (Stévant *et al.*, 2023).

c) Cycle de reproduction

Une des complexités dans la compréhension ainsi que dans la mise en place de cultures de dulse est son cycle de reproduction hétéromorphe haplodiplophasique (Van der Meer et Todd, 1980, figure 4). Les tétrasporophytes et les gamétophytes mâles développent des thalles alors que les gamétophytes femelles restent proches de la spore même à maturité (Van der Meer et Todd, 1980, figure 5). Lorsqu'un tétrasporophyte est mature, des sores, nom donné aux parties du thalle fertiles, se forment sur le thalle et se remplissent de tétraspores. Ceux-ci vont être relâchés et se fixer sur un substrat. Elles vont commencer à se développer en gamétophytes mâles (figure 6) ou femelles. Les spores, dépourvues de flagelle (Maggs et Callow, 2002), sont immobiles après sporulation et dépendent uniquement du courant (Baud *et al.*, 2024). L'atteinte de la maturité des gamétophytes femelles est relativement rapide alors que celle-ci dure un an pour les mâles. Après un an, des gamétangies de spermaties, également

immobiles (Maggs et Callow, 2002), vont se former sur les thalles mâles. Les spermatis relâchées dans le milieu peuvent féconder les femelles d'une autre génération, entraînant leur développement en tétrasporophytes (Van der Meer et Todd, 1980).

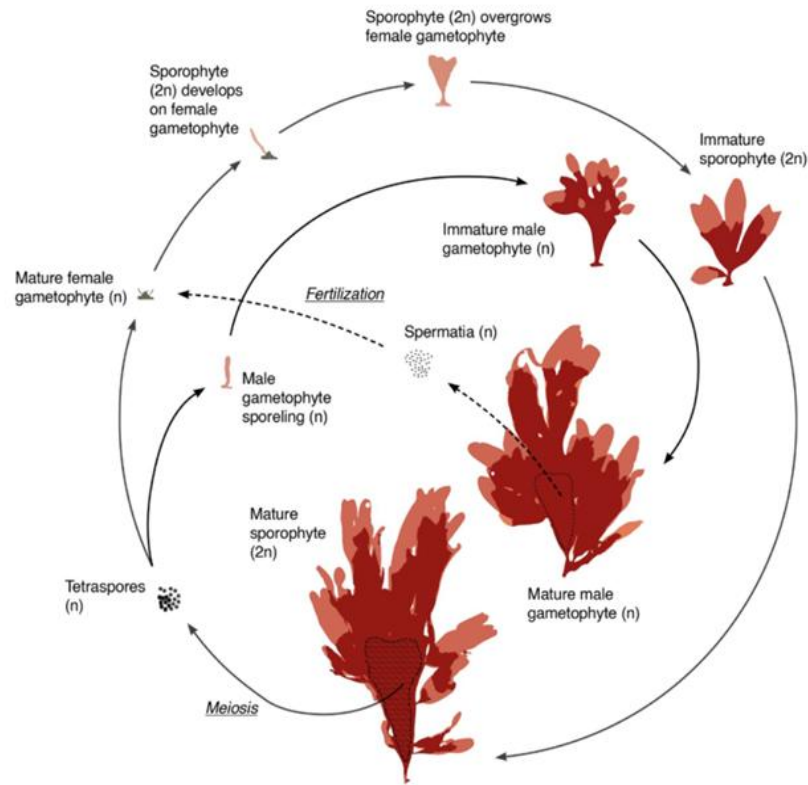


Figure 4: Cycle de reproduction de la dulse (Stévant et al., 2023 d'après van Meer et Todd, 1980)

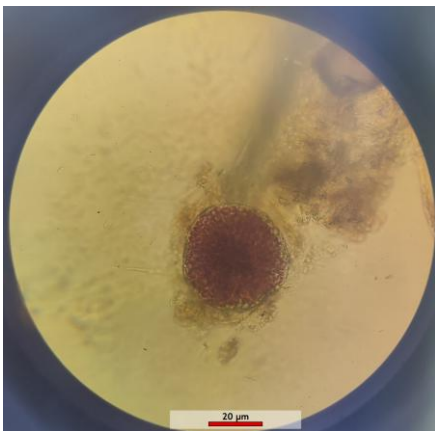


Figure 5: Gamétophyte femelle mature (grossissement x1 000) (Chatelan, 2025)



Figure 6: Gamétophyte mâle immature (grossissement x400) (Chatelan, 2025)

3. Technique d'élevage du juvénile d'ormeau chez France Haliotis

France Haliotis est l'unique entreprise en France à maîtriser le cycle complet de la production de l'ormeau européen *Haliotis tuberculata*, de la reproduction à la commercialisation (France Haliotis, 2025). Lors du cycle de production, les naissains passent 6 mois de leur vie à terre dans la nurserie équipée de serres permettant un contrôle de la température. Les larves sont placées dans les bassins 3 jours après la reproduction au stade véligère (figure 7) pour qu'elles soient prêtes à se fixer. Les bassins contiennent des supports préparés pour accueillir les larves fixées. Ces supports sont actuellement ensemencés avec *Ulvea lens* pour favoriser la fixation des ormeaux et leur nourrissage sur les premiers stades.

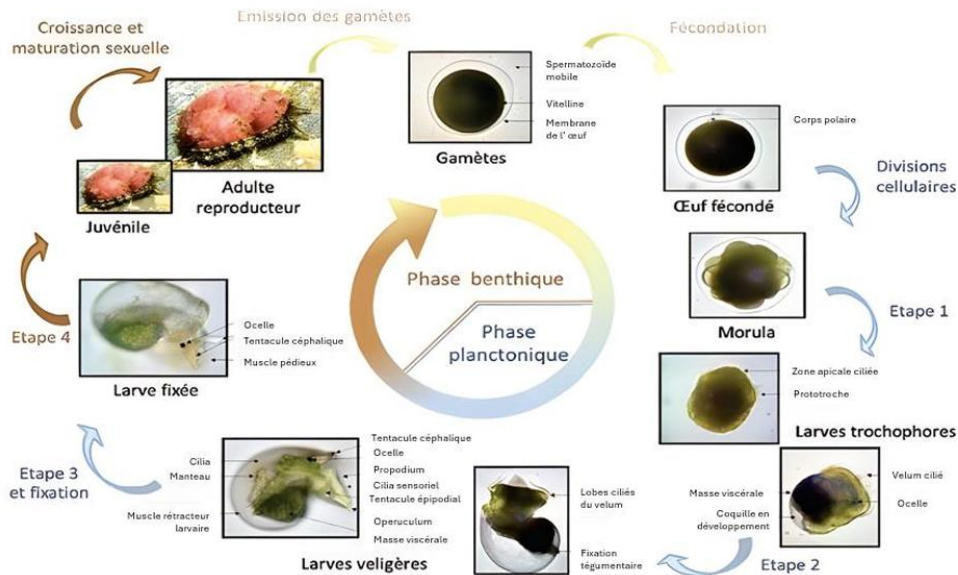


Figure 7: Cycle de vie de *Haliotis tuberculata* (Lachambre et al, 2017)

Ensemencement des supports avec *U.lens*

Le support choisi pour lancer les cultures d'*Ulvea lens* sont des plaques en polystyrène. Les bassins sont remplis de paniers contenant 20 plaques (figure 8) et sont ensemencés à l'aide d'une trentaine de plaques génitrices. Leur sélection se fait visuellement par coloration: plus elle est foncée, plus elle est concentrée en *Ulvea* et produit des spores. Le bassin contenant les plaques génitrices est couvert pendant 6 à 10 jours avec une toile noire permettant très peu le passage lumineux. Lorsqu'elles sont découvertes, elles sont réparties dans l'entièreté du bassin autour des collecteurs (les paniers remplis de plaques). L'arrivée d'eau du bassin d'ensemencement reste fermée pendant plusieurs jours. Sans circulation d'eau, le bassin chauffe et le fertilisant ajouté n'est pas évacué et peut être entièrement consommé par les algues. De cette manière, les algues génitrices subissent des chocs thermique, lumineux et chimique. Lors de l'ensemencement, les bassins sont remplis avec de l'eau filtrée d'abord à 50µm avec des filtres à poche puis 5µm avec des filtres à cartouche, cela permet de limiter la contamination initiale des cultures sans l'empêcher totalement (communication personnelle, Maryvonne

Leroux). L'aération est allumée dans le bassin le jour de l'ensemencement et permet une oxygénation suffisante jusqu'à l'ouverture de l'arrivée d'eau, se faisant entre 3 et 7 jours après, en fonction de la température.



Figure 8: Bassin de culture d'*U.lens* sur support de plaque en polystyrène (Chatelan, 2025)

Cette algue apporte divers avantages pour l'élevage d'ormeaux en nurserie. Elle a un cycle de production très rapide, la colonisation des plaques peut se faire en 15 jours seulement (observations personnelles). De plus, le procédé de sporulation permettant d'ensemencer les plaques est rapide et pratique en production (Nielsen, 1977).

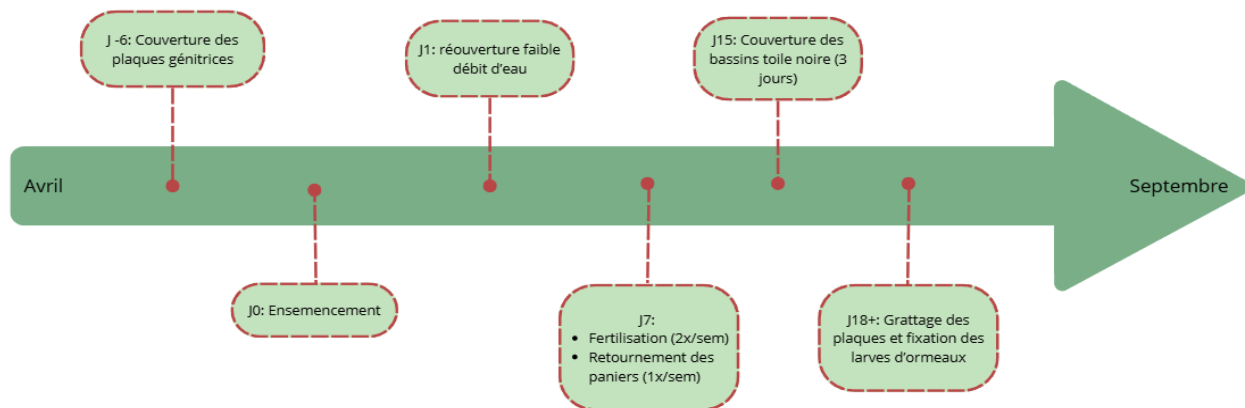


Figure 9: Cycle de production simplifié de *U.lens* (durée de 18 jours ou plus) (Chatelan, 2025, à partir du cycle de production développé par Guillaume Colin)

Fixation des larves d'ormeau

Le jour des fixations, les bassins sont préparés pour favoriser au mieux le taux de fixation des ormeaux. Pour préparer une fixation efficace, les plaques d'*Ulvella* sont nettoyées au grattoir en métal permettant d'enlever les diatomées et les algues entéromorphes qui les colonisent également. Les diatomées sont éliminées car les ormeaux ont des difficultés à se fixer sur celles-ci (communication

personnelle, Guillaume Colin) et les algues entéromorphes sont éliminées à cause de leurs caractéristiques à coloniser rapidement un bassin et ralentir le processus de production en ralentissant les manipulations de nurserie et les rendant moins efficaces (communication personnelle, Maryvonne Leroux).

4. Objet de l'étude

Dans le cadre de la diversification des cultures d'algues en Europe, différents projets voient le jour comme les projets Dulseinno ou encore le projet Phyto. Le premier œuvre pour la mise en place de la culture de dulse en mer après domestication et sélection génétique d'une souche. Le second regroupe les éclosiers du Finistère nord et œuvre pour la diversification des espèces cultivées et l'isolement de nouvelles souches locales pour l'alimentation du naissain de coquillages. Dans le cadre de ces deux projets, ce rapport se présente comme un croisement car il concerne la mise en place d'une écloserie de dulse pour améliorer la recherche et développement sur la domestication de cette espèce. Ces projets permettent de diversifier les méthodes de culture de l'entreprise, cultivant les tétrasporophytes de dulse en suspension ([France Haliotis, 2025](#)). La culture de gamétophytes à partir de spores permet de fixer les spores sur un support voulu, qualifié alors de collecteur. Le collecteur choisi dans cette étude est la plaque de polystyrène déjà utilisée pour la fixation des larves d'ormeau. Les équipements de la ferme sont déjà adaptés à l'utilisation de plaques et la culture de dulse sur plaque a été montrée faisable ([Le Gall et al., 2004](#)). Le choix du support sur lequel est cultivé *Ulva* permettra une comparaison réaliste entre les deux algues sur leur cycle de culture et la possibilité d'en nourrir les ormeaux. Aujourd'hui, la ferme repose uniquement sur la culture de *U.lens* pour nourrir les naissains d'ormeau. En cas d'incident sur cette culture, il n'y aurait alors pas de moyen de nourrir et élever les naissains. Dans son intérêt de sécuriser l'élevage des juvéniles, l'entreprise cherche à diversifier sa production d'algues sur plaque. La dulse a été choisie pour cette comparaison car elle présente des atouts pour le juvénile d'ormeau. L'intérêt de la dulse comme algue de diversification provient de sa composition, particulièrement riche en protéines, ([Stévant et al., 2023](#)) donnant les meilleurs rendements de croissance chez l'ormeau européen ([Mai et al., 1996](#)).

Ce rapport s'inscrit dans les études préliminaires au développement d'une écloserie de gamétophytes de dulse sur support de plaque en polystyrène. Ces essais sont les premiers dans le cadre de la recherche et développement pour la mise en place de culture de la dulse sur un cycle complet. Les différentes étapes de l'ensemencement ont été suivies avec des expériences menées sur la sporulation de l'algue, la fixation sur le support, la germination des spores et la croissance des plantules. Ces différentes périodes de la culture de la dulse sont centrées autour de trois problématiques principales auxquelles il faut répondre pour obtenir un bon support pour l'élevage d'ormeaux. Les supports de cultures doivent êtreensemencés de façon homogène et dense. Pour limiter les coûts d'entrée de réalisation de l'expérience, la quantité de géniteurs utilisés doit être limitée. Les supports doivent être correctement choisis et présenter des avantages à la culture d'algue en plus des ormeaux. Ainsi, les

cultures de dulse dans ce rapport vont se faire aux jeunes stades, de la sporulation à la croissance de jeunes plantules.

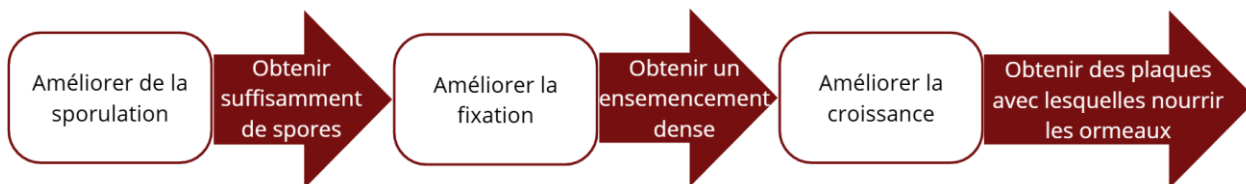


Figure 10: Etapes d'étude pour l'ensemencement dense et homogène des plaques (Chatelan, 2025)

II. Mise en place d'un protocole de sporulation

1. Cinétique de sporulation

a) *Introduction*

Dans le cadre de la mise en place d'une culture de dulse à partir de tétraspores, il a été jugé intéressant de mieux connaître le comportement de sporulation de l'algue. La maîtrise de la maturité des tétrasporophytes et gamétophytes en conditions contrôlées est possible (Baud *et al.*, 2024). La culture de gamétophytes à partir de tétrasporophytes a déjà été étudiée et les mécanismes de sporulation en culture sont connus (Le Gall *et al.*, 2004). Cependant, plusieurs problématiques peuvent être rencontrées en fonction des souches utilisées. La sporulation de la dulse est jugée très hétérogène sur les individus sauvages étudiés (Le Gall *et al.*, 2004). Mettre en place un protocole de sporulation efficace est primordial pour fiabiliser les ensemencements faits dans le cadre d'un cycle de production et contrôler la quantité de géniteurs utilisés.

b) *Matériel et méthode*

Matériel biologique

Le matériel biologique utilisé pour la mesure cinétique de la sporulation de la dulse a été des sores prélevés de deux groupes de tétrasporophytes matures. Un premier groupe a été isolé après la récolte en sortie de l'Aber Wrac'h et est aujourd'hui cultivé en élevage sous le nom de souche "BV" (figure 10) et le second est composé d'individus sauvages récoltés au niveau de Kerlerdut au nord de l'Aber Wrac'h (GPS : 48.630526, -4.546014, Google maps, 2025), le 26 mars 2025. Pour les deux groupes, plusieurs individus ont été mélangés pour faire des lots de sporulation et diminuer l'effet "individus" induit par la diversité de performance entre chaque sore (Le Gall *et al.*, 2004).



Figure 11: Tétraspores matures de la souche de dulse d'élevage (Chatelan, 2025)

Dispositif expérimental et traitements

La mise en place de l'expérimentation s'est faite avec trois récipients en plastique alimentaire avec des systèmes d'arrivée d'eau et de bullage indépendants (figure 11). Le remplissage s'est fait avec de l'eau de mer pompée dans l'Aber Wrac'h et filtrée à 50µm puis 1µm et traitée aux UV. A chaque heure, les sores ont été transférés dans de nouveaux récipients propres contenant de l'eau filtrée et traitée aux UV.

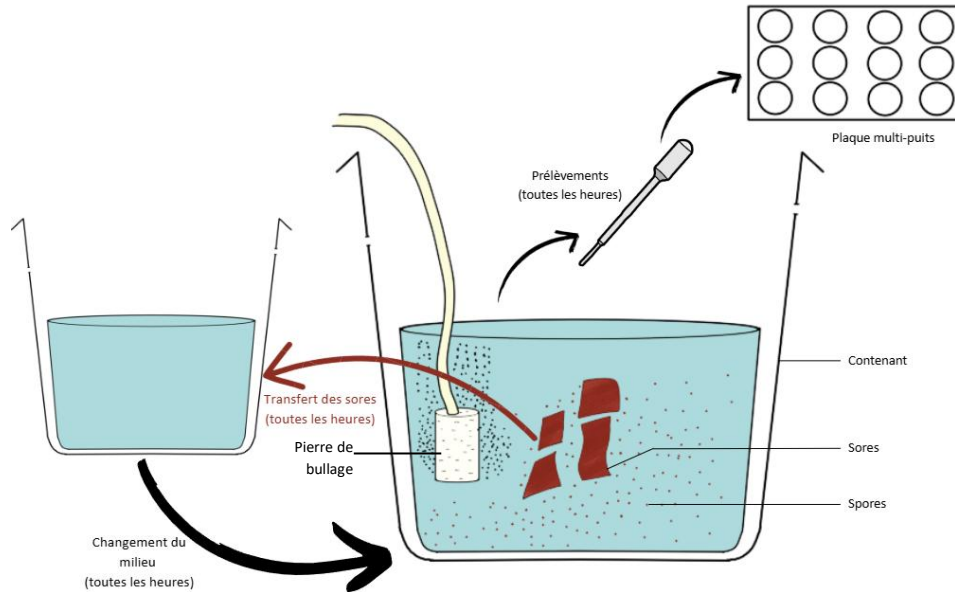


Figure 12: Dispositif expérimental de la mesure de la cinétique de sporulation de la dulse heure par heure (Chatelan, 2025)

Les sores ont été isolés du reste des thalles puis nettoyés avec une brosse à poils souples. Ils ont été trempés dans un bain d'eau douce puis d'eau de mer afin de les débarrasser au maximum des contaminants, notamment des diatomées (communication personnelle, Emeline Creis). Pour enclencher un processus de sporulation, les sores ont été placés au frais à 4°C pendant 12 heures avant de les remettre en eau pour l'expérience. A cause des limitations de matériel disponible, les quantités d'études des deux groupes (élevage et sauvage) diffèrent. Dans le cas du groupe d'individus d'élevage, à la sortie du frigo, 8g de sores ont été placés dans 300mL d'eau de mer à 12°C et pour le groupe d'individus sauvages, 45g de sores ont été plongés dans 600mL d'eau de mer à 12°C également. La sporulation a duré 5 heures pour le groupe d'élevage et 7 heures pour le groupe sauvage (tableau I).

Tableau I: Traitements de sporulation pour les deux groupes de géniteurs de dulse (élevage ou sauvage) (Chatelan, 2025)

Groupe	Traitement	Nettoyage	Sores	Volume	Temps	Période
Elevage	12h à 4°C	Oui	8g	300 mL	5h	Mars
Sauvage	12h à 4°C	Oui	45g	600 mL	7h	Mars

Collecte et analyse des données

Pour la mesure, trois prélèvements ont été faits par réplica et placés dans des plaques multi-puits. Pour chaque prélèvement, trois gouttes de 100µL ont été placées sur une boîte de pétri grâce à la micropipette de 200µL (figure 13). Les spores ont été comptées par observation à la loupe binoculaire (figure 12) au zoom x30 après quelques minutes d'attente afin de les laisser sédimenter.

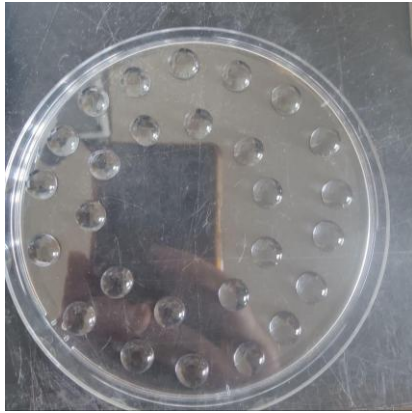


Figure 14: Préparation du dispositif de comptage des spores de dulse (Chatelan, 2025)

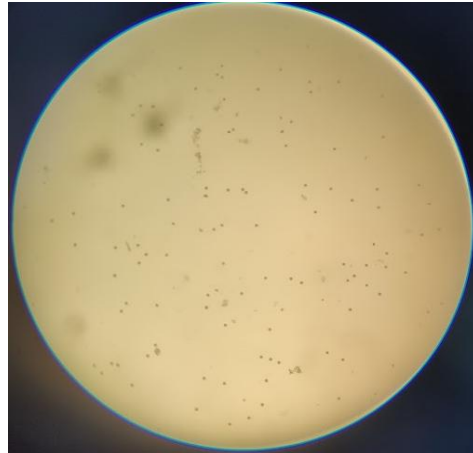


Figure 13: Observation des spores de dulse (grossissement x30) (Chatelan, 2025)

Pour exprimer une cinétique de sporulation, l'unité prise en compte est le nombre de spores par gramme de sores par heure. Pour l'analyse des résultats, le calcul suivant permet d'utiliser les données de comptage pour en faire des données en fonction du temps (Chatelan, 2025) :

$$Cin = C * 10 / (V * m)$$

Cin : la cinétique de sporulation (en spores/g/h)

C : la concentration (en spores/0,1mL/h)

V : le volume d'eau de mer (en mL)

m : la masse de sores (en g)

Le traitement des données a été fait avec le logiciel R studio v1.45. Les données obtenues à la suite de ce calcul sont corrélées temporellement et exprimées en spores par gramme de sores. Les données ont été modélisées avec un modèle linéaire mixte, prenant en compte la dépendance temporelle des données et les effets aléatoires, ici, l'effet bassin. Deux modèles ont été faits, un pour le groupe d'individus d'élevage et un pour le groupe d'individus sauvages. La modélisation s'est faite par l'utilisation de la bibliothèque lmerTest suivie d'une analyse des variances Anova et un test post_hoc de Tukey en utilisant la bibliothèque emmeans

c) Résultats

Visualisation des données

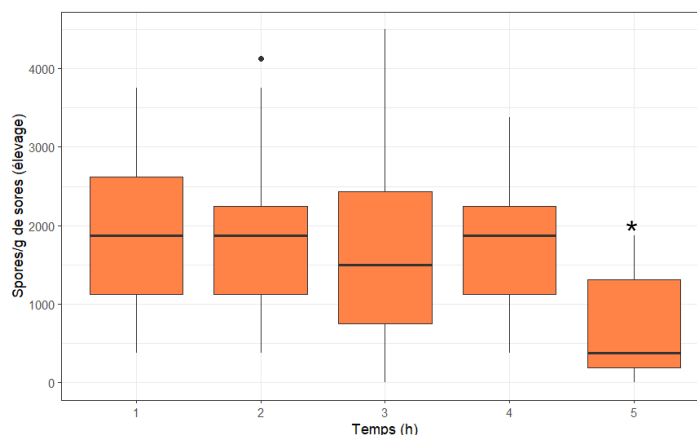


Figure 15: Répartition des données de la productivité de la sporulation de la dulse d'élevage en fonction du temps, code de significativité : (*) (Chatelan, 2025)

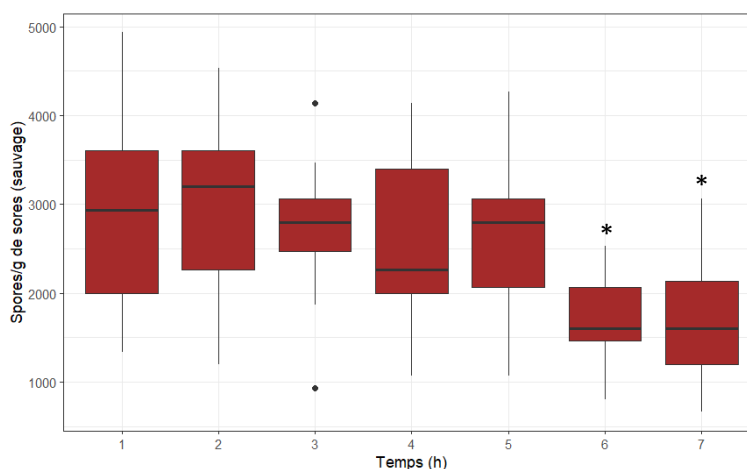


Figure 16: Répartition des données de la productivité de la sporulation de la dulse sauvage en fonction du temps, code de significativité: (*) (Chatelan, 2025)

Les répartitions des données sont hétérogènes et les variations de spores relâchées en fonction des heures ne diffèrent pas beaucoup (figure 14a. et b.). La productivité de la sporulation diminue avec le temps, à partir de l'heure 5 pour le groupe d'individus d'élevage et de l'heure 6 pour le groupe d'individus sauvages.

Modèles linéaires mixtes

La sporulation pour les heures 5 (élevage) puis 6 et 7 (sauvage) est significativement négative par rapport à la première heure (tableau II). A partir de l'heure 5 pour le groupe d'individus d'élevage et l'heure 6 pour le groupe d'individus sauvages, la productivité des thalles fertiles baisse. Les deux groupes ont un comportement similaire en fonction du temps. Les thalles fertiles de la dulse ont un

comportement de sporulation productif et stable pendant plusieurs heures avant que la quantité de spores relâchées chute (figure 15).

Tableau II: Test par modélisation linéaire mixte de la cinétique de sporulation de la dulse (Chatelan, 2025)

Valeur de référence	Valeur testée	t value	Degré de liberté	p.value
Heure 1 Elevage	Heure 5 Elevage	-4,63	22	<0,05
Heure 1 Sauvage	Heure 6 Sauvage	-2,18	22	<0,05
Heure 1 Sauvage	Heure 7 Sauvage	-2,27	22	<0,05

d) Discussion

Facteurs biotiques

Les deux groupes d'individus n'ont pas pu être comparé dans la visualisation des données ni lors de la modélisation à cause de leur concentration différente lors de la mise en place de la sporulation. Le suivi de la cinétique de sporulation à partir d'individus suivants le même protocole de sporulation permettrait d'identifier des comportements différents.

L'expérience a été menée entre mi-mars et fin mars 2025. La saison de sporulation de la dulse dans le Finistère nord se situe entre octobre et mars (Le Gall *et al.*, 2004). Le comportement de sporulation des individus, dont leur rendement, a pu être affecté par la période d'expérimentation, en fin de saison de reproduction des individus (Schmedes *et al.*, 2020).

La diversité des algues utilisées pour sporuler en tant que dulse sauvage augmente la diversité génétique et donc la potentielle productivité de certains individus. Une autre souche d'élevage aurait pu être bien plus productive que celle observée ici avec un comportement également différent. Le cas peut également être déduit pour le groupe d'individus sauvages car malgré une tentative de limiter les effets des individus en mixant les lots, une très forte diversité de production est observable (Le Gall *et al.*, 2004) et l'étude porte sur des algues récoltées sur un site unique dans le Finistère nord.

Limite expérimentale

A cause du temps disponible pour la mise en place de cette expérience, les heures de suivi restent assez courtes et les résultats ne permettent pas un suivi de moyenne et longue durée. L'expérience s'est déroulée sur une partie de la journée seulement. Un suivi sur 24h permettrait de conclure sur un comportement journalier de sporulation, qui serait plus précis. Les conclusions portent sur un comportement de sporulation ponctuel de la dulse.

Modèle

Lors de la modélisation, l'effet bassin explique une partie de la variance pour les données sur le groupe d'individus d'élevage seulement (annexe I). La variance inexpliquée par l'effet bassin est due à une variance intra-bassin largement supérieure à celle entre les bassins. Cela provient d'une variance

individus particulièrement importante, déjà observée par Le Gall et ses collaborateurs en 2004 ([Le Gall et al., 2004](#)).

Le modèle s'est fait à partir des trois répliques pour chaque groupe d'individus. La puissance statistique aurait pu être améliorée avec l'utilisation de plus de répliques.

Perspectives

La dulse a un comportement de sporulation stable et productif pendant plusieurs heures. Après cette période de sporulation, l'algue est moins productive et relâche peu de spores par heure. Lors des ensemencements mis en place par la suite, laisser la dulse sporuler pendant plusieurs heures est judicieux. Afin d'avoir des quantités de spores suffisantes, une même souche peut être utile sur une durée allant jusqu'à 5h. En 2020, Schmedes et ses collaborateurs ont montré qu'un temps de sporulation de 3h n'affectait pas par la suite le rendement de germination des spores lors de la culture ([Schmedes et al., 2020](#)). Pour la suite des expérimentations, la quantité de spores souhaitée étant facilement collectée en 3h, c'est le temps qui a été sélectionné pour leur mise en place. Dans un contexte de production, limiter le temps d'expérimentation est intéressant.

2. Effet du triplement des géniteurs sur la quantité de spores obtenues

a) Introduction

Lors de la mise en place des processus de sporulation est venue la nécessité d'obtenir une forte quantité de spores. Avant de connaître le comportement de sporulation de la dulse, les premiers essais pour cette étude ont été fait sur une période d'une heure, suivant des protocoles documentés ([Le Gall et al., 2004](#) ; [Schmedes et al., 2020](#)). Afin de concentrer la quantité de spores obtenues, plusieurs lots d'individus ont été utilisés pendant 1h. Après la mesure des comportements de sporulation, la quantité de spores par heure relâchées a été observée constante pendant au moins 5h. L'utilisation d'un même lot pendant plusieurs heures est plus intéressante dans l'économie du matériel biologique.

Dans le but de mettre en place des ensemencements permettant de nourrir les naissains d'ormeaux, il est nécessaire d'avoir une culture dense et homogène sur le collecteur. La quantité de spores récupérées dans le milieu de sporulation doit être conséquente pour avoir assez de matériel pour l'ensemencement. La quantité de spores obtenues dans le cas de l'utilisation de 3 lots de géniteurs ou d'un seul lot ont été comparées pour trouver une méthode d'ensemencement suffisante mais en réduisant le matériel biologique nécessaire au maximum.

b) Matériel et méthode

Matériel biologique

Les individus utilisés pour la mise en place de cette expérimentation sont sauvages récoltés à Kerlerdut au nord de l'Aber Wrac'h

Dispositif expérimental et traitements

L'expérience s'est faite dans des récipients en plastique alimentaire contenant 1L d'eau de mer, permettant l'immersion totale des algues. L'eau de mer a été passée par deux filtres, un filtre à poches à 50µm et un filtre à cartouche à 1µm et traitée UV. Chaque bassin est équipé d'un système de bullage à microbulles individuel. Trois répliques sont mis en place par traitement. Un premier traitement (T1) a consisté à utiliser un lot de géniteurs laissé en sporulation pendant trois heures et un second traitement (T3) a consisté à utiliser trois lots de géniteurs pendant une heure dans un seul bassin avec changement de lot à chaque heure (figure 16). Dans le cas du T3, les lots de sores de 75g de sores par litre remplaçant le premier lot sont gardés au frais jusqu'à leur utilisation.

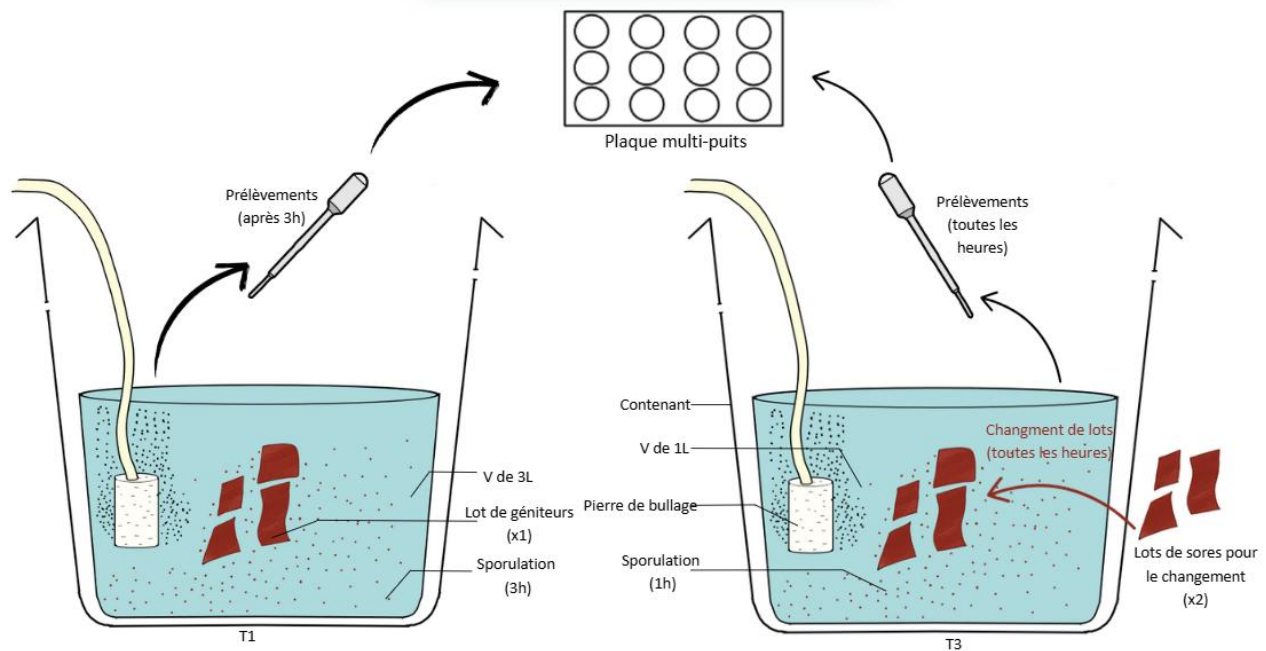


Figure 17: Dispositif expérimental de mesure de la sporulation en fonction du nombre de lots de géniteurs (T1: 1 lot de géniteurs pendant 3h, T3: 3 lots de géniteurs pendant 1h) (Chatelan, 2025)

Le traitement pour entraîner une sporulation est similaire à celui décrit en II.1.b à la différence que les sores ne sont pas baignés dans l'eau douce car les spores ne sont pas gardées par la suite pour les mettre en culture et ne craignent donc pas de contamination. Après 12h à 4°C, 75 g de sores des deux groupes de traitement sont placés dans 1L d'eau de mer filtrée à 1 µm à 12°C (tableau III). La température de l'eau a été de 12°C et l'éclairage a été fait avec une lampe led Natural Light à 2000lux.

Tableau III: Traitements pour la mesure de sporulation de la dulse en fonction du nombre de lots de géniteurs utilisés (Chatelan, 2025)

Groupe	Nom	Traitement	Sores	Volume	Température	Temps	Période
1 lot de géniteur	T1	12h à 4°C	75g	1L	12°C	3h	Mars
3 lots de géniteurs	T3	12h à 4°C	75g	1L	12°C	3x1h	Mars

Collecte et analyse des données

Après un temps d'expérimentation total de 3h, trois prélèvements ont été faits par réplicas et mis dans une plaque multi-puits. La mesure de la concentration en spores des bassins s'est faite selon la même méthode que celle décrite en II.1.b et l'estimation de la concentration des spores a été calculée avec la formule suivante :

$$C = n * 10$$

Avec:

C: la concentration (en spores/mL)

n: le nombre de spores comptés dans 100 μ L

Le traitement statistique des données a été fait sur le logiciel R studio en version 1.45 et l'analyse s'est faite avec un test de Student après avoir utilisé les tests de Shapiro Wilk et de Levene pour vérifier les hypothèses de normalité des données et d'homogénéité des variances.

c) Résultats

Visualisation des données

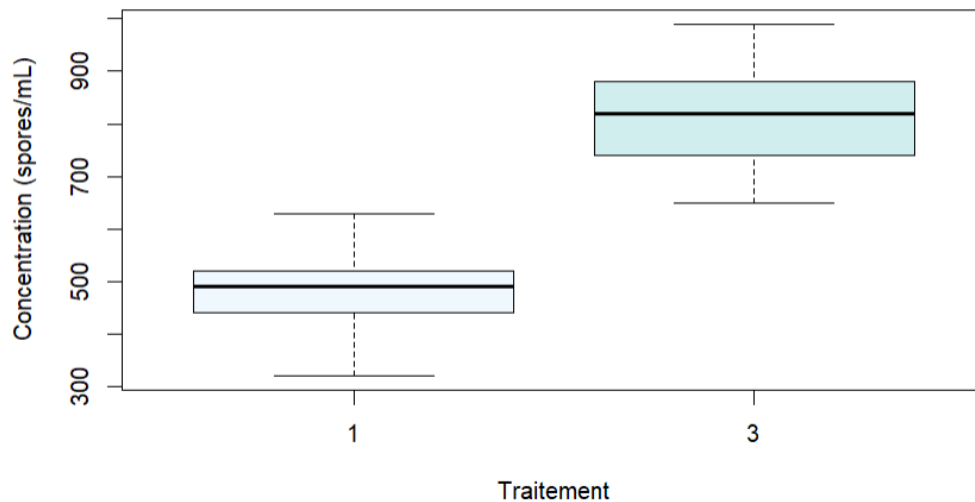


Figure 18 : Répartition des concentrations en spores par mL par traitement (T1 : Utilisation d'un lot de géniteurs pendant 3h ; T3 : Utilisation successive de trois lots de géniteurs pendant 1h) (Chatelan, 2025)

Les résultats sont peu dispersés (figure 17). La quantité de spores obtenues est plus importante pour un traitement avec 3 lots de géniteurs (807 spores par mL en moyenne) où les moyennes des prélèvements réalisés sont deux fois plus importantes que pour le traitement 1 (479 spores par mL en moyenne).

Test de Student

Un test de Student pour comparer les deux traitements a été fait. Au préalable, les tests de Shapiro-Wilk et Levene donnent une p.value supérieure à 0,05. Les données sont distribuées selon une loi normale et que les variances sont homogènes entre les deux traitements. Le test de Student renvoie une p.value très inférieure à 0,05, ce qui démontre une significativité importante de l'effet "Traitement" sur la quantité de spores obtenues. L'utilisation de 3 lots de géniteurs permet, en un temps de trois heures, d'obtenir une quantité de spores supérieure à celle observée avec l'utilisation d'un seul lot.

d) Discussion

Facteurs biotiques

Comme pour la manipulation précédente avec l'étude de la sporulation, les données observées dépendent des individus et ce qui est observé pour ces individus peut être différent si le matériel biologique est prélevé ailleurs par exemple (Le Gall *et al.*, 2004).

Les données sont peu dispersées dans les deux traitements. Avec un mélange de plusieurs individus sur chaque lot, le triplement des géniteurs n'est pas plus intéressant que l'utilisation d'un seul lot pour compenser l'effet de différence de production des individus.

Perspectives

L'augmentation de la quantité de spores obtenues n'est pas triplée quand la quantité de géniteurs l'est. L'intérêt reste donc limité dans le triplement des lots de géniteurs car tripler la production de tétrasporophytes matures ne permet pas de tripler la biomasse obtenue par la suite. Dans un contexte de production, le choix du T3 utilise 3 fois plus d'algues pour la reproduction et n'est pas forcément rentable si la quantité de spores nécessaire peut être atteinte avec un seul lot de géniteurs. Dans un contexte de production, l'un des enjeux est de limiter la quantité de géniteurs à produire pour les ensemencements. Dans ce cadre, cette méthode ne répond pas à cet enjeu. La quantité de spores obtenues, bien que significativement supérieure, peut être compensée par une durée de sporulation supérieure, étant donné que la sporulation reste stable pendant plusieurs heures (II.1). Dans la suite des expérimentations, la quantité de spores nécessaire aux ensemencements était largement atteignable avec des géniteurs suivant le traitement T1, et c'est donc celui qui a été choisi.

III. Evaluation des techniques de fixation des spores sur plaque de polystyrène

1. Introduction

Dans l'intérêt de cultiver de la dulse pour nourrir des juvéniles d'ormeaux, une surface solide sur laquelle les larves peuvent se fixer comme des plaques de polystyrène est un choix déjà fréquent (Le Gall *et al.*, 2004; France Haliotis, 2025; Courtois de Viçose *et al.*, 2023). Le comportement des spores de la dulse sur cette surface lisse est donc l'un des aspects à étudier afin de favoriser leur fixation pour une culture homogène et dense, voulue pour l'alimentation des juvéniles d'ormeaux par la suite. Cependant, le taux de survie des spores entre la sporulation et la fixation est également critique pour la réussite de la culture (Schmedes *et al.*, 2020). Il est important de favoriser une méthode de fixation permettant une répartition homogène des spores tout en assurant une densité importante et un bon attachement des individus. Les spores de dulse n'étant pas mobiles, obtenir une fixation homogène sur un support de culture est plutôt compliqué (Schmedes *et al.*, 2020). La culture sur plaque de polystyrène a cependant été prouvée possible (Le Gall *et al.*, 2004). Pour favoriser la culture souhaitée, plusieurs techniques de préparation des plaques d'ensemencement ont été testées.

2. Test de différentes méthodes d'ensemencement

a) *Matériel et méthode*

Matériel biologique

L'expérience s'est faite avec des thalles fertiles d'une souche de dulse déjà isolée et cultivée en conditions contrôlées en bassin depuis plusieurs mois.

Dispositif expérimental et traitements

Chaque test a été réalisé dans des récipients en plastique alimentaire individuels contenant 1L d'eau de mer filtrée à 1 micron et traitée aux UV. Au fond des récipients ont été placés des collecteurs faits de morceaux de plaques de polystyrène mesurant 8*8 cm. Ils ont été maintenus au fond grâce à un lest et la moitié de la surface a été préalablement rayée au papier de verre afin d'en augmenter les aspérités.

Au cours de cette expérience ont été testés trois traitements différents de sporulation: un témoin avec dépôt des spores fertiles directement dans l'eau au-dessus du support, un ensemencement par sédimentation avec des spores préalablement récupérées dans un autre récipient et un traitement par application des spores préalablement récoltées et concentrées avec un pinceau directement sur les collecteurs.

Au moment de la mise en place de l'expérience les individus étaient en milieu fermé avec un très léger bullage. Trois jours après le début de l'expérience, tous les récipients en plastique ont été mis en système de circulation d'eau ouvert avec une alimentation en eau individuelle pour chaque réplica. Cette eau était filtrée à 1µm et le filtre à cartouche changé chaque semaine.

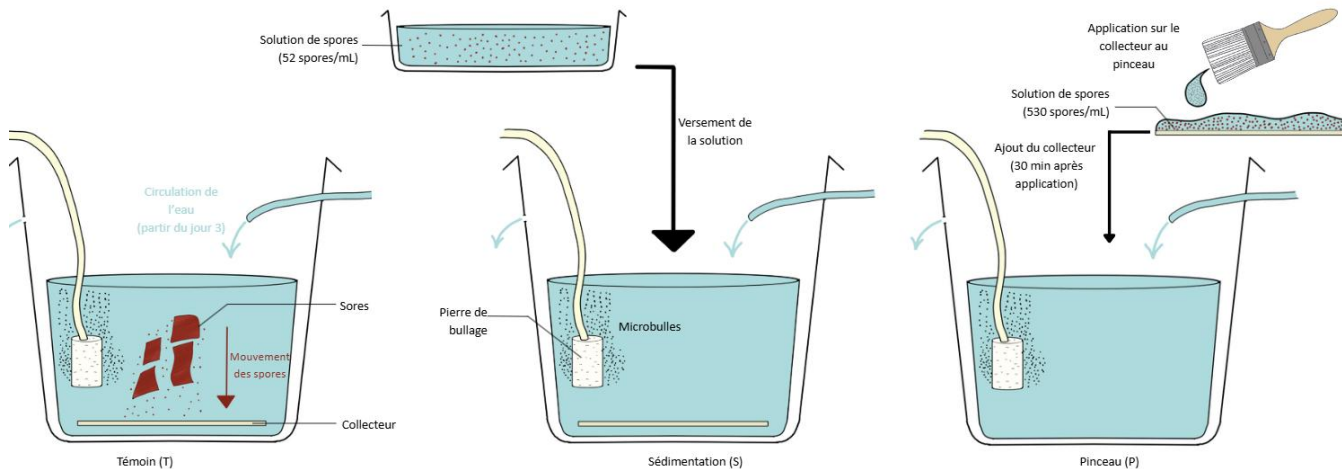


Figure 19: Dispositif expérimental de mesure de la fixation des spores de dulse en fonction du traitement (Témoin (T): trempage des sores fertiles directement dans le milieu avec le collecteur au fond; Sédimentation (S): préparation d'une solution de spores à part et rajout dans le milieu ; Pinceau (P) : application au pinceau sur le collecteur d'une solution de spores concentrée) (Chatelan, 2025)

Les sores ont été isolés des thalles fertiles puis frottés et lavés à l'eau douce afin de les débarrasser au maximum des contaminants. Après rinçage à l'eau de mer, ils ont été placés une nuit au frais à 4°C puis mis au contact de l'eau à 12°C pour les faire sporuler.

8 g de sores isolés ont été utilisés pour ensemençer trois réplicas par traitement : un témoin (T), un traitement par sédimentation (S) et un traitement au pinceau (P) (figure 18).

Pour le témoin, les algues ont été plongées directement dans 1L d'eau avec le support au fond.

Pour la sédimentation, une solution de spores de 300mL a été préparée. Cette solution a été versée dans 700 mL d'eau pour compléter la solution à 1L. La concentration a été mesurée suivant la même méthode que pour la mesure dans le cadre du dressage de la cinétique de sporulation. Les spores versées dans le milieu arrivent au collecteur par sédimentation (Maggs et Callow, 2002).

Enfin l'application au pinceau a été testée par concentration des spores après récupération de celles-ci sur un tamis à 10 microns et ensemençement au pinceau directement sur les plaques. Les plaques étaient plongées dans le milieu 30 minutes après le passage au pinceau (Tableau IV). La température a été de 13°C et l'éclairage a été fait avec une lampe led Natural light à 2000lux.

Tableau IV: Traitements pour l'ensemencement de collecteurs avec des spores de dulse (Chatelan, 2025)

Groupe	Nom	Traitement	Sporulation	Sores	Volume	Température	Temps	Période
Témoin	T	12h à 4°C	Sores plongés directement dans le milieu	8g	1L	13°C	3j	Avril
Pinceau	P	12h à 4°C	Application d'une solution de spores concentrée sur le collecteur	8g	1L	13°C	3h	Avril
Sédimentation	S	12h à 4°C	Rajout d'une solution contenant les spores au milieu de culture avec le collecteur au fond	8g	1L	13°C	3h	Avril

Collecte et traitement des données

Pour évaluer la concentration des spores dans le milieu, la méthode est la même que celle suivie en II.1.b. Pour le suivi de la quantité des spores fixés, les plaques de 64 cm² ont été placées sous loupe binoculaire avec un comptage des spores pour 0.25cm² sur 6 zones différentes, 3 dans la partie lisse et 3 dans la partie rayée pour ramener à une quantité de spores par cm². Les données ont été collectées par la prise de photo puis un comptage à l'aide du logiciel Mesurim 2 de l'académie de Nice (Cosantino, 2025)

Les données ont par la suite été traitées par le logiciel Rstudio version 1.45 en deux temps. L'analyse des différents traitements s'est faite avec un test de rangs non paramétrique de Kruskal-Wallis, suivi d'un test post-hoc de Nemenyi. L'intérêt du grattage des plaques s'est fait indépendamment du traitement avec un test non paramétrique de Friedman.

b) Résultats

Visualisation des données

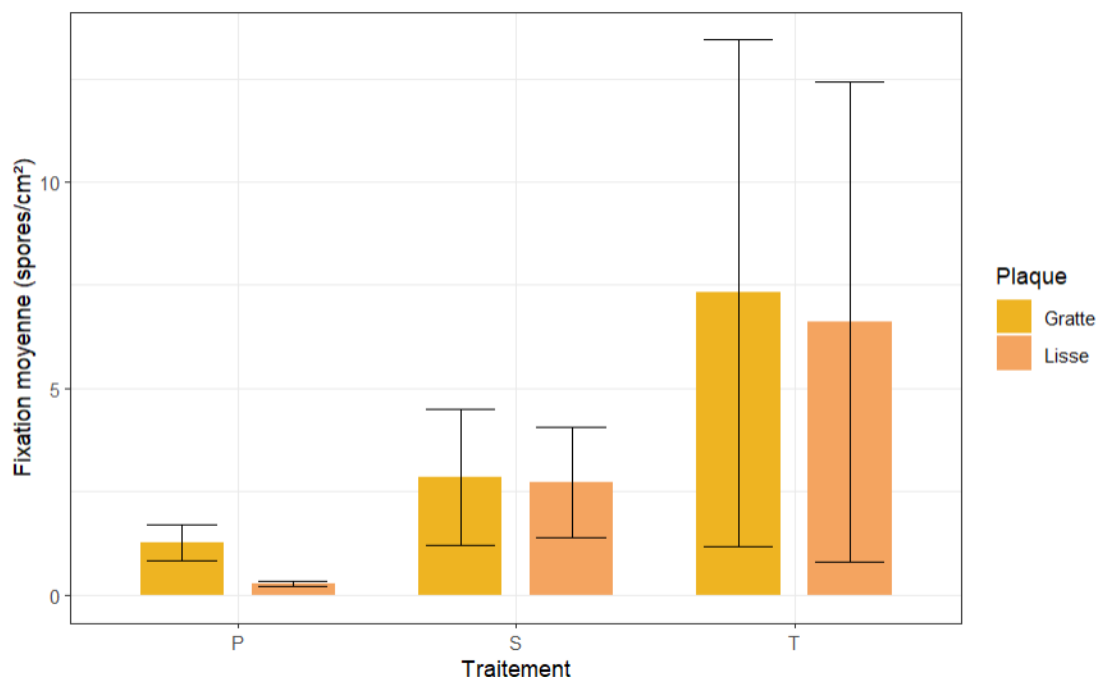


Figure 20: Densité de spores fixées sur les plaques en fonction du traitement après transformation logarithmique des données (P: pinceau, T: témoin et S : sédimentation) d'ensemencement des plaques avec erreur standard à 95% (Chatelan, 2025)

Les données sont très dispersées avec des erreurs types très importantes (figure 19). La visualisation par un histogramme montre une fixation très favorisée chez le témoin. Les taux de fixation moyens observés pour les traitements P et S sont respectivement de 1,1% et 6,8%.

Tests statistiques

Les tests de Kruskal-Wallis et Friedman sont significatifs ce qui montre une différence significative entre les traitements et les plaques (tableau V). Après un test post-hoc de Nemenyi, Le témoin permet une fixation des spores significativement plus efficace que l'application au pinceau. Indépendamment du traitement, le grattage des plaques permet une meilleure fixation des spores.

Tableau V: Test de significativité pour les différents traitements d'ensemencement et de plaque (Chatelan, 2025)

Variable	Test	p.value	Degré de liberté
Traitement	Kruskal-Wallis	<0,05	2
Plaque	Friedman	<0,05	8

c) Discussion

Facteurs biotiques

La dulse utilisée pour la mise en place de cette expérience provient de la souche BV en culture depuis plusieurs mois, déjà utilisée en partie II.1. Elle a été mature pendant à partir d'octobre 2024 pendant la saison de reproduction de l'espèce et les spores présentes en fin de saison peuvent avoir été impactées par la période de réalisation de l'expérience (Schmedes *et al.*, 2020). Cela peut expliquer la faible productivité lors de la mise en place des traitements P et S (<2 000 spores par gramme de sore par heure observées ici et entre 5 000 et 25 000 spores par gramme de sore par heure observées par Le Gall et ses collaborateurs (Le Gall *et al.*, 2004)).

Facteurs abiotiques

Les faibles taux de fixation des traitements P et S expliquent la faible présence des spores sur les plaques pour ces deux traitements. La mise de spores dans le milieu est un moment critique où beaucoup de mortalité peut être observée. Cela peut être dû à la temporalité de l'expérience, ici en fin de période de reproduction (Schmedes *et al.*, 2020). Aussi, il a été observé sur d'autres espèces d'algues rouges du genre *Gracilaria*, que les sores relâchent moins de spores dans des milieux non enrichis, ce qui est le cas ici (Lideman *et al.*, 2020). Le comportement des thalles fertiles aurait pu être différent si l'eau avait été enrichie.

Puissance statistique

Le traitement s'est fait avec trois réplicas et des données très hétérogènes et dispersées. Les taux de fixation étaient très différents et l'analyse s'est faite avec des tests non paramétriques. Leur puissance est donc limitée par rapport à des tests répondants à plus de contraintes. Cela s'observe car malgré des données de densité plus importantes pour le témoin, on ne peut pas conclure sur la différence avec le traitement S.

L'analyse sur la méthode de fixation doit se faire avec prudence et ce qui est observé ici doit être interprété comme une tendance plus qu'un réel résultat significatif.

Perspectives

La problématique de l'homogénéité de la répartition des spores sur les supports reste importante et les résultats de l'expérience montrent une répartition hétérogène de ceux-ci. La recherche des méthodes, comme l'application au pinceau ou par sédimentation, ont été faites car elles sont susceptibles d'être plus homogènes. Ces méthodes entraînent l'intervention du manipulateur, qui peut alors choisir la répartition des spores. L'application des spores au pinceau est une technique significativement moins intéressante que le témoin. De plus, le taux de fixation des spores par sédimentation est plus élevé que celui par traitement au pinceau. Pour un ensemencement sur des volumes plus importants, le choix s'est donc porté sur la méthode de sédimentation avec une augmentation importante de la quantité de spores mis dans le bassin pour pallier au faible taux de fixation.

3. Suivi de culture ensemencée par sédimentation

a) Matériel et méthode

Matériel biologique

Le matériel biologique utilisé a été de la dulse récoltée au niveau de Kerlerdut au nord de l'Aber Wrac'h en plongée le 31 mars 2025.

Dispositif expérimental et traitements

La mise en place de l'expérimentation s'est faite avec un grand bassin peu profond de 1m² de surface. Le fond a été recouvert avec les supports choisis. Deux traitements ont été suivis, 3 plaques ont été mises en eau pendant plusieurs semaines avant l'expérience et ont été recouvertes d'un biofilm alors que 3 plaques ont été lavées à la javel et débarrassées de toute contamination avant l'expérience. Le bassin a été équipé d'un bullage avec une pierre permettant l'oxygénation en microbulles et d'un système d'arrivée d'eau filtrée à 1µm par un filtre à cartouche (figure 20). Les plaques ont été maintenues au fond à l'aide de lests et des fragments ont été disposés aléatoirement pour permettre les premières collectes de données à la loupe binoculaire sans sécher ni exposer à la chaleur les jeunes spores.

Cinq jours après l'ensemencement, les plaques ont été déplacées dans 3 bacs de 170L et cultivées verticalement à l'aide de paniers. Une plaque de chaque traitement (biofilm ou non) a été placée dans chaque bac. Chacun avait un système de bullage à fines bulles et une arrivée d'eau filtrée indépendants.

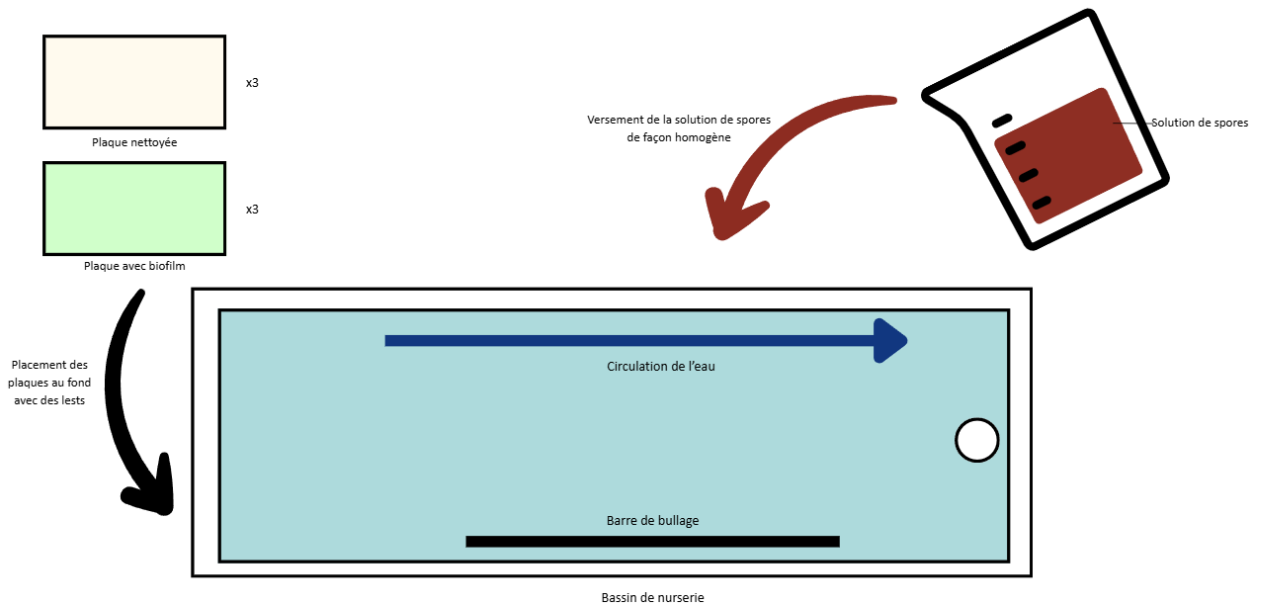


Figure 21: Ensemencement de spores de dulse sur plaques avec ou sans biofilm dans un bassin de nurserie (Chatelan, 2025)

Le processus de sporulation suivi est le même que décrit dans la partie II.1.b car déjà prouvé efficace. Les sores ont été sortis et placés dans un bac de 30L rempli d'eau de mer filtrée à 1µm et passée à la lampe UV. Afin d'optimiser la quantité de spores obtenues, les thalles fertiles ont été plongés à une densité de 75g/L. Des contrôles fréquents de la densité des spores dans le bac de sporulation ont été réalisés afin de connaître cette densité et d'adapter le volume de solution versé dans le bac pour ensemençer par sédimentation 1m² de plaques à 500 spores/cm² avec le calcul suivant (Baud, 2025) :

$$V = d * S / C$$

Avec :

V: le volume de solution de spores versé en L

d: la densité de spores souhaité en spores/cm²

S: la surface à ensemençer en cm²

C: la concentration de spores en spores/L

Par la suite, le volume choisi a été mesuré à l'aide d'un bécher et versé dans le bassin de culture des spores préalablement rempli d'eau de mer filtrée et traitée aux UV. Ce pré-remplissage a permis un non débordement du système évitant la perte des spores mais aussi une dilution des contaminants comme les bactéries ou les composants éventuellement toxiques relâchés par les thalles pendant la sporulation. Un système de bullage avec des microbulles a été allumé quelques heures après la mise en bassin des spores. Le bassin a été mis en système ouvert 24h après le début de l'expérience. La température a été de 13,5°C au moment de l'ensemencement et l'éclairage maintenu à 1600lux. Pendant les 80 jours de culture, la température a variée plusieurs fois en fonction de la température de l'eau de pompage.

Tableau VI: Traitements des plaques pour l'ensemencement avec des spores de dulse en nurserie (Chatelan, 2025)

Groupe	Traitement	Densité voulue	Surface	Température	Fertilisation	Période
Biofilm	12h à 4°C	500spores/cm ²	5400 cm ²	13,5°C	Non	Avril-Juillet
Propre	12h à 4°C	500spores/cm ²	5400 cm ²	13,5°C	Non	Avril-Juillet

Collecte et analyse des données

Pour les données de fixation initiale, les petites plaques disposées dans le système ont été analysées à la loupe binoculaire et le nombre de spores comptées sur une surface connue, permettant de connaître la densité fixée. Ce premier comptage a été fait 3 jours après la disposition des spores dans le bassin, temps à partir duquel toutes les spores se sont fixés (observations personnelles, Aurélien Baud). Par la suite la croissance des plantules a été suivie à partir du taux d'individus produisant un thalle grâce aux observations à la loupe binoculaire au grossissement x30 et la prise de photos. Le taux de germination apporte des informations sur la croissance des mâles dans les premiers stades uniquement, les femelles restant bien plus petites. Le taux d'individus développant des thalles permet de déterminer un sexe ratio, du au dimorphisme sexuel prononcé de la dulse (Van der Meer et Chen, 1979). Les photos

ont été analysées sur le logiciel Mesurim 2 de l'académie de Nice (Cosentino, 2025) permettant le comptage des spores sur une surface connue. Les surfaces comptées ont été déterminées aléatoirement. Le suivi de la densité a permis la détermination de l'existence d'une mortalité des individus.

Les données collectées ont été analysées sur le logiciel R studio v1.45 en deux parties. L'intérêt de l'utilisation de plaques avec biofilm ou non a été étudié avec un modèle linéaire mixte mettant en évidence l'évolution de la densité de spores puis plantules en fonction du traitement et de l'âge. Ce modèle permet également l'ajout d'effets aléatoires, ici, l'effet bassin et l'effet plaques. Le modèle a été réalisé sur des données transformées avec une fonction racine carré pour améliorer l'homoscedasticité des résidus. Ce modèle a été analysé avec une anova par la suite et un test post-hoc de Tukey avec l'utilisation de la bibliothèque emmeans.

L'étude du développement de thalles s'est faite avec un taux exprimé en pourcentage par rapport à la densité de spores totale. Un test binomial a été fait pour déterminer les taux significativement supérieurs à 50%. Une asymptote a été déterminée avec la limite de la moyenne des taux d'individus développant un thalle observés sur chaque plaque.

b) Résultats

Partie 1: évolution de la densité de plantules en fonction de l'âge, la température et le biofilm

Visualisation des données

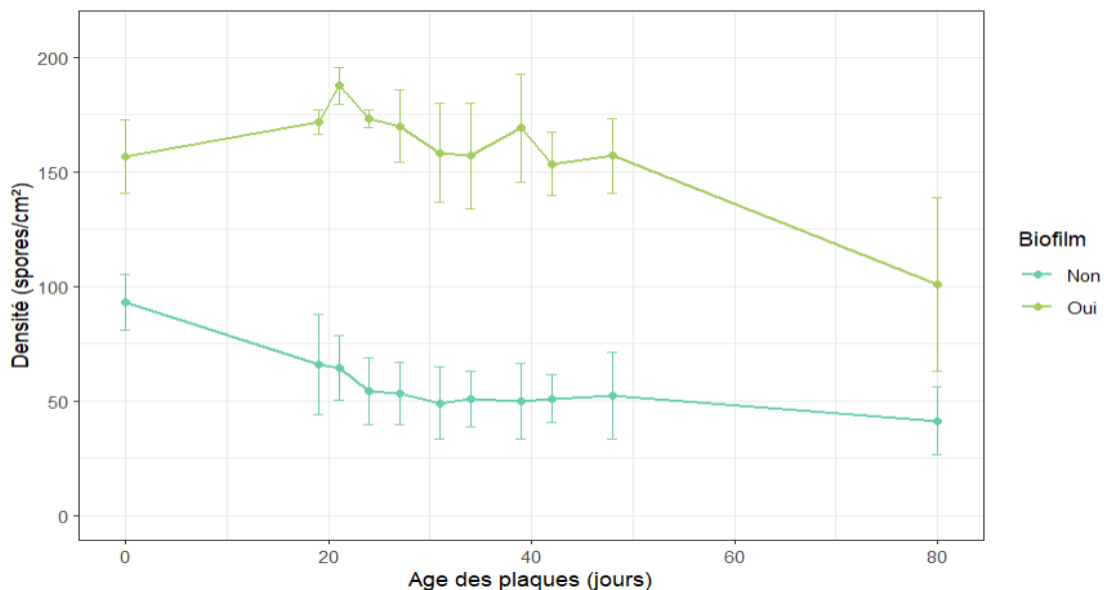


Figure 22: Evolution de la densité de spores puis plantules sur les plaques en fonction de l'âge et du biofilm avec affichage des erreurs standards à 95% (Chatelan, 2025)

Les données montrent deux groupes de densité de plantules en fonction de la présence ou non d'un biofilm (figure 21). Les plaques avec biofilm ont une quantité de spores fixées supérieure aux

plaques sans biofilm. Les taux de fixation observés sont de 18,7 %($\pm 3,9\%$) pour les plaques sans biofilm et 31% ($\pm 9,8\%$) pour les plaques avec biofilm.

Modèle linéaire mixte

Tableau VII: Test de Tukey par modélisation linéaire mixte de la densité de spores sur support en fonction de l'âge et du biofilm (Chatelan, 2025)

Valeur de référence	Valeur testé	t value	Degré de liberté	p.value
Sans biofilm	Avec biofilm	15,77	51	<1e-16
Age 0	Age >0	-2,51	51	<0,05
Age > 0 sans biofilm	Age >0 avec biofilm	-2,338	51	<0,05

Le modèle indique une partie de la variance expliquée par l'effet plaque (annexe 2). Le placement dans les différents bassins n'a pas influencé les résultats de cette expérience. Les plaques ont un effet aléatoire sur la fixation des spores et l'évolution de la densité des spores. Le biofilm a un effet significatif positif (t value >0 et p.value <0,05, tableau VII). La présence d'un biofilm augmente la quantité de spores sur la plaque, le biofilm améliore la fixation des spores. L'âge a un effet fortement significatif négatif (t value <0 et p.value <<0,05, tableau VII). La quantité d'individus diminue avec l'âge, ce qui témoigne d'une mortalité en fonction du temps passé en bassin. L'interaction biofilm et âge a un effet négatif significatif (t value <0 et p.value <0,05, tableau VII). La mortalité est plus importante pour les plaques recouvertes d'un biofilm.

Partie 2: Evolution du taux de plantules développant un thalle

Visualisation des données

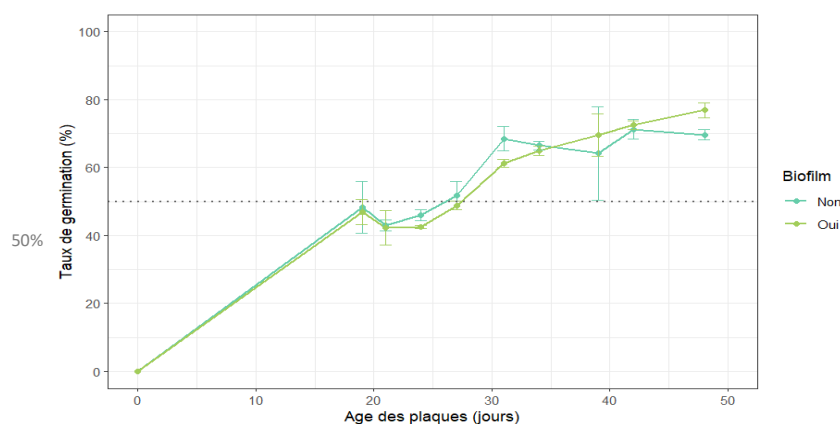


Figure 23: Evolution du taux de spores germées par traitement des plaques (avec ou sans biofilm) en fonction de l'âge des plaques et affichage des erreurs standards à 95% et de la constante à 50% (Chatelan, 2025)

Le taux de plantules développant un thalle semble augmenter avec l'âge et arriver à un plateau autour des 50% entre le jour 20 et le jour 30 (figure 22). Le taux d'individus développant des thalles dépasse significativement les 50% à partir du jour 30. Il se stabilise entre 60 et 80%.

Test binomial et asymptote

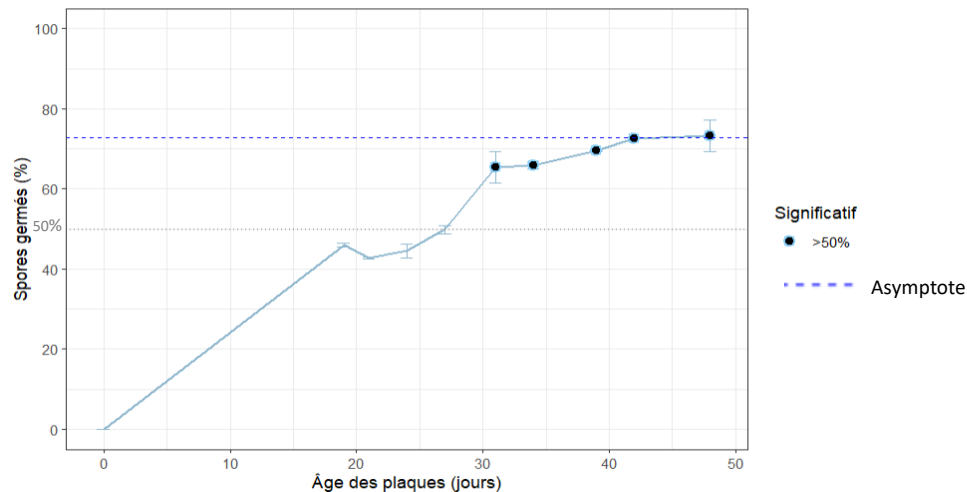


Figure 24: Evolution du taux de spores germées sur plaque en fonction de l'âge et affichage des valeurs significativement supérieures à 50% à l'aide d'un test binomial et affichage de l'asymptote du taux à 72,5% (Chatelan, 2025)

Le taux de plantules développant un thalle augmente et converge vers une limite située à 72.5%. Les gamétophytes femelles commencent à développer des thalles au jour 30 environ où l'on commence à observer des taux de germination significativement supérieurs à 50% (figure 23).

c) Discussion

Facteurs biotiques

L'environnement n'a pas été totalement contrôlé et des indicateurs, comme la température, ont varié en fonction de l'eau pompée, ce qui a pu avoir un effet sur la croissance de la dulse ([Stévant et al., 2023](#)). Le contrôle des contaminants a été également limité et plusieurs observations d'organismes compétiteurs comme les diatomées ou les algues brunes filamenteuses du genre *Ectocarpus* ont été faites pendant l'expérience.

Facteurs abiotiques

Les plaques d'ensemencement ont été utilisées pendant plusieurs années avant l'expérience. Cela peut être une raison pour laquelle l'effet aléatoire des plaques explique une partie de la variance dans le modèle. Elles étaient fréquemment sorties de l'eau et observées à la loupe binoculaire pour collecter les données. Des précautions de temps d'observation étaient prises pour limiter l'effet de ce stress sur les individus cependant les algues étaient tout de même exposées à une luminosité et chaleur

bien plus élevées que dans les bassins. Ces différentes raisons peuvent expliquer l'effet des plaques sur la variance montrée dans le modèle.

Une méthode de culture avec un meilleur contrôle des différents facteurs, comme la température, la qualité de l'eau, l'ajout d'éléments nutritifs permettrait d'observer de meilleurs rendements. C'est le cas dans les expérimentations de Line Le Gall en 2004, avec des taux de survie bien plus intéressants pour la culture de dulse à partir de sporophytes ([Le Gall et al., 2004](#)).

Modèle statistique

L'étude du modèle s'est faite après une transformation des données, justifiée par la comparaison des résidus mieux répartis après l'utilisation de la fonction racine carrée. Les p.value sont assez éloignées de 0,05 donc les résultats restent significatifs malgré la transformation.

La plaque III ayant été accidentellement exposée à l'air libre pendant trop longtemps, les données de densité au jour 80 ne pouvaient pas être interprétables. Elles ont été retirées du modèle qui présente des limites pour la valeur Age = 80 jours et Biofilm: oui car les données n'ont pas été calculées avec trois répliques.

Perspective

Les faibles taux de fixation témoignent d'une très forte mortalité au moment de l'ensemencement. Obtenir suffisamment de spores pour contrer cet effet et contrôler la fixation à la densité souhaitée semble tout de même possible. Cet ensemencement peut se faire sur des plaques recouvertes d'un biofilm qui montrent un meilleur taux de fixation.

La mortalité n'est pas ponctuelle au moment de la sporulation et de l'ensemencement car elle s'observe tout au long de la culture, comme l'âge est un paramètre significatif négatif de la densité de plantules. Le phénomène de développement des thalles chez les gamétophytes femelles semble concerner 50% environ des femelles. Ce phénomène peut être intéressant dans le cas de culture de gamétophyte, comme ici, car il permettrait d'avoir plus de 50% de la population développant de la biomasse, même sans fécondation. Cependant, les thalles femelles ont une croissance plus lente que les mâles et produisent des spores non viables ([Van der Meer et Chen, 1979](#)). Les femelles ont une durée de vie limitée estimée entre 6 et 8 mois si elles ne sont pas fécondées ([Van der Meer et Chen, 1979](#)), limitant grandement les possibilités de culture.

4. Conclusions

L'ensemencement de supports actuellement utilisés en nurserie par l'entreprise avec de la dulse est possible. Pour favoriser des conditions d'homogénéité et donc d'accessibilité à la ressource pour les ormeaux, la méthode d'ensemencement par sédimentation semble justifiée. Cependant, même avec des conditions avantageuses pour la fixation de spores comme la présence d'un biofilm sur la plaque, le taux de fixation reste faible. Il est possible de compenser ce problème de quantité avec la maîtrise de la sporulation et l'anticipation de la perte des spores. Par la suite, il est important de maintenir des

conditions stables et dans les optimums de croissance des jeunes plantules. Pendant le temps de culture, la mortalité des gamétophytes est faible mais toujours présente. Il est donc important de considérer cette perte d'individus lors de la mise en place des cultures afin d'avoir assez de biomasse pour nourrir les ormeaux.

IV. Conditions de croissance des jeunes plantules

1. Introduction

Une fois les jeunes gamétophytes fixés sur le support, le suivi de leur taille permet de conclure sur la méthode de croissance la plus rapide. Différentes méthodes peuvent se montrer intéressantes sur les aspects d'accès à la lumière et de disponibilité des nutriments. Les plaques ensemencées en III.2. ont passé 80 jours placées verticalement et leur taux de croissance est 28 fois plus lent par rapport à ce qui peut être observé sur d'autres études ([Le Gall et al., 2004](#)). Différentes techniques de croissance ont donc été étudiées pour déterminer si la méthode suivie pendant 80 jours ou même la culture sur plaques ont été des facteurs limitants sur la croissance des plantules.

2. Matériel et méthode

Matériel biologique

Les plantules utilisées pour cette expérience ont été cultivées pendant 80 jours sur des plaques en polystyrène. Afin d'avoir trois répliques, les trois plaques avec la plus grande densité de spores au moment de la mise en place de l'expérience ont été choisies.

Dispositif expérimental et traitements

Trois traitements ont été déterminés pour évaluer le plus intéressant pour la croissance des plantules. Les plaques ont été séparées en tiers et isolées dans des bassins de culture indépendants. Chaque culture sur plaque était dans un bassin de 30L avec un système de bullage à fine bulle et d'apport d'eau indépendant (figure 24). Les cultures en suspension étaient suivies dans des bouteilles en plastique transparentes pourvu d'un système de grosses bulles pour maintenir la suspension (figure 25). Les bouteilles trempaient dans un bain-marie pour maintenir la température de la culture à 13,5°C ([Stévant et al., 2023](#)). L'eau de mer circulant dans le système est filtrée à 1µm et refroidie avec une pompe à chaleur pour maintenir une température stable de 13,5°C. Les plaques ont été nettoyées au jet d'eau douce une fois par semaine. Chaque culture était fertilisée une fois par semaine avec du nitrate de sodium et du phosphate aux concentrations suivant celles du milieu f/2 (annexe III).



Figure 26: Culture de plantules de dulse en suspension (Chatelan, 2025)



Figure 25: Cultures de plantules de dulse sur plaque de polystyrène verticale ou horizontale (Chatelan, 2025)

La mise en place de la culture sur plaque a nécessité la casse des plaques pour des cultures indépendantes. Chaque plaque était nettoyée avant d'être mise en culture.

Pour mettre les cultures en suspension, les plaques ont été méticuleusement raclées à l'aide d'un scalpel. Les plantules ont été récupérées dans un récipient contenant 600mL d'eau de mer filtrée à 1µm et traitée aux UV. Ce contenant a ensuite été versé dans les récipients de culture faits de bouteilles en plastique placées dans un bain-marie afin de maintenir une température de culture optimisée à 13,5°C. 6µL de dioxyde de germanium a été ajouté en quantité d'utilisation préconisée pour ne pas affecter les plantules, à chaque réplica pour limiter la propagation des diatomées et un système produisant des grosses bulles permettant de maintenir la suspension a été placé dans chaque culture (tableau VIII).

Tableau VIII: Traitements de culture pour favoriser la croissance des thalles de dulse (Chatelan, 2025)

Groupe	Culture	Système	Fertilisation	Dioxyde de germanium	Période
Horizontal	Sur plaque	Ouvert	Oui (1x/sem)	Non	Juillet-Août
Vertical	Sur plaque	Ouvert	Oui (1x/sem)	Non	Juillet-Août
Décrochage	En suspension	Fermé	Oui (1x/sem)	Oui	Juillet-Août

Les cultures ont été placées sous un éclairage led dit "naturel" constant à 1600lux sur un cycle 16 :8. L'eau alimentant le bain marie et les circuits a traversé une pompe à chaleur pour contrôler la température à 13,5°C. En fonction des températures et de la vitesse de pompage, la température a plusieurs fois dépassé 30°C lors des 30 jours de culture.

Collecte et analyse des données

Les mesures se sont faites par visualisation des plaques à la loupe binoculaire au grossissement x30. Plusieurs zones ont été mesurées de façon aléatoire. Une lamelle a été placée au-dessus de la plaque de culture pour étaler les plantules et les voir en 2 dimensions. Des photos étaient prises puis les plantules ont été mesurées à l'aide du logiciel Mesurim 2 de l'académie de Nice (Cosentino, 2025). Les thalles ainsi étalés permettaient la différenciation du sexe des gamétophytes par observation. La

différence de taille et la capacité des femelles à former une croûte visible permettaient cette différenciation.

L'analyse des données s'est faite avec le logiciel Rstudio version 1.45 avec un test statistique d'analyse de variance Anova pour la comparaison entre la taille des plantules en fonction du traitement et du sexe des individus. Le modèle ainsi que l'Anova ont été faits après la transformation des données avec une fonction racine carré.

3. Résultats

Partie 1: Etude de la croissance des jeunes plantules en fonction du traitement et du sexe

Visualisation des données

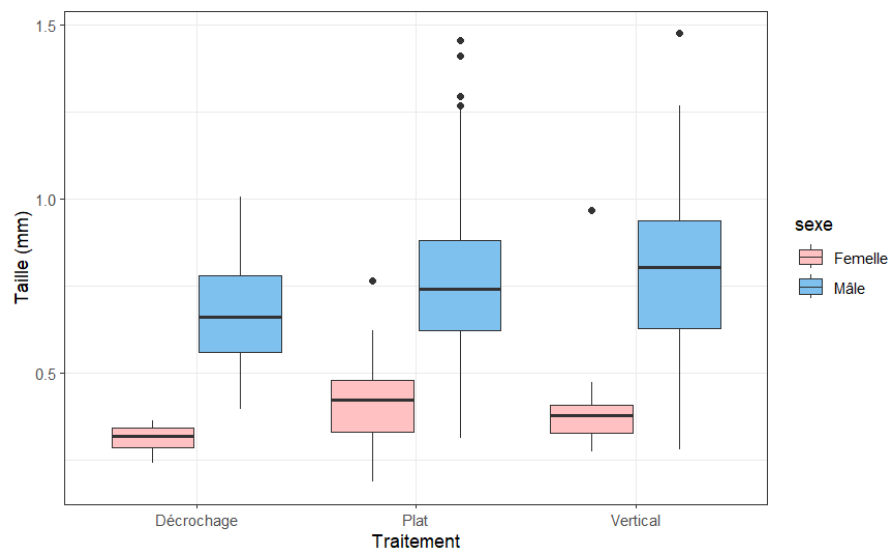


Figure 27: Répartition des données de la taille des plantules de dulse en fonction du traitement (Décrochage : culture en suspension en système fermé ; Plat : culture sur plaque positionnée à plat en système ouvert ; Vertical : culture sur plaque placée à la verticale en système ouvert) et du sexe des plantules (Chatelan, 2025)

Les thalles se développant sur les gamétophytes femelles sont plus petits que les thalles se développant sur les mâles après le même temps de culture (figure 26). La différence entre les traitements n'est pas significative.

Test Anova après modélisation linéaire

La différence de taille entre les plantules en fonction du traitement n'est pas significative (tableau IX). Que la culture se fasse sur plaque laissée à plat, mise verticale ou en suspension, cela n'affecte pas la croissance entre les plantules sur 1 mois. Le sexe est un facteur déterminant de la croissance. Les mâles sont plus grands plus rapidement que les femelles.

Tableau IX: Test par analyse de variance de la taille des plantules en fonction du sexe et du traitement (Chatelan, 2025)

Valeur de référence	Valeur testée	F value	Degré de liberté	p.value
Taille	Sexe	10,81	1	<0,05
Taille	Traitement	0,50	2	>0,05

4. Discussion

Facteurs abiotiques

Les différences de traitement ne sont pas significativement différentes. La croissance a été suivie sur 1 mois, ce qui est une durée assez courte par rapport à l'arrivée à maturité des plantules mâles, qui est de 1 an. Aucune conclusion ne peut être faite sur une différence de croissance entre les traitements mais une expérience avec un suivi plus long, de 6 mois par exemple, pourrait compléter l'expérience réalisée ici pour confirmer ou infirmer ce qui a été suivi ici.

La croissance globale des plantules est très lente par rapport à ce qui a déjà été observé en culture sur plaque. La croissance des plantules de Le Gall et ses collaborateurs en 2004 ont mesuré plus de 20mm après 3 mois de culture alors que les plantules ici obtenues sont de 0,7 mm en moyenne après plus de 3 mois de culture. Beaucoup de facteurs peuvent expliquer ce retard de croissance. Le facteur majoritaire étant un contrôle limité de l'environnement exposant les plantules à des variations de température et des organismes contaminant compétiteurs ou brouteurs (Stévant *et al.*, 2023).

Modèle statistique

Le modèle a été fait sur des données transformées avec la fonction racine carrée. Cela permet une meilleure répartition des résidus et un modèle plus juste pour l'analyse de variance faite par la suite. Une étude faite avec plus de réplicas aurait pu permettre une meilleure répartition des données sans transformation. L'expérience avec plus de trois réplicas aurait permis plus de poids statistique également.

Perspectives

La dulse grandit malgré différents traitements et types de croissance. La culture sur plaque, maintenue verticale ou horizontale est possible. La culture en suspension l'est aussi. La gestion des contaminants est une problématique majeure de la culture de dulse, notamment aux jeunes stades (Werner et Dring, 2011). L'accumulation de plusieurs facteurs non contrôlés de l'environnement a un impact négatif sur les potentiels de croissance de l'algue (Le Gall *et al.*, 2004). Pour avoir une nurserie stable et cultiver des plaques denses et homogènes, les modes d'actions principaux doivent être centrés sur le contrôle de la mortalité et l'évolution des conditions de croissance.

Les gamétophytes femelles sont plus petits que les mâles. Dans le contexte d'une culture de gamétophyte, elles ne peuvent pas être aussi intéressantes qu'eux. Leur croissance reste limitée (Van

der Meer et Chan, 1979), et leur taux de mortalité après plusieurs mois de culture en font des candidates de moins bonne qualité dans un processus de production.

V. Discussion générale

Lors de cette étude, les manipulations se sont faites à partir de tétrasporophytes matures pour suivre les conditions de sporulation, fixation des spores et croissance des plantules. La période de maturité des tétrasporophytes est comprise entre octobre et mars (Le Gall *et al.*, 2004) dans le Finistère nord. Cette étude a été menée entre mars et août 2025. Menées sur une période comprenant l'intégralité de la période de maturité de la dulse, les expériences auraient pu être multipliées et les méthodologies affinées. Les conclusions obtenues dans ce rapport le sont pour des manipulations faites sur des périodes courtes avec des quantités de géniteurs limitées.

Les facteurs abiotiques de cultures ont été peu contrôlés. La température a varié en fonction de l'eau de pompage et de la disponibilité de la ressource à l'entreprise. Il a été pris soin tout au long de l'étude de ne jamais dépasser le seuil de température de mortalité de la dulse, de 21°C (Stévant *et al.*, 2023). Le seuil affectant la croissance de la dulse, de 14°C (Stévant *et al.*, 2023) a été dépassé pendant plusieurs périodes de culture, pouvant expliquer en partie la croissance limitée des plantules par rapport aux autres travaux (Le Gall *et al.*, 2004).

Les tests statistiques ont été faits sur trois réplicas pour chacune des expériences menées. La multiplication des essais et des réplicas permettrait d'obtenir des résultats plus fiables statistiquement, ce qui est important pour la dulse étant une algue avec des capacités de sporulation très hétérogène (Le Gall, 2004).

Le contrôle de l'environnement de culture est donc à mieux contrôler pour permettre aux essais de mieux fonctionner. Les facteurs abiotiques comme la température, la luminosité et le traitement de l'eau sont à améliorer pour réduire la mortalité des spores et des plantules. Il en va de même pour la fertilisation des milieux de culture dès la sporulation, qui la favorise déjà pour d'autres espèces d'algues rouges comme les algues du genre *Gracilaria* (Lideman *et al.*, 2020).

La dulse pousse en tant qu'épiphyte sur certaines algues brunes (Hawkins et Harkin, 1985). Les biofilms environnementaux, recouvrant les plaques ont montré qu'ils favorisaient la fixation des spores de la dulse sur celles-ci. Des expérimentations menées sur la capacité des spores à se fixer sur des biofilms se rapprochant de celui trouvable sur les algues brunes pourraient montrer si cela améliore la capacité des spores à se fixer.

Des tentatives de fixation dans des bassins plus profonds avec des étages de plaques pourraient permettre d'ensemencer plus de matériel en une sporulation.

VI. Conclusion

La mise en place d'une culture de dulse à partir des tétraspores est aujourd'hui réalisable mais ne peut pas répondre aux usages voulus par l'entreprise France Haliotis.

L'ensemencement des plaques, support d'élevage du juvénile d'ormeau, avec des tétraspores est possible. Le taux de fixation maximum observé dans la présente étude est de 30%, ce qui entraîne la perte de 70% des spores. Cependant, obtenir une solution d'ensemencement avec une densité de spores importante est faisable. Malgré le contrôle de la quantité de spores fixées sur le support, leur développement entraîne la perte de 50% de l'ensemencement, étant des plantules femelles, sous 6 à 8 mois après un développement ralenti (Van der Meer et Chen, 1979). Pendant leur développement, la mortalité n'est pas nulle sur une durée de plusieurs mois. Le taux de mortalité n'a pas été estimé en fonction du temps mais il est sûr que des plantules sont perdues pendant leur développement. En comparaison avec le cycle de production de l'*Ulve*, actuellement utilisée dans l'entreprise, la dulse ne peut pas répondre à des problématiques de nourrissage du naissain d'ormeau sur support de plaque en polystyrène.

Cependant, les processus étudiés lors de ce rapport concernent des jeunes stades et les cultures sur support permettent leur isolement physique et donc, celui des individus. Les processus étudiés peuvent être utiles dans le cadre de la mise en place de processus d'isolement puis de sélection avec une fécondation suivant des croisements choisis (Baud et al., 2024). Dans le cadre du projet Dulseinnov, les manipulations faites lors de cette étude permettent de mieux comprendre la cinétique de sporulation, la capacité de fixation et de développement des spores sur support inorganique.

La diversification des algues pour le nourrissage du naissain d'ormeau peut aussi se tourner vers d'autres algues, au cycle plus proche de celui de l'*Ulve*. Les algues de la famille des *Erythrotrichiaceae* comme l'espèce *Sahlingia subintegra* que l'on peut retrouver en tant qu'épiphyte sur les algues bretonnes (Feldmann, 1954), ont des caractéristiques cependant intéressantes pour la production dans un élevage conchylicole comme un cycle court et une croissance en 2 dimensions. Ces algues grandissent très vite à des températures supérieures à 20°C et sont intéressantes pour l'élevage d'ormeau et peuvent contribuer à répondre à des enjeux actuels comme le réchauffement climatique (Hurtado-Ponce et Umezaki, 1985 ; Courtois de Viçose et al., 2024).

Bibliographie

ARAÚJO, Rita, VÁZQUEZ CALDERÓN, Fatima, SÁNCHEZ LÓPEZ, Javier, AZEVEDO, Isabel Costa, BRUHN, Annette, FLUCH, Silvia, GARCIA TASENDE, Manuel, GHADERIARDAKANI, Fatemeh, ILMJÄRV, Tanel, LAURANS, Martial, MAC MONAGAIL, Micheal, MANGINI, Silvio, PETEIRO, César, REBOURS, Céline, STEFANSSON, Tryggvi et ULLMANN, Jörg, 2021. Current Status of the Algae Production Industry in Europe: An Emerging Sector of the Blue Bioeconomy. *Frontiers in Marine Science*. 27 janvier 2021. Vol. 7, pp. 626389. DOI [10.3389/fmars.2020.626389](https://doi.org/10.3389/fmars.2020.626389).

BAUD, Aurélien, POTIN, Philippe, DESCOMBES, Christophe, 2024. Bases biologiques et génétiques de la domestication de l'algue rouge *Palmaria palmata*. École doctorale Sciences de la nature et de l'Homme - Évolution et écologie, Sorbonne Université. Disponible à l'adresse : <https://theses.fr/2023SORUS666>

BIM (2014), The European Market for Sea Vegetables, 2014. Disponible à l'adresse : <https://bim.ie/wp-content/uploads/2021/02/The-European-Market-for-Sea-Vegetables-,2015.pdf>

Biomasse Algues (2020), Comité régional des pêches maritimes et des élevages marins de Bretagne, Observatoire de l'environnement de Bretagne, Evaluation de la biomasse exploitable en algue de rive, 2020. Disponible à l'adresse : <https://bretagne-environnement.fr/notice-documentaire/rapport-de-synthese-du-programme-biomasse-algues-evaluation-et-gestion-de-la-biomasse-exploitable-en-algues-de-rive>

CABIOC'H, Jacqueline, FLOC'H, Jean-Yves, LE TOQUIN, Alain, BOUDOURESQUE, Charles-François, MEINESZ, Alexandre, VERLAQUE, Marc (2006) Guide des algues des mers d'Europe. Delachaux et Niestlé, Paris, France

CONSENTINO, Philippe, logiciel Mesurim 2. License CC-BY-NC-SA. Disponible à l'adresse : <https://www.svtcalvin.fr/html5/mesurim/files/index.htm?locale=true>

COURTOIS DE VIÇOSE, Gercende, MARRERO SÁNCHEZ, Nuria, VIERA TOLEDO, María Del Pino et AFONSO LÓPEZ, Juan Manuel, 2025. Optimising abalone settlement and metamorphosis: a red macroalgae candidate as an alternative to existing algal substrates. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research*. 2 janvier 2025. Vol. 59, n° 1, pp. 130-145. DOI [10.1080/00288330.2023.2297910](https://doi.org/10.1080/00288330.2023.2297910). Disponible à l'adresse : <https://www.tandfonline.com/doi/full/10.1080/00288330.2023.2297910>

FAES, Vanesa A. et VIEJO, Rosa M., 2003. Structure and dynamics of a population of *Palmaria palmata* (Rhodophyta) in northern Spain. *Journal of Phycology*. décembre 2003. Vol. 39, n° 6, pp. 1038-1049. DOI [10.1111/j.0022-3646.2003.02-142.x](https://doi.org/10.1111/j.0022-3646.2003.02-142.x).

FAO, 2021. Seaweeds and microalgae: an overview for unlocking their potential in global aquaculture development. Disponible à l'adresse: https://www.researchgate.net/publication/354638626_SEAWEEDS_AND_MICROALGAE_AN_OVERVIEW

[FOR UNLOCKING THEIR POTENTIAL IN GLOBAL AQUACULTURE DEVELOPMENT FAO Fisheries and Aquaculture Circular NFIAC1229 En](#)

FELDMANN, Jean. (1954). Inventaire de la flore marine de Roscoff: Algues, Champignons, Lichens et Spermatophytes. *Travaux de la Station Biologique de Roscoff, Nouvelle Série* S(6): 1-152. Disponible à l'adresse : <https://www.sb-roscoff.fr/fr/observation/thematiques/biodiversite/especes/macrofaune-flore/les-inventaires-en-pdf>

FREDERICQ, Suzanne et HOMMERSAND, Max H., 1989. Proposal of the Gracilariales Ord.Nov. (Rhodophyta) based on an analysis of the reproductive development of *Gracilaria verrucosa*. *Journal of Phycology*. juin 1989. Vol. 25, n° 2, pp. 213-227. DOI [10.1111/j.1529-8817.1989.tb00116.x](https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.1989.tb00116.x).

GARBARY, David J., BEVERIDGE, Leah F., FLYNN, Andrea D. et WHITE, Katelyn L., 2012. Population ecology of *Palmaria palmata* (Palmariales, Rhodophyta) from harvested and non-harvested shores on Digby Neck, Nova Scotia, Canada. *ALGAE*. 15 mars 2012. Vol. 27, n° 1, pp. 33-42. DOI : 10.4490/algae.2012.27.1.033.

GARINEAUD, Clément, FEUNTEUN Éric, DUMEZ Richard, 2018. Récolter la mer : des savoirs et des pratiques des collecteurs d'algues à la gestion durable des ressources côtières dans le Finistère (Bretagne).Ecole doctorale Sciences de la Nature et de l'Homme. MNHN Paris.

GUILLARD, Robert R. L., 1975. Culture of Phytoplankton for Feeding Marine Invertebrates. In : SMITH, Walter L. et CHANLEY, Matoira H. (éd.), *Culture of Marine Invertebrate Animals*. Boston, MA : Springer US. pp. 29-60. ISBN 978-1-4615-8716-3. Disponible à l'adresse : http://link.springer.com/10.1007/978-1-4615-8714-9_3

HAFTING, Jeff T., CRITCHLEY, Alan T., CORNISH, M. Lynn, HUBLEY, Scott A. et ARCHIBALD, Allan F., 2012. On-land cultivation of functional seaweed products for human usage. *Journal of Applied Phycology*. juin 2012. Vol. 24, n° 3, pp. 385-392. DOI [10.1007/s10811-011-9720-1](https://doi.org/10.1007/s10811-011-9720-1).

HAWKINS, Stephen J. et HARKIN, E., 1985. Preliminary Canopy Removal Experiments in Algal Dominated Communities Low on the Shore and in the Shallow Subtidal on the Isle of Man. *botm* [en ligne]. 1985. Vol. 28, n° 6, pp. 223-230. DOI [10.1515/botm.1985.28.6.223](https://doi.org/10.1515/botm.1985.28.6.223).

HUGHES, Adam D., FEDENKO, Jeffrey, O'DELL, Alasdair et SWANLUND, Hayley, 2025. Seaweed Aquaculture for Carbon Farming: An Assessment Under the EU 's QU .A.L. ITY (Quantification, Additionality, Long-Term Storage, Sustainability) Framework. *Corporate Social Responsibility and Environmental Management*. mai 2025. Vol. 32, n° 3, pp. 3078-3087. DOI [10.1002/csr.3098](https://doi.org/10.1002/csr.3098).

HURTADO-PONCE, Anicia Q. and UMEZAKI, Isamu, 1985. Life history of *Erythrocladia subintegra* ROSENVINGE (Bangiales, Rhodophyceae) in culture. *Japanese Journal of Phycology* (Sôrui). 33:283–287. Disponible à l'adresse: http://sourui.org/publications/sorui/list/Sourui_PDF/Sourui-33-04-283.pdf

- JARD, Gwenaëlle., MARFAING, Hélène., CARRÈRE, Hélène., DELGENES, Jean-Philippe., STEYER, Jean-Philippe. et DUMAS, Claire., 2013. French Brittany macroalgae screening: Composition and methane potential for potential alternative sources of energy and products. *Bioresource Technology*. septembre 2013. Vol. 144, pp. 492-498. DOI [10.1016/j.biortech.2013.06.114](https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.06.114).
- KRAAN, Stefan et GUIRY, Michael D, 2006. A genetic investigation of two morphotypes of *Palmaria palmata* (Palmariales, Rhodophyceae) using Rubisco spacer and ITS 1 and ITS 2 sequences. .
- LACHAMBRE, Sébastien, DAY, Rob, BOUDRY, Pierre, HUCHETTE, Sylvain, RIO-CABELLO, Antoine, FUSTEC, Timothée et ROUSSEL, Sabine, 2017. Stress response of farmed European abalone reveals rapid domestication process in absence of intentional selection. *Applied Animal Behaviour Science*. novembre 2017. Vol. 196, pp. 13-21. DOI [10.1016/j.applanim.2017.07.004](https://doi.org/10.1016/j.applanim.2017.07.004).
- LE GALL, Line, 2004. Cultivation of *Palmaria palmata* (Palmariales, Rhodophyta) from isolated spores in semi-controlled conditions. *Aquaculture*. 12 janvier 2004. Vol. 229, n° 1-4, pp. 181-191. DOI [10.1016/S0044-8486\(03\)00390-9](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(03)00390-9).
- GARCÍA, Leonardo, ÁLVAREZ, Xavier, BRAVO, Kenya, PERALTA, Juan, et BARRIGA, Alfredo, 2024. Obtaining microalgae biomass in a small scale reactor. 19 janvier 2024. Vol. 10, n° 11. DOI [10.24084/repqj10.741](https://doi.org/10.24084/repqj10.741).
- LIDEMAN, BAHRI, Syamsul, HARTANTO, Nono et LAINING, Asda, 2020. Releasing, attaching and growing of seaweed (*Gracilaria* sp.) spores in several culture media. Brackishwater Aquaculture Development Center, Indonesia. Disponible à l'adresse: <https://bioflux.com.ro/docs/2019.2137-2146.pdf>
- LÜDECKE, Daniel, 2018. ggeffects: Tidy Data Frames of Marginal Effects from Regression Models. *Journal of Open Source Software*. 29 juin 2018. Vol. 3, n° 26, pp. 772. DOI [10.21105/joss.00772](https://doi.org/10.21105/joss.00772).
- MAC MONAGAIL, Michéal, CORNISH, Lynn, MORRISON, Liam, ARAÚJO, Rita et CRITCHLEY, Alan T., 2017. Sustainable harvesting of wild seaweed resources. *European Journal of Phycology* [en ligne]. 2 octobre 2017. Vol. 52, n° 4, pp. 371-390. DOI [10.1080/09670262.2017.1365273](https://doi.org/10.1080/09670262.2017.1365273).
- MÆHRE, Hanne K, MALDE, Marian K, EILERTSEN, Karl-Erik et ELVEVOLL, Edel O, 2014. Characterization of protein, lipid and mineral contents in common Norwegian seaweeds and evaluation of their potential as food and feed. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. décembre 2014. Vol. 94, n° 15, pp. 3281-3290. DOI [10.1002/jsfa.6681](https://doi.org/10.1002/jsfa.6681).
- MAGGS, Christine A et CALLOW, Maureen E, 2003. Algal Spores. In : WILEY, *Encyclopedia of Life Sciences* . 1. Wiley. ISBN 978-0-470-01617-6.
- MAI, Kangsen, MERCER, John P. et DONLON, John, 1995. Comparative studies on the nutrition of two species of abalone, *Haliotis tuberculata* L. and *Haliotis discus hannai* Ino. III. response of abalone to various levels of dietary lipid. *Aquaculture*. juillet 1995. Vol. 134, n° 1-2, pp. 65-80. DOI [10.1016/0044-8486\(95\)00043-2](https://doi.org/10.1016/0044-8486(95)00043-2).

MARÍN, Tomás, WU, Jing, WU, Xu, YING, Zimin, LU, Qiaoling, HONG, Yiyuan, WANG, Xiaoyan et YANG, Wu, 2019. Resource Use in Mariculture: A Case Study in Southeastern China. *Sustainability* [en ligne]. 6 mars 2019. Vol. 11, n° 5, pp. 1396. DOI [10.3390/su11051396](https://doi.org/10.3390/su11051396).

MESNILDREY, Lucile, JACOB, Céline, FRANGOUDÉS, Kaa, REUNAVOT, Mélanie, LESUEUR, Marie, 2012. La filière des macro-algues en France. Rapport d'étude. NETALGAE – Interreg IVb. Les publications du Pôle halieutique AGROCAMPUS OUEST n°9, 38 p.

NIELSEN, Ruth, 1977. Culture studies on *Ulveella lens* and *Ulveella setchellii*. *British Phycological Journal* [en ligne]. mars 1977. Vol. 12, n° 1, pp. 1-5. DOI [10.1080/00071617700650011](https://doi.org/10.1080/00071617700650011).

PANG, Shaojun et LÜNING, Klaus, 2004. Tank cultivation of the red alga *Palmaria palmata*: Effects of intermittent light on growth rate, yield and growth kinetics. *Journal of Applied Phycology* . mars 2004. Vol. 16, n° 2, pp. 93-99. DOI [10.1023/B:JAPH.0000044779.30182.d8](https://doi.org/10.1023/B:JAPH.0000044779.30182.d8)

PANG, Shao Jun et LÜNING, Klaus, 2006. Tank cultivation of the red alga *Palmaria palmata*: Year-round induction of tetrasporangia, tetraspore release in darkness and mass cultivation of vegetative thalli. *Aquaculture*. mars 2006. Vol. 252, n° 1, pp. 20-30. DOI [10.1016/j.aquaculture.2005.11.046](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2005.11.046).

REDMOND, Sarah, GREEN, Lindsay, YARISH, Charles, KIM, Jang et NEEFUS, Christopher, 2014. New England Seaweed Culture Handbook. Connecticut Sea Grant CTSG-14-01. 92pp. <http://seagrant.uconn.edu/publications/aquaculture/handbook.pdf>. 92 pp.

RHATIGAN, Prannie, Irish seaweed kitchen: the comprehensive guide to healthy everyday cooking with seaweeds, 2009. Booklink, Co., Down, Ireland.

RØDDE, Ruth S. Hagen, VÅRUM, Kjell M., LARSEN, Bjørn A. et MYKLESTAD, Sverre M., 2004. Seasonal and geographical variation in the chemical composition of the red alga *Palmaria palmata* (L.) Kuntze. *Botanica Marina* [en ligne]. 13 janvier 2004. Vol. 47, n° 2. DOI [10.1515/BOT.2004.012](https://doi.org/10.1515/BOT.2004.012).

ROUSSEL, Sabine, CARALP, Claire, LEBLANC, Catherine, LE GRAND, Fabienne, STIGER-POUVREAU, Valérie, COULOMBET, Céline, LE GOÏC, Nelly et HUCHETTE, Sylvain, 2019. Impact of nine macroalgal diets on growth and initial reproductive investment in juvenile abalone *Haliotis tuberculata*. *Aquaculture* [en ligne]. novembre 2019. Vol. 513, pp. 734385. DOI [10.1016/j.aquaculture.2019.734385](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2019.734385).

SANDERSON, Craig, DRING, Matthew, DAVIDSON, Keith et KELLY, Maeve, 2012. Culture, yield and bioremediation potential of *Palmaria palmata* (Linnaeus) Weber & Mohr and *Saccharina latissima* (Linnaeus) C.E. Lane, C. Mayes, Druehl & G.W. Saunders adjacent to fish farm cages in northwest Scotland. *Aquaculture* [en ligne]. juillet 2012. Vol. 354-355, pp. 128-135. DOI [10.1016/j.aquaculture.2012.03.019](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.03.019).

SCHMEDES, Peter S., NIELSEN, Mette Møller et PETERSEN, Jens Kjerulf, 2019. Improved *Palmaria palmata* hatchery methods for tetraspore release, even settlement and high seedling survival using strong water

agitation and macerated propagules. *Algal Research*. juin 2019. Vol. 40, pp. 101494. DOI [10.1016/j.algal.2019.101494](https://doi.org/10.1016/j.algal.2019.101494).

SCHMEDES, Peter Søndergaard, NIELSEN Mette Møller, PETERSEN Jens Kjerulf, REITAN Kjell Inge 2020. Investigating hatchery and cultivation methods for improved cultivation of *Palmaria palmata*. National Institute of Aquatic Resource (DTU Aqua, Denmark). Disponible à l'adresse: https://backend.orbit.dtu.dk/ws/portalfiles/portal/219765199/200408_PhD_thesis.pdf

SEBÖK, Stefan, STRITTMATTER, Martina, GACHON, Claire M. M. et HANELT, Dieter, 2023. Preliminary Examinations of Phenotypical Changes in Land-Based Long-Term Tumble Culture of *Palmaria palmata*. *Phycology*. 4 décembre 2023. Vol. 3, n° 4, pp. 503-519. DOI [10.3390/phycolgy3040034](https://doi.org/10.3390/phycolgy3040034).

STÉVANT, Pierrick, SCHMEDES, Peter Søndergaard, LE GALL, Line, WEGEBERG, Susse, DUMAY, Justine et REBOURS, Céline, 2023. Concise review of the red macroalga dulse, *Palmaria palmata* (L.) Weber & Mohr. *Journal of Applied Phycology*. avril 2023. Vol. 35, n° 2, pp. 523-550. DOI [10.1007/s10811-022-02899-5](https://doi.org/10.1007/s10811-022-02899-5).

VAN DER MEER, Jonh P. et CHEN, Liang-Chieh, 1979. Evidence for sexual reproduction in the red algae *Palmaria palmata* and *Halosaccion ramentaceum*. *Canadian Journal of Botany* [en ligne]. 1 novembre 1979. Vol. 57, n° 21, pp. 2452-2459. DOI [10.1139/b79-289](https://doi.org/10.1139/b79-289).

VAN DER MEER, John P. et TODD, Edna R., 1980. The life history of *Palmaria palmata* in culture. A new type for the Rhodophyta. *Canadian Journal of Botany*. 1 juin 1980. Vol. 58, n° 11, pp. 1250-1256. DOI [10.1139/b80-155](https://doi.org/10.1139/b80-155).

WERNER, Astrid, DRING, Matthew, WATSON, Lucy, EDWARDS, Maeve, O'MAHONY, Freddie, CONNELLAN, Iarlaith, MAGGS, Christine, 2012, Aquaculture explained: cultivating *Palmaria palmata*. BIM (2012) Disponible à l'adresse: https://epub.sub.uni-hamburg.de/epub/volltexte/2013/18813/pdf/Aquaculture_Explained_Issue_27_Cultivating_Palmaria_palmata.pdf

WU, Wenguang, ZHANG, Jihong, LIU, Yi, WANG, Xinmeng, JUNYANG, SUN, Wei et KANG, Qinzi, 2025. Refractory dissolved organic carbon produced by cultivated kelp *Saccharina japonica* during different stages. *Aquaculture*. février 2025. Vol. 596, pp. 741749. DOI [10.1016/j.aquaculture.2024.741749](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2024.741749).

ZHANG, Mingliang, QIN, Huawei, MA, Yuanqing, QI, Yanmin, ZHAO, Yuting, WANG, Zhidong et LI, Bin, 2023. Carbon sequestration from refractory dissolved organic carbon produced by biodegradation of *Saccharina japonica*. *Marine Environmental Research*. janvier 2023. Vol. 183, pp. 105803. DOI [10.1016/j.marenvres.2022.105803](https://doi.org/10.1016/j.marenvres.2022.105803).

ANNEXES

Annexe I : Résidus de la modélisation linéaire mixte de la cinétique de sporulation de la dulse (Chatelan, 2025)

Effets aléatoires	Variance
Bassin Elevage	176 505
Résidus Elevage	103 827
Bassin Sauvage	0
Résidus Sauvage	450 517

Annexe II: Résidus de la modélisation linéaire mixte de la densité en spores en fonction de l'âge et du biofilm (Chatelan, 2025)

Effets aléatoires	Variance
Plaque	1,134
Résidus	2,419

Annexe III: Composition du milieu de culture f/2 (Guillard, 1975)

Trace elements stock solution	L
Na ₂ EDTA	4.160 g
FeCl ₃ ·6H ₂ O	3.150 g
CuSO ₄ ·5H ₂ O	0.010 g
ZnSO ₄ ·7H ₂ O	0.022 g
CoCl ₂ ·6H ₂ O	0.010 g
MnCl ₂ ·4H ₂ O	0.180 g
Na ₂ MoO ₄ ·2H ₂ O	0.006 g
Vitamin mix stock solution	100 mL
Cyanocobalamin (Vitamin B ₁₂)	0.0005 g
ThiamineHCl (Vitamin B ₁)	0.1000 g
Biotin	0.0005 g
Media composition	
NaNO ₃	0.07500 g
NaH ₂ PO ₄ ·2H ₂ O	0.00565 g
Vitamin mix stock solution	1. 0 mL
Trace elements stock solution	1. 0 mL

	Diplôme : Ingénieur Spécialité : Agronomie Spécialisation / option : Sciences Halieutiques et Aquacoles/ AQUA Enseignant référent : Hervé Le Bris	
Auteur(s) : Aude Chatelan Date de naissance* : 09/11/2001		Organisme d'accueil : France Haliotis Adresse : 70 Aod Kerazan, Lilia, 29880, Plouguerneau Maître de stage : Sylvain Huchette
Nb pages : 35 Annexe(s) : 3		
Année de soutenance : 2025		
Titre français : Culture de gamétophytes de dulse (<i>Palmaria palmata</i>) à partir de spores sur support pour la diversification de l'alimentation du naissain d'ormeaux (<i>Haliotis tuberculata</i>)		
Titre anglais : Cultivation of dulse gametophytes (<i>Palmaria palmata</i>) from spores on planks for diversifying the diet of European abalone (<i>Haliotis tuberculata</i>) spat		
Résumé : L'entreprise France Haliotis, située dans le Finistère Nord, est la seule en France, à maîtriser l'ensemble du cycle d'élevage de l'ormeau européen (<i>Haliotis tuberculata</i>). Après la reproduction, la production de l'algue verte <i>Ulvea lens</i> sur plaques de polystyrène permet la fixation des larves. La culture d'autres algues, comme la dulse (<i>Palmaria palmata</i>), permettrait de diversifier l'alimentation du naissain d'ormeaux. Cette espèce est particulièrement riche en protéine et présente un intérêt majeur pour la croissance des ormeaux. Différentes étapes ont été suivies pour mettre en place la culture de la dulse sur plaques de polystyrène, de la sporulation à la croissance des jeunes plantules. La culture de la dulse à partir de tétraspores est possible. Cependant, la densité obtenue dans cette étude, associée aux conditions d'élevage et à la saisonnalité de la reproduction de l'ormeau montre que cultiver la dulse pour le nourrissage du naissain est moins intéressant que de produire de l' <i>Ulvea</i> . En revanche, la culture de gamétophytes pourrait permettre un processus de sélection au sein de l'entreprise.		
Abstract : The enterprise France Haliotis located in Northern Finistère, Brittany is the only French company to have successfully completed the entire rearing cycle of the European abalone (<i>Haliotis tuberculata</i>). After breeding, the production of the green alga <i>Ulvea lens</i> on polystyrene planks enables larval settlement. The cultivation of other seaweed species, such as dulse (<i>Palmaria palmata</i>), could diversify the diet of abalone spat. This species is particularly rich in protein, making it very attractive for abalone growth. Several steps were followed to develop dulse cultivation on polystyrene planks, from sporulation to the growth of young plantlets. The cultivation of the dulse from tetraspore is feasible. However, the densities obtained in this study, combined with the cultivation conditions and the seasonality of abalone indicate that using dulse for spat feeding is less suitable for the company than producing <i>Ulvea</i> . Nonetheless, gametophyte cultivation remains could be promising for setting up a selection process within the company.		
Mots-clés : dulse, spores, densité, plantule, sporulation, plaque		
Key Words : dulse, spores, density, plantlet, sporulation, plank		