

AGROCAMPUS OUEST

CFR Angers CFR Rennes

Année universitaire : 2020 - 2021

Spécialité : Ingénieur agronome

Spécialisation (et option éventuelle) :
Sciences halieutiques et aquacoles (option
aquaculture)

Mémoire de fin d'études :

d'ingénieur d'AGROCAMPUS OUEST (École nationale supérieure des sciences agronomiques, agroalimentaires, horticoles et du paysage), école interne de L'institut Agro (Institut national d'enseignement supérieur pour l'agriculture, l'alimentation et l'environnement)

de master d'AGROCAMPUS OUEST (École nationale supérieure des sciences agronomiques, agroalimentaires, horticoles et du paysage), école interne de L'institut Agro (Institut national d'enseignement supérieur pour l'agriculture, l'alimentation et l'environnement)

de Montpellier SupAgro (étudiant arrivé en M2)

d'un autre établissement (étudiant arrivé en M2)

**Optimisation des pratiques d'élevage sur le
naissain d'ormeau européen (*Haliotis
tuberculata*).**

Par : Natacha RUBINSTEIN



Soutenu à Rennes le 16 septembre 2021

Devant le jury composé de :

Président : Bastien Sadoul

Maître de stage : Sylvain Huchette

Enseignant référent : Bastien Sadoul

Autres membres du jury :

Hervé Le Bris, enseignant chercheur,
Agrocampus Ouest

Hugo Koechlin, responsable technique de la
plateforme expérimentale d'Argenton, Ifremer

Les analyses et les conclusions de ce travail d'étudiant n'engagent que la responsabilité de son auteur et non celle d'AGROCAMPUS OUEST

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⁾ : 16/08/2021

(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⁾ Rubinstein Natacha

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 : 10/08/2021

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.

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

Date et signature de l'enseignant :

8 oct 2021

(1) L'administration, les enseignants et les différents services de documentation d'AGROCAMPUS OUEST 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

Préambule & Remerciements

Ce stage a été effectué dans le cadre de ma dernière année d'étude en tant qu'ingénieur de l'Institut Agro, spécialisation Sciences Halieutiques et Aquacoles, option aquaculture, préparée sur le campus d'Agrocampus Ouest à Rennes. Il s'est déroulé entre le 15 février 2021 et le 12 août 2021.

Il convient de rappeler que ce stage a été réalisé au sein de l'entreprise France Haliotis, qui est une entreprise de production et non un organisme de recherche. Les protocoles expérimentaux ont donc dû être adaptés aux contraintes et aux moyens de l'entreprise. De plus, ce fut durant la crise Covid-19 et le troisième confinement.

Tout d'abord, je voudrais remercier chaleureusement Sylvain Huchette pour son accueil et pour m'avoir permis de réaliser ce stage au sein de son entreprise ainsi que pour les échanges très intéressants que nous avons pu avoir.

Je remercie également toute l'équipe de France Haliotis que j'ai pu côtoyer durant l'ensemble de mon stage (Maryvonne, Xavier, Guillaume, Alexandre, Hélène, Fred, Titouan, Alix, Thomas et Vincent) avec laquelle j'ai vraiment apprécié travailler. Je remercie tout particulièrement Mary pour les bons moments passés en nurserie et pour l'ensemble des connaissances qu'elle m'a transmis. Je remercie également Guillaume pour l'aide et les pistes de recherche sur mes expériences. Ils m'ont accordé leur confiance et m'ont intégrée pleinement dans le travail de l'entreprise ce qui m'a beaucoup appris sur l'halioculture.

Je voudrais également remercier mes enseignants d'AgroCampus Ouest et tout particulièrement Hervé le Bris pour ses conseils et enseignements au sein de l'option aquaculture et Bastien Sadoul pour les conseils et remarques lors de la rédaction du présent rapport. Les six mois passés en option à leurs côtés ont été très enrichissants et ont renforcé ma curiosité et mon intérêt pour l'aquaculture.

Enfin je tiens à remercier ma famille et mes amis pour leur soutien durant toutes mes années d'études et tout particulièrement mon frère qui a su me soutenir et croire en moi durant l'ensemble de mon parcours et notamment lors de cette dernière année malgré les difficultés personnelles que nous avons dû affronter.

Table des matières

Introduction	1
L'ormeau : un mollusque gastéropode du genre <i>Haliotis</i>	1
France Haliotis : le premier élevage en mer d'ormeaux en France	3
Une production d'ormeaux essentiellement d'origine aquacole à l'échelle mondiale.....	6
Les principaux facteurs influençant la survie et la croissance des juvéniles d'ormeaux (<i>Haliotis tuberculata</i>).....	6
La compétition intraspécifique	7
L'alimentation	8
La lumière.....	8
La qualité de l'eau	9
Les autres facteurs	10
La croissance précoce des ormeaux détermine les performances en fin de cycle.	12
Objectif de l'étude	13
Mieux comprendre l'impact de la densité en nurserie d'ormeaux (<i>Haliotis tuberculata</i>).....	13
Introduction	13
Matériel et méthodes de l'expérience n°1 : la densité par bassin	14
Matériel biologique	14
Structures d'élevage utilisées	14
Paramètres d'élevage.....	14
Déroulement de l'expérience.....	14
Mesures	15
Analyses de données	15
Matériel et méthodes de l'expérience n°2 : la densité par plaque	16
Matériel biologique	16
Structures d'élevage utilisées	16
Paramètres d'élevage.....	16
Déroulement de l'expérience.....	16
Mesures	17
Analyses de données	17
Résultats	17
Discussion	19
Optimiser la fertilisation de l'algue <i>Ulva lens</i> utilisée pour nourrir les ormeaux.	20
Introduction	20
Matériel et méthodes de l'expérience n°1 : différentes fertilisations	20
Matériel biologique	20
Matériel supplémentaire	20
Structures d'élevage utilisées	20
Paramètres d'élevage.....	21
Déroulement de l'expérience.....	21
Mesures	21
Analyses de données	22
Matériel et méthodes de l'expérience n°2 : fertilisation fractionnée	22
Matériel biologique	22
Matériel supplémentaire	22

Structures d'élevage utilisées	22
Paramètres d'élevage.....	22
Déroulement de l'expérience.....	22
Mesures	23
Analyses de données	23
Résultats.....	23
Discussion.....	26
<i>Mieux comprendre l'impact des paramètres physico-chimiques sur l'élevage de l'ormeau (Haliotis tuberculata).</i>	27
Introduction	27
Matériel et méthodes de l'expérience n°1 : la température.....	27
Matériel biologique	27
Matériel supplémentaire.....	27
Structures d'élevage utilisées	28
Paramètres d'élevage.....	28
Déroulement de l'expérience.....	28
Mesures	29
Analyses de données	29
Matériel et méthodes de l'expérience n°2 : la salinité	29
Matériel biologique	29
Matériel supplémentaire.....	29
Structures d'élevage utilisées	29
Paramètres d'élevage.....	29
Déroulement de l'expérience.....	30
Mesures	30
Analyses de données	31
Résultats.....	31
Discussion.....	33
Conclusion générale	35
Bibliographie.....	36
Annexes	1

Table des illustrations

Figure 1 : Arbre phylogénétique des Haliotidae (Geiger, 2000) EM-RS : Europe, Méditerranée – Mer rouge ; IP : Indo-Pacifique ; NZ : Nouvelle-Zélande ; RSA : Afrique du Sud.	1
Figure 2 : Répartition de <i>Haliotis tuberculata</i> (Travers, 2008) La répartition principale de chaque sous-espèce est présentée en trait plein, les points correspondant à une distribution plus sporadique. La présence d' <i>H. tuberculata tuberculata</i> est signalée en rouge, et la présence d' <i>H. tuberculata coccinea</i> en bleu.	1
Figure 3 : Anatomie de <i>Haliotis tuberculata</i> (Travers, 2008). Vue ventrale (A), vue faciale (B) et vue dorsale (C).	3
Figure 4 : Le cycle de vie de l'ormeau européen (<i>Haliotis tuberculata</i>), (Lachambre, 2017).	5
Figure 5 : Ensemble du cycle d'élevage de l'ormeau (<i>Haliotis tuberculata</i>) au sein de France Haliotis (©N. Rubinstein).	5
Figure 6 : Représentation de l'effet de la densité sur la croissance des juvéniles d'ormeaux <i>Haliotis tuberculata</i> (Mgaya et Mercer, 1995). Les barres verticales représentent l'erreur standard.	7
Figure 7 : Utilisation de la nourriture consommée et niveaux d'action des facteurs de l'environnement sur le processus de croissance (D'après Philippart, 1975).	11
Figure 8 : Évolution de la longueur de coquille maximale (en mm) de trois individus (S,M et L de tailles initiales différentes) en fonction du temps dans le milieu naturel (Jolivet et al., 2015).	12
Figure 9 : Croissance de trois classes d'ormeaux en comparaison avec un groupe mixte (Mgaya et Mercer, 1995).	12
Figure 10 : Plan des bassins utilisés pour tester différentes concentrations de larves.	15
Figure 11 : Plan du bassin (B6) utilisé pour l'expérience de densité par plaque avec l'emplacement des différentes plaques choisies et de leur densité respective.	17
Figure 12 : Taux de fixation des six bassins en fonction de la densité de larves introduites : en jaune, les trois bassins à 120 000, en rouge ceux à 240 000 et en bleu la moyenne de chaque catégorie. Les barres d'erreur représentent l'erreur standard.	18
Figure 13 : Taille moyenne (en mm) des ormeaux en fonction de la densité des plaques sur lesquelles ils ont été prélevés.	18
Figure 14 : Plan des bassins pour l'expérience numéro 1 sur <i>Ulvella lens</i> en testant différentes fertilisations.	21
Figure 15 : Plan des bassins pour l'expérience numéro 2 sur <i>Ulvella lens</i> en testant la fertilisation fractionnée.	23
Figure 16 : Evolution de la concentration en nitrate en fonction de la quantité de fertilisant sur une période de 12 jours. Les barres représentent l'erreur standard.	24
Figure 17 : Evolution du taux de protéines d' <i>Ulvella lens</i> en fonction de la quantité de fertilisant sur 8 jours après fertilisation. Les barres représentent l'erreur standard.	24
Figure 18 : Concentration en nitrate dans les différents bassins selon la mise en place d'une fertilisation fractionnée ou non. Le blanc représente la concentration en nitrate dans les bassins sans algue. Les barres représentent l'erreur standard.	25
Figure 19 : Evolution du taux de protéines d' <i>Ulvella lens</i> sur 8 jours après fertilisation une fois dans la semaine ou deux fois dans la semaine à demi-dose. Les barres représentent l'erreur standard.	25
Figure 20 : Disposition des structures d'élevage pour tester différentes températures de fixation.	28
Figure 21 : Disposition des structures d'élevage pour tester la survie des juvéniles en fonction de différentes salinités.	30
Figure 22 : Survie des larves au bout de 15 jours en fonction de différentes températures au moment de la fixation. Les barres représentent l'erreur standard.	31
Figure 23 : Survie des larves au bout d'un mois en fonction de différentes températures au moment de la fixation. Les barres représentent l'erreur standard.	31
Figure 24 : Taille des larves (en mm) à 4 semaines en fonction de la température au moment de la fixation.	32
Figure 25 : Mortalité (en %) en fonction de la salinité (en ppm).	33

Liste des tableaux

Liste des abréviations

- ANOVA : analyse de la variance
- Ppm = partie par millions

Liste des annexes

Annexe I : Différentes étapes clés du cycle de production de l'entreprise France Haliotis. A : Bassin de nurserie sous serre. B: Paniers contenant des plaques d' <i>Ulvella lens</i> dans les bassins de nurserie. C: Salle de conditionnement des géniteurs. D: Cages situées sur la concession en mer, E : Intérieur des cages en mer : « coupelles ostréicoles » dans le fond et sur les côtés. F : ormeaux dans les cages en mer (en fin de cycle).	1
Annexe II : Schéma d'une filière en mer (©France Haliotis).....	2
Annexe III : Macroalgues principalement utilisées chez France Haliotis pour nourrir les ormeaux. A: <i>Palmaria palmata</i> , B: <i>Saccharina latissima</i> , C: <i>Laminaria digitata</i> , D: <i>Ulva sp</i>	3
Annexe IV : Production d'ormeaux d'élevage par région du monde en 2010, 2015 et 2016/2017 (en milliers de tonnes) (Cook, 2019)	4
Annexe V : Ensemble des organismes pouvant se retrouver dans les bassins de nurserie apportés par l'eau d'entrée ou par les algues de récolte. A : helcions (<i>Patella pellucida</i>), B : lacunes communes (<i>Lacuna vincta</i>), C : gibbules cendrées (<i>Gibbula cineraria</i>), D : littorines obtuses (<i>Littorina obtusata</i>), E : Exemple de crustacés, F : des crustacés de type amphipodes (<i>Gammarus sp.</i>)	5
Annexe VI : Méthode pour mesurer les ormeaux : A et B : tubes contenant les 30 larves à mesurer avec de l'éthanol. C : Ormeaux âgés de 6 semaines sur une lame. D et E : ormeaux sous microscope avec l'échelle permettant de le mesurer (©N. Rubinstein).....	6
Annexe VII : Déroulement de l'expérience sur <i>Ulvella lens</i> : A : prise d'un échantillon d'eau par jour dans chaque bassin pour l'analyser avec le spectrophotomètre de l'entreprise. B : Grattage d'une plaque d' <i>Ulvella lens</i> par bassin et par jour à l'aide d'un scalpel pour récupérer des échantillons. C : Echantillon d' <i>Ulvella lens</i> à mettre au séchoir pendant 12h. D : Echantillon de 10mg minimum d' <i>Ulvella lens</i> sèche à faire analyser à l'UBO de Guingamp pour connaître le taux de protéines (©N. Rubinstein).	7
Annexe VIII : Evolution du taux de protéines sur trois paniers non fertilisés sur une durée d'un mois (©N. Rubinstein).	8
Annexe IX : Exemple de plaque avec des larves d' <i>Haliotis tuberculata</i> fixées (©N. Rubinstein).	9
Annexe X : Mise en place des bacs blancs pour l'expérience de salinité (©N. Rubinstein).	10
Annexe XI : Fixation des larves en fonction de la température au bout de 15 jours (1) et au bout d'un mois (2) (©N. Rubinstein).....	11

Introduction

L'ormeau : un mollusque gastéropode du genre *Haliotis*

Phylogénie et répartition géographique

L'ormeau est un mollusque gastéropode marin du genre *Haliotis* et de l'ordre des *Vetigastropoda*. On le reconnaît aisément par sa coquille en forme d'oreille humaine, ovale et aplatie (Inventaire National du Patrimoine Naturel, 2018). Pendant de nombreuses années, personne ne s'accordait sur le nombre d'espèces d'ormeaux, c'est finalement Geiger qui a défini une classification et aujourd'hui, on trouve 56 espèces d'ormeaux réparties dans le monde (Geiger, 2000) (Figure 1).

Haliotis tuberculata est présent exclusivement en Europe et en Afrique du Nord (Huchette et Clavier, 2004). Il occupe une aire de répartition géographique qui s'étend des îles anglo-normandes au Nord, jusqu'au Sénégal au Sud, en passant par les îles Canaries, ainsi qu'en Méditerranée (Figure 2).

Aucune des 56 espèces classées par Geiger n'a de répartition globale et certaines régions du monde abritent plusieurs espèces à la fois. Au total, on retrouve neuf espèces endémiques en Australie, trois en Nouvelle-Zélande, cinq en Afrique du Sud, et six sur la côte ouest d'Amérique du Nord (Geiger, 2000). Les espèces sont souvent très proches morphologiquement et il a fallu de nombreuses études pour réussir à les différencier et enfin pouvoir étudier leur répartition géographique.

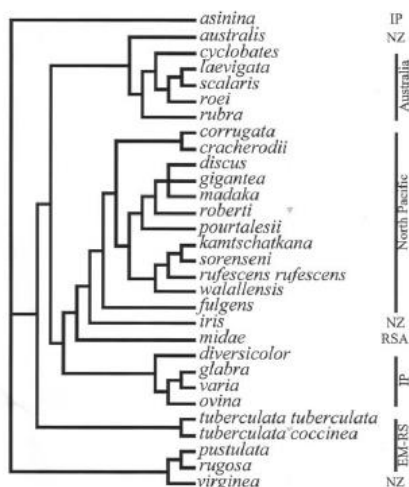


Figure 1 : Arbre phylogénétique des *Haliotidae* (Geiger, 2000) EM-RS : Europe, Méditerranée – Mer rouge ; IP : Indo-Pacifique ; NZ : Nouvelle-Zélande ; RSA : Afrique du Sud.

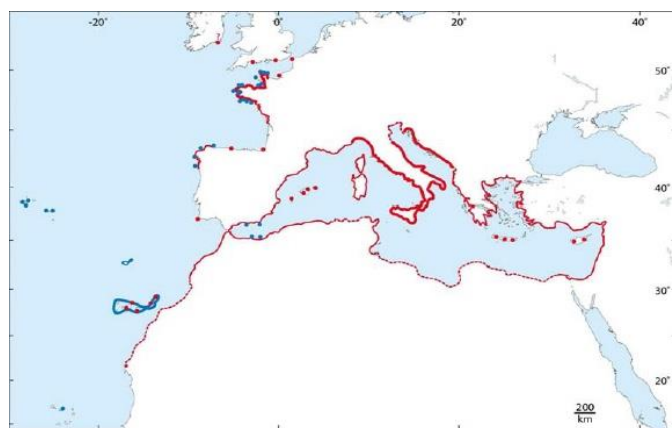


Figure 2 : Répartition de *Haliotis tuberculata* (Travers, 2008) La répartition principale de chaque sous-espèce est présentée en trait plein, les points correspondant à une distribution plus sporadique. La présence d'*H. tuberculata tuberculata* est signalée en rouge, et la présence d'*H. tuberculata coccinea* en bleu.

Habitat de l'ormeau

L'habitat de l'ormeau se situe généralement entre +1 et -10 m par rapport au niveau de la mer (Crofts, 1929) dans « toute anfractuosit durable, située à faible profondeur, dont les parois sont constituées, au moins en partie de substrat dur » (Clavier, 1986). L'ormeau est donc présent sur le littoral où le substrat est rocailleux. La densité d'ormeaux présente dans certaines zones est notamment dépendante des caractéristiques du milieu (Travers, 2008).

En effet, on retrouve une forte densité dans certaines anfractuosités. Un tel habitat procure une protection aux ormeaux contre les prédateurs. L'ormeau est un animal nocturne

et lucifuge c'est pourquoi il vit généralement « collé » sous les rochers et se déplace peu dans le milieu naturel (Clavier, 1982; Clavier, 1986 ; Clavier et Chardy, 1989), il lui est tout de même possible de fuir en présence d'un prédateur, il se déplace alors sur quelques mètres à une vitesse pouvant atteindre 15 fois sa taille de coquille par minute (Donovan et Carefoot, 1997).

Biologie de l'ormeau : Haliotis tuberculata

H. tuberculata est l'unique espèce présente en Europe et en Afrique du Nord (Huchette et Clavier, 2004). Cette dernière fera plus précisément l'objet de notre étude. Elle peut être séparée en deux sous-espèces impossibles à différencier morphologiquement : *H. tuberculata* et *H. tuberculata coccinea* (Geiger, 2000). L'ormeau est un gastéropode dont la principale caractéristique est sa coquille aplatie de forme ovoïde dont la dernière spire est très développée. Sa coquille couvre entièrement l'animal et comporte des pores (environ 5 à 7) qui permettent la respiration, l'excrétion et l'émission des gamètes (Figure 3B).

L'ormeau possède à proximité des yeux deux tentacules céphaliques qui ont pour rôle la préhension (Figure 3A). La bouche et l'anus sont situés dans la partie antérieure du corps de l'animal. La bouche ventrale est munie d'une radula, longue langue possédant une rangée de dents. Le pied (= muscle pédieux) de l'animal est attaché à la coquille par une colonne musculaire, il est très développé, et représente en moyenne 40% du poids total de l'animal. Il est entouré d'organes sensoriels sur l'épipodium appelés tentacules (Figure 3A). L'épipodium est extrêmement développé chez l'ormeau, plus que chez aucun autre mollusque. Les tentacules épipodiales et céphaliques permettent donc à l'animal d'avoir un sens du toucher développé. Il peut donc détecter de nombreux changements chimiques et thermiques au sein de son environnement, et également explorer son milieu (Bevelander, 1988 ; Crofts, 1929 ; Mgaya, 1995 ; Travers, 2008).

L'ormeau est un animal qui se nourrit essentiellement de macroalgues. On retrouve donc de fortes biomasses dans les zones où ces algues sont présentes en grandes quantités. Il peut consommer de 10 à 20% de sa masse par jour et même jusqu'à 39% (Basuyaux, 1997 ; Mgaya, 1995 ; Mottet, 1978). Il consomme les algues dérivantes, mais il peut aussi être en recherche active de nourriture (Clavier et Richard, 1984).

Dans l'environnement naturel, les ormeaux post-larves et les jeunes ormeaux (jusqu'à ~ 5 mm) consomment des diatomées benthiques, des algues rouges du genre *Lithothamnium*, des algues corallines et des bactéries, tandis que les autres stades consomment des macroalgues (Crofts, 1929 ; Daume et al., 2007 ; Dunstan, 2002 ; Kawamura et al., 1995 ; McShane et al., 1994). Les individus les plus jeunes se situent plus en surface que les autres (Clavier et Richard, 1986).

L'ormeau a une croissance caractérisée comme lente et très variable selon les individus. Dans le milieu naturel, la croissance est plus importante entre mai et novembre et plus faible en hiver (Clavier et Richard, 1986). En élevage, en milieu contrôlé, dans les conditions optimales à leur croissance, les animaux atteignent entre 15 et 38 mm en 1 an, puis entre 38 et 72 mm en 2 ans, et enfin entre 57 et 90 mm en 3 ans (min-max de la cohorte) (Basuyaux, 1997).

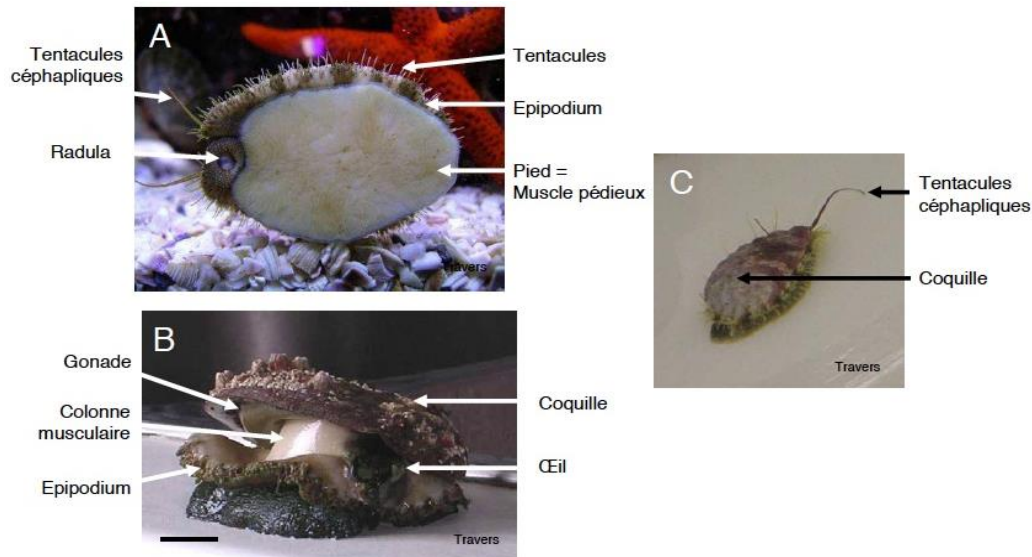


Figure 3 : Anatomie de *Haliotis tuberculata* (Travers, 2008). Vue ventrale (A), vue faciale (B) et vue dorsale (C).

France Haliotis : le premier élevage en mer d'ormeaux en France

L'entreprise France Haliotis, créée en 2004 par Sylvain Huchette est située à Plouguerneau (29) au bord de l'Aber Wrac'h. Ce fut le premier élevage d'ormeaux en pleine mer en France. Sylvain Huchette a misé sur l'ormeau il y a dix-sept ans maintenant avec son associé de l'époque Guirec Rolando. Après un doctorat effectué en Australie sur les ormeaux, il décide de développer son propre élevage en mer avec une concession à proximité de l'île vierge et cela fonctionne. Aujourd'hui, la société s'est développée et emploie actuellement huit personnes (dont le gérant) ainsi que deux personnes en apprentissage et des stagiaires pour un chiffre d'affaires de l'ordre de trois cent mille euros (avant la période Covid-19 qui a fait fortement diminuer ce chiffre d'affaires).

La commercialisation s'effectue en deux parties : en vente directe et aux restaurateurs (uniquement en vente directe avec la crise sanitaire du Covid-19 puisque les restaurants étaient fermés). Le prix se situe entre 75 et 80€/kg selon la taille ce qui est 60% supérieur au prix du marché de l'ormeau de pêche. Cependant, ici l'approvisionnement est régulier, la qualité et le calibre du produit également ce qui justifie un prix plus élevé.

France Haliotis participe également à de nombreux projets européens ou français en partenariat avec d'autres entreprises. A titre d'exemple, on retrouve le Muséum d'histoire naturelle de Concarneau, Agrocampus Ouest ou encore Ifremer pour les ormeaux. De nombreux projets sont également réalisés pour les algues comme IDEALG, BEZHIN BOOST ou AQUAVITAE.

Chez France Haliotis, le cycle d'élevage de l'ormeau dure entre 3,5 ans et 4,5 ans. Il se divise en deux étapes principales : un élevage du naissain à terre dans des bassins de nurserie, et une étape de pré-grossissement et de grossissement dans des cages en pleine mer. Les pontes ont généralement lieu durant les mois de mai et juin. Au préalable, les géniteurs sont sélectionnés et conditionnés avant la ponte (Annexe I). Après éclosion, les larves sont pélagiques pendant 55h (Figure 4), elles cherchent ensuite à se fixer durant la nuit et sont donc transférées dans les bassins de la nurserie situés sous serre (communication personnelle Sylvain Huchette).

L'ormeau est une espèce gonochorique avec une fécondation externe (Figure 4). On peut séparer son cycle de vie en deux phases bien distinctes : la phase pélagique où il vit sur ses réserves dans la colonne d'eau et la phase benthique où il se fixe sur le fond et commence son développement (Basuyaux, 1997).

Dans la nurserie de France Haliotis, chaque bassin de production contient vingt-deux paniers, chacun rempli de vingt plaques de plexiglas ensemencées avec une macroalgue

Ulivella lens (Annexe I). Le genre *Ulivella* est né en 1859, il a été créé par les frères Crouan lors de la découverte d'une algue verte. Cette algue possède un thalle discoïde et microscopique et vit principalement dans la rade de Brest (Dangeard, 1931).

Les ormeaux en nurserie se nourrissent quasi exclusivement de cette dernière et des biofilms qui lui sont naturellement associés. Au sein de l'entreprise, la culture d'*Ulivella lens* est une étape clé de la nurserie. Les bassins d'algues de reproduction sont conservés toute l'année. Au moment opportun (après les transferts en mer, souvent en avril/mai), ces bassins sont fertilisés avec du nitrate de sodium et du phosphate de sodium puis cinq jours après ils sont couverts afin de les plonger dans le noir, cela permet de déclencher et de synchroniser la sporulation. Ensuite, les spores d'algues se développent et germent pendant huit à douze jours selon les conditions météorologiques. Ces plaques sont alors mises à la lumière dans les bassins sous la serre avec des paniers contenant des plaques propres en attendant que la colonisation se fasse. Le préférendum thermique de l'*Ulivella* se situe en-dessous de 24°C. A partir de ce moment, les bassins sont fertilisés environ deux fois par semaine sauf en hiver : avec de l'ammonitrate et du phosphate de sodium tant que les animaux ne sont pas présents. La fertilisation se fera ensuite avec du nitrate de sodium et du phosphate de sodium lorsque les ormeaux seront présents. En effet, l'ammonitrate est toxique pour les ormeaux (communication personnelle Maryvonne Leroux). *Ulivella lens* sera alors présente dans tous les bassins de nurserie et constituera une majeure partie de l'alimentation des juvéniles d'ormeaux. Cette méthode de culture d'*Ulivella lens* a été mise au point assez récemment pour permettre d'augmenter la productivité des élevages d'ormeaux (Hannon et al., 2014).

Durant la première phase où les ormeaux sont en nurserie ils sont également nourris avec une macroalgue (*Ulva* sp.), cultivée directement au sein de l'entreprise. Lorsqu'ils atteignent une taille d'environ 12 mm, entre six et dix mois selon les conditions zootechniques et climatiques, les ormeaux sont alors transférés en mer (à partir de mars généralement mais cela dépend de la date de ponte et également des conditions qu'ils ont eu lors de leur développement). Les animaux n'atteignant pas cette taille sont remis en bassin pour continuer leur croissance à terre jusqu'à l'automne.

L'élevage en mer s'effectue en cages benthiques ancrées sur filières (Annexe II). Au sein des cages, l'entreprise dispose sur le fond et les côtés des « coupelles plastiques » ostréicoles qui offrent aux ormeaux un abri et augmentent la surface d'élevage (Annexe I). En mer, les animaux sont nourris environ une fois par mois avec des algues fraîches récoltées sur l'estran (essentiellement *Palmaria palmata*, *Laminaria digitata* et *Saccharina latissima*) ou cultivées au sein de l'entreprise (*Ulva* sp.) (Annexe III).

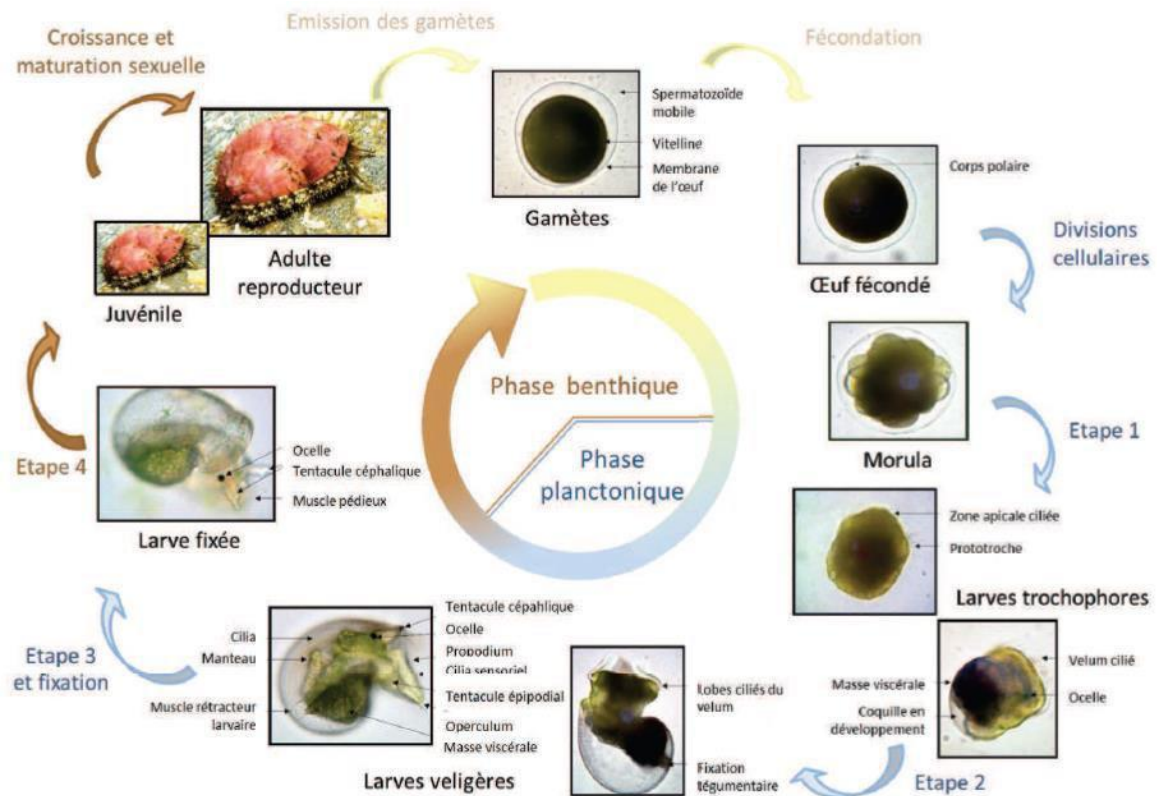


Figure 4 : Le cycle de vie de l'orveau européen (*Haliotis tuberculata*), (Lachambre, 2017).

Les ormeaux restent en moyenne trois ans en mer puis sont commercialisés lorsqu'ils atteignent une taille de l'ordre de 6 à 8 cm.

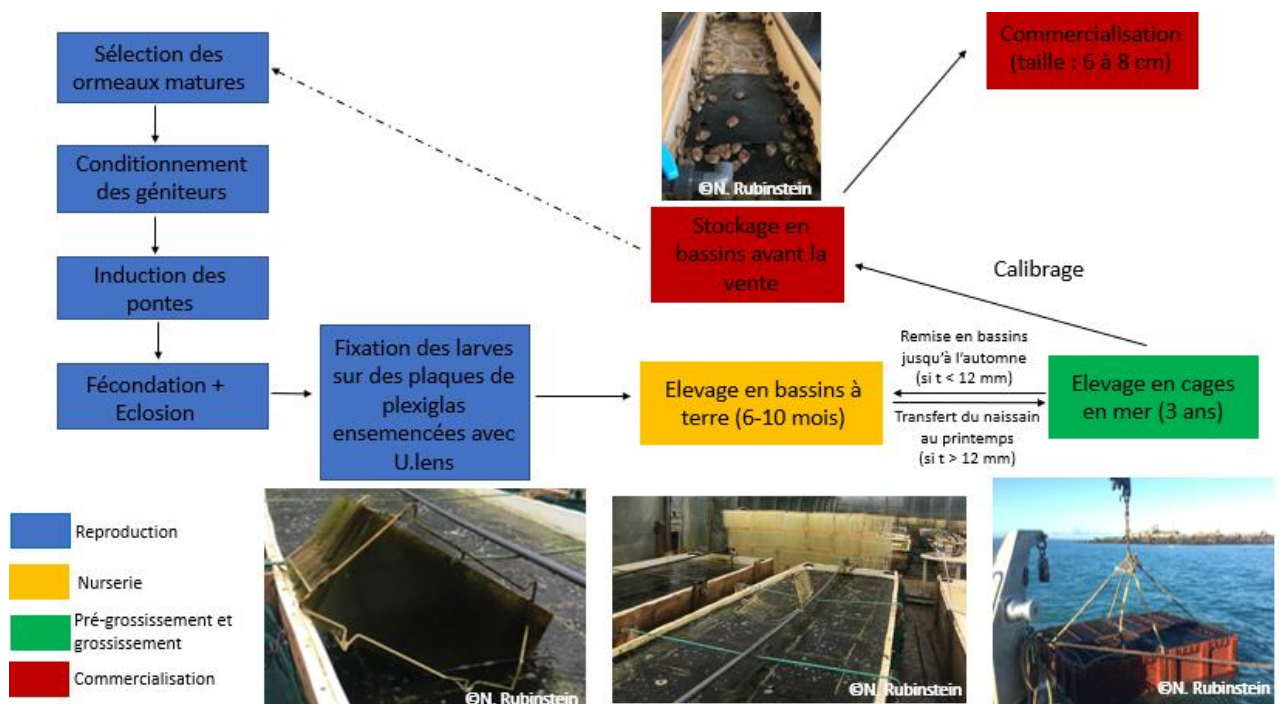


Figure 5 : Ensemble du cycle d'élevage de l'orveau (*Haliotis tuberculata*) au sein de France Haliotis (©N. Rubinstein).

Une production d'ormeaux essentiellement d'origine aquacole à l'échelle mondiale

L'ormeau, mollusque très peu connu à l'échelle française, occupe depuis des décennies une place parmi les produits de la mer les plus chers du monde. En février 2021, le prix de l'ormeau de pêche en France (MIN Rungis) se situait entre 45 et 50 euros/kg (FranceAgriMer, 2021). Comme un certain nombre des produits de la mer, sa production est passée de la pêche sauvage à l'élevage. Aujourd'hui, dans le monde, plus de 95% des ormeaux proviennent de l'halioticulture. Les pêches de capture de cette espèce ont connu un déclin de 70% entre 1950 et 2015 puisque seulement 7000 tonnes de cette espèce ont été débarquées en 2015. À l'inverse, la production aquacole a connu un essor important avec plus de 135 000 tonnes produites en 2014 et 168 000 tonnes en 2017. Cette production représente près de 1,9 milliards de dollars alors qu'elle était quasiment inexistante il y a 40 ans (FAO, 2017 ; FAO, 2021).

La diminution progressive des captures par pêche peut s'expliquer principalement par la surpêche, les surmortalités liées à des pathogènes bien identifiés (herpès virus de l'ormeau, vibrios, *Xenohaliotis californiensis*...). En France, la pêche d'ormeaux sauvage est très réglementée : un nombre limité de licence est accordé avec un quota par licence fixé et un nombre de marques fixées (Comité Régional des Pêches Maritimes et des Élevages Marins de Bretagne, 2019). Un problème majeur pourrait également expliquer cette diminution : l'exploitation illégale, en particulier en Afrique du Sud, en Australie, en Nouvelle-Zélande et en Californie. En 2016/2017, cette production était estimée à 7 000 tonnes (Cook, 2019). Entre 2010 et 2016/2017, les principaux pays producteurs n'ont pas changé : la Chine, la Corée et l'Afrique du Sud restent les leaders du marché (Annexe IV).

La Chine est à la fois le premier pays producteur d'ormeaux mais également le premier pays consommateur. En comparaison avec l'Asie, les industries européennes sont très petites mais connaissent un fort développement. En effet, pendant de nombreuses années l'ormeau a été délaissé au profit de produits « plus commerciaux » comme la coquille Saint-Jacques par exemple. Bien que cette espèce ait une forte valeur ajoutée notamment à l'export, les scientifiques l'ont durant plusieurs années laissé de côté. Aujourd'hui, cette aquaculture se développe davantage et on trouve désormais des fermes au Royaume-Uni, dans les îles anglo-normandes, en Afrique du Sud (Troell et al., 2006), en Irlande, en France et en Espagne (Cook, 2014; Cook, 2019). De nombreux obstacles techniques à la production de naissain d'ormeaux ont été rencontrés et ont entravé la croissance des industries notamment en Irlande (Hannon et al., 2013).

Les principaux facteurs influençant la survie et la croissance des juvéniles d'ormeaux (*Haliotis tuberculata*).

Dans le milieu naturel comme en élevage ; la croissance et la survie des juvéniles d'ormeaux sont dépendantes de la température (Basuyaux, 1997), de la densité (Huchette et al, 2003) et des ressources alimentaires disponibles dans le milieu (Fleming et al., 1996). En élevage, la mortalité est la plus élevée dans les premiers jours (environ une dizaine de jours) qui vont suivre la fixation et elle diminue par la suite. France Haliotis utilise *Ulvella lens* pour la fixation, sur la dernière saison les taux de survie sont bien supérieurs que précédemment avec un taux de fixation supérieur à 40% en moyenne et une mortalité sur les premiers mois en nurserie réduite à environ 50% alors qu'ils pouvaient être de l'ordre de 4% à 1 an lorsque les techniques d'élevage ne permettaient pas de bons résultats (Flassch et Aveline, 1984 et Sylvain Huchette, communication personnelle). En effet, cela est dû à une meilleure qualité d'*Ulvella lens* ainsi qu'à une combinaison de plusieurs facteurs, à savoir : une fixation sous les serres, de nombreux progrès génétiques, une meilleure qualité du larvaire, une meilleure connaissance de l'animal et donc un progrès technique en parallèle.

Au-delà des six mois la mortalité diminue considérablement pour atteindre une valeur proche de 1% sur cinq mois (Cochard, 1980 ; Flassch et Aveline, 1984). En moyenne chez les juvéniles un accroissement mensuel sur cent jours est de l'ordre de 1 à 1,5 mm/mois (Flassch et Aveline, 1984). Différents facteurs sont donc susceptibles de jouer un rôle majeur au niveau des premiers stades. On peut citer par exemple la disponibilité en nourriture, qui va elle-même dépendre de la lumière qui contrôle la croissance des espèces végétales qui servent de fourrage. On trouve également de la compétition intraspécifique, déterminée par la densité des animaux (Daume et al., 2004 ; Basuyaux, 1997 ; Mgaya et Mercer, 1995). D'autres facteurs vont également avoir une influence déterminante sur la survie et la croissance des juvéniles notamment la qualité de l'eau (Basuyaux, 1997) et d'autres facteurs biotiques (la compétition interspécifique, la prédation, le stress etc.) (Mgaya, 1995 ; Clavier et Chardy, 1989).

On va donc étudier à quels niveaux et quels impacts peuvent avoir ces différents facteurs lors des premiers mois de développement des ormeaux en nurserie.

La compétition intraspécifique

La compétition intraspécifique est un facteur essentiel dans la phase de pré-grossissement. Des études ont montré que la mortalité était fonction de la densité et devenait plus importante au-dessus d'un certain seuil (2500 juvéniles/m²) à un an (Cochard, 1980 ; Flassch et Aveline, 1984; Daume et al., 2004). Le taux de croissance lui aussi est influencé par la densité et diminue avec l'augmentation des densités de peuplement. (Koike et al., 1979 ; McBride et al., 2001 ; Mgaya et Mercer, 1995). Une étude démontre que le gain de poids individuel moyen des ormeaux et l'augmentation de la longueur de la coquille ont diminué lorsque que la densité de peuplement augmentait (Mgaya et Mercer, 1995). La densité d'élevage la plus appropriée pour des ormeaux de 7 à 10 mm peut être considérée comme étant comprise entre 2500 et 3750 individus/m² (Koike et al., 1979). C'est ce qui est pratiqué au sein de France Haliotis.

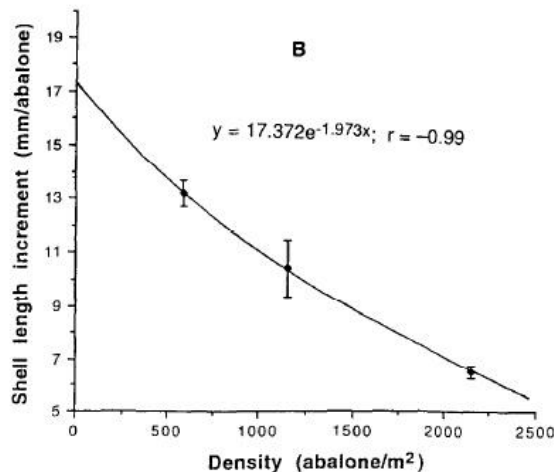


Figure 6 : Représentation de l'effet de la densité sur la croissance des juvéniles d'ormeaux *Haliotis tuberculata* (Mgaya et Mercer, 1995). Les barres verticales représentent l'erreur standard.

Des études menées sur une autre espèce (*Haliotis rubra*) ont montré que la croissance des ormeaux juvéniles en aquaculture est affectée par la densité en raison de la concurrence concernant la nourriture mais également la diminution de la qualité de l'eau. Le comportement des ormeaux est également affecté par la densité ce qui va impacter la croissance des animaux de manière significative (Huchette et al., 2003).

L'alimentation

Haliotis tuberculata est connu pour être essentiellement herbivore. L'alimentation la plus adaptée pour les ormeaux est à base de macroalgues supplémentées de microalgues (diatomées) (Brown et al., 2013). Ce type de régime est plus facile à gérer qu'un régime formulé et il permet une transition alimentaire (Daume et al., 2007). *Ulvella lens* est utilisée pour la fixation des larves et comme régime secondaire pour les ormeaux ayant une taille supérieure à 3 mm (Daume et al., 2003 ; Daume et al., 2004). L'*Ulvella* est une macroalgue verte encroûtante. Son développement s'effectue en deux dimensions sur les surfaces par augmentation du diamètre de son thalle en forme de disque (Crouan, 1859). *Ulvella lens* peut libérer des zoospores pendant cinq jours consécutifs, ce qui va permettre aux larves nageuses d'ormeaux de se fixer (Hannon et al., 2014). En effet durant la phase où les larves sont pélagiques (environ quatre jours) les algues contribuent à l'optimisation de la fixation des larves en premier lieu et non à leur alimentation. Les corallines (algues encroûtantes) ou les biofilms (naturels ou cultivés), associés ou non avec le mucus d'ormeaux, sont donc parfois utilisés pour favoriser la fixation. Toutefois, depuis quelques années, la macro-algue encroûtante *Ulvella lens* permet d'obtenir des taux de réussite inégalés, souvent supérieurs à 80% (Basuyaux et al., 2018). En effet, l'utilisation de *U. lens* et *U. rigida* comme complément au régime de diatomées permet un taux de croissance accrus pour les post-larves de *H. discus hannai* et *H. rubra* même s'il a été montré qu'*U. lens* seul n'était pas suffisante (Daume et al., 2004 ; Courtois de Viçose et al., 2010 ; Courtois de Viçose et al., 2012). La nurserie est donc une étape clé durant laquelle la physiologie de l'ormeau va rapidement évoluer. Il existe une succession de différents régimes alimentaires qui commence par l'assimilation de macromolécules provenant du biofilm, puis de la consommation de différentes micro-algues ; et enfin l'ormeau va pouvoir commencer à s'alimenter avec des macro-algues. C'est notamment avec *Ulvella lens* que se fera la transition avec des algues plus conséquentes. Une fois installés, les animaux broutent les diatomées et plus tard *U. lens* jusqu'à ce qu'ils atteignent une longueur de coquille d'environ 2-3 mm. La biomasse par plaque devient alors élevée et la nourriture insuffisante. À ce stade, de nouvelles plaques recouvertes de *U. lens* et de diatomées sont introduites et les animaux migrent sur ces nouvelles plaques (communication personnelle Sylvain Huchette ; Daume et al., 2007). Le stade dit de « pré-grossissement » permet aux ormeaux d'atteindre une taille à partir de laquelle ils vont pouvoir être manipulés sans être abimés (environ 1 cm). Au cours des premiers stades du développement, les ormeaux juvéniles ont besoin de diatomées benthiques de haute qualité qui fournissent une nutrition adéquate pour la croissance et la survie (Daume et al., 2004 ; Wang et al., 2008). Les juvéniles de plus de 5 mm peuvent également être supplémentés en macroalgues. Ainsi, il a été montré que la supplémentation en ulves (*Ulva* sp.) ou avec d'autres macroalgues rouges (*Gracilaria chilensis*) favorise la croissance des juvéniles d'ormeaux chez l'espèce *Haliotis laevigata* (Daume et al., 2007).

Ainsi, *Haliotis tuberculata* préfère une alimentation mixte constituée de différentes algues plutôt qu'une seule (Roussel et al., 2020)

En optimisant la croissance, il est ainsi possible de limiter le risque lié à cette fragilité initiale lors des manipulations nécessaires à l'élevage. Pour cela, la qualité des macro-algues distribuées régulièrement est indispensable et peut être un facteur permettant de diminuer la mortalité dans les élevages.

La lumière

Les ormeaux sont des organismes lucifuges (Basuyaux, 1997). La lumière est un facteur essentiel, étudiée dans la croissance des ormeaux mais elle possède également un rôle clé dans la croissance des algues donc indirectement dans la croissance des juvéniles puisqu'elles constituent leur alimentation (Daume et al., 2004). L'absence de lumière joue également un rôle sur l'oxygène disponible, elle peut diminuer fortement la quantité disponible dans la couche limite et ainsi entraîner une mortalité des post-larves. Une valeur en oxygène

dissous inférieure ou égale à 3,08 mg/l va entraîner un stress de l'animal qui provoque une perturbation de l'équilibre acido-basique, bouleversant également le métabolisme anaérobie de *H. diversicolor supertexta*, ce qui entraîne une acidose à court terme (Cheng et al., 2004). Lorsque les élevages ne sont plus éclairés, il se produit un arrêt de la photosynthèse qui provoque une chute brutale de l'oxygène ainsi qu'une augmentation du dioxyde de carbone, responsable de l'acidification de l'eau, au contact des algues et des juvéniles (Flassch et Aveline, 1984 ; Searcy-Bernal, 1996).

La croissance des ormeaux peut également être directement impactée par la lumière, en effet l'influence de ce facteur sur la croissance est extrêmement visible. Cela peut passer par une action indirecte : les animaux vont avoir tendance à se cacher sous des abris pour fuir cette source de lumière, leur accès à l'alimentation sera donc moins fréquent ce qui va entraîner une diminution de leur croissance. Les meilleurs résultats de croissance ont été observés pour une intensité lumineuse faible voire nulle. Cela se corrèle très bien avec la réalité où dans le milieu naturel ils ne font de déplacements pour rechercher leur nourriture qu'au crépuscule ou à l'aurore, période où l'intensité lumineuse est assez faible (Basuyaux, 1997).

La qualité de l'eau

La qualité de l'eau est un facteur clé dans tous types d'élevages. Bien que ce facteur soit externe, il a un impact sur la croissance des ormeaux, il est donc essentiel de maîtriser certains paramètres pour optimiser la croissance et la survie des animaux. Des paramètres physiques tels que la température et des paramètres chimiques comme la salinité, la quantité d'azote dissous et d'autres vont être étudiés.

Paramètres physiques : la température

La température de l'eau est un facteur essentiel pour la majorité des invertébrés (ectothermes), c'est pourquoi certains élevages utilisent un circuit fermé pour pouvoir gérer ce paramètre. En effet la température agit sur le métabolisme et donc sur la plupart des fonctions physiologiques, notamment la croissance et la reproduction (Basuyaux, 1997). Les ormeaux sont des organismes poïkilothermes, leur température corporelle varie en fonction de leur environnement (Prosser, 1991). Il est donc essentiel de connaître leur température optimale de développement. La température optimale serait de 18°C en effet le métabolisme d'*H. tuberculata* y serait le plus actif (McBride et al., 2001).

D'après une étude de Basuyaux menée en 1997, les ormeaux n'ont pas le même préférendum de température en fonction de leur taille. Les petits animaux ont un préférendum autour de 21°C alors que les animaux de taille supérieure ont une croissance maximale entre 15 et 18°C. Néanmoins, une température constante autour de 18-20°C semble convenir pour atteindre une croissance maximale sans nécessité de trier les animaux et de les mettre dans différents bassins avec des températures différentes.

Des études en laboratoire ont montré que la marge de croissance maximale des ormeaux est obtenue pour une température de 20°C (Emberton, 1982 ; Peck, 1989 in Mgaya, 1995). La limite inférieure létale à long terme pour *H. tuberculata* serait atteinte pour des températures comprises entre 8,5 et 9,0°C (Peck, 1989 in Mgaya, 1995). Le cas inverse est également possible, des températures estivales trop élevées sont également préjudiciables pour la croissance et la survie des ormeaux, de plus, elles sont généralement associées à des épidémies de maladies infectieuses (Hooper et al., 2014).

Ainsi l'optimum de température est plus élevé que la température de l'eau dans le milieu naturel d'*Haliotis tuberculata*, cela permettrait de réduire la durée du cycle d'élevage de l'ormeau, ce qui serait un avantage non négligeable pour les élevages en circuit fermé notamment (Basuyaux, 1997).

Paramètres chimiques

Le premier paramètre chimique qui est souvent étudié est la salinité. D'après de nombreuses études, les variations de salinité ne seraient pas un facteur entraînant la mort de l'ormeau. En effet, l'ormeau *Haliotis tuberculata* peut tolérer des variations de salinité importantes (Basuyaux, 1997 ; Peck, 1989 ; Clavier, 1986). Aucune diminution de croissance n'a été observée pour des salinités comprises entre 26 et 38‰ (Basuyaux, 1997) et l'ormeau pourrait même avoir une croissance à 24‰ (Peck, 1983). Il semblerait que si seul ce facteur de salinité est modifié, la croissance de l'ormeau n'en soit pas impactée ; à l'inverse si il subit également de fortes baisses de températures ou toutes autres modifications alors l'impact pourrait être visible (La Touche et al., 1993).

Basuyaux (1997) a étudié les seuils d'autres facteurs importants. La croissance pondérale ne semble pas varier pour des seuils compris entre 1,5 et 4,5 meq.l⁻¹. Il considère un seuil acceptable pour l'ammoniaque de 1 mgN-NH₃₋₄.l⁻¹ (soit 0,045 mgN-NH₃.l⁻¹) et une légère toxicité à 5 mgN-NH₃₋₄.l⁻¹ (0,226 mgN-NH₃.l⁻¹). Concernant les nitrites, le seuil acceptable pour l'ormeau est supérieur à 5 mgN-NO₂.l⁻¹ et entre 100 et 250 mgN-NO₃.l⁻¹ pour les nitrates (Basuyaux, 1997).

La présence de métaux lourds et de produits chimiques (phytosanitaires, etc.) dans l'eau sont autant d'éléments qui peuvent potentiellement influencer la croissance et la survie des juvéniles en élevage (communication personnelle Sylvain Huchette). Aucune étude n'a démontré cette hypothèse à l'heure actuelle chez les ormeaux. La multiplicité des molécules présentes dans le milieu naturel rend les études écotoxicologiques complexes et très onéreuses.

Plus récemment, des équipes scientifiques se sont penchées sur l'impact de l'acidification des océans sur les ormeaux (projet ICOBIO), révélant un impact significatif d'une baisse de pH sur le développement et la survie des larves dès que le pH atteint des niveaux de l'ordre de 7,7. D'après les scientifiques du GIEC, ce niveau de pH serait atteint entre 2050 et 2100.

De nombreux paramètres chimiques peuvent donc impacter la croissance des ormeaux et sont donc à surveiller au sein des élevages.

Les autres facteurs

D'autres facteurs biotiques peuvent également intervenir sur la croissance des animaux, c'est le cas notamment de la prédation et des pathogènes. Le stress qui est une réponse biologique à la prédation notamment peut également avoir un impact (Figure 7).

Le stress

L'ormeau est sensible à de nombreuses variations ponctuelles de son environnement qui peuvent provoquer des stress significatifs. On peut citer par exemple : la température (Basuyaux, 1997), le pH, la salinité, le régime alimentaire et la pression des pathogènes. Au sein d'un élevage, on retrouve également la manipulation. En effet des manipulations assez courantes comme le tri, l'anesthésie pour transférer le naissain en mer ou le déplacement peuvent provoquer une augmentation notable du taux de mortalité. C'est pourquoi il faut opérer avec précaution.

La compétition interspécifique, la prédation

Les jeunes ormeaux ont beaucoup plus de prédateurs que les adultes, on trouve en haut de cette liste les crabes, notamment *Necora puber* et *Carcinus sp.* (Clavier, 1986 ; Mgaya, 1995). Dans le milieu naturel, les prédateurs sont nombreux : mollusques (mésogastropodes, poulpes), des échinodermes (étoiles de mer), mais aussi des poissons, des crustacés

(crabes), des spongiaires (éponges foreuses) et des annélides (Clavier et Chardy, 1989 ; Clavier, 1986 ; Crofts, 1929 ; Stephenson, 1925 ; Shepherd, 1985). La compétition interspécifique a un impact important pour la croissance des juvéniles notamment au niveau de l'accès à la nourriture. Dans les bassins d'élevage, cette compétition est plus faible que dans le milieu naturel mais néanmoins bien présente notamment à cause des espèces consommatrices de macroalgues qui peuvent être retrouvées dans les bassins de nurserie en provenance de l'eau d'entrée ou des algues issues du milieu naturel. C'est notamment le cas des helcions (*Patella pellucida*), lacunes communes (*Lacuna vincta*), gibbules cendrées (*Gibbula cineraria*), littorines obtuses (*Littorina obtusata*) et des crustacés de type amphipodes (*Gammarus sp.*) (Annexe V). La présence de ces organismes doit donc être surveillée pour limiter au maximum ce facteur qui pourrait alors faire diminuer la croissance des ormeaux.

Les pathogènes

La mortalité chez les ormeaux peut être due à différents organismes pathogènes. L'apparition de la maladie dépend certes du pathogène et de son hôte mais c'est l'environnement qui conditionne cette apparition (Hooper et al., 2014 ; Travers, 2008). Les pertes les plus fréquentes en élevage ou dans le milieu naturel sont dues à une bactérie pathogène nommée *Vibrio harveyi* (Travers, 2008). D'après cette thèse, les mortalités induites par ces nombreux vibrions sont présentes à tous les stades : en affectant le stade larvaire, les juvéniles ou les adultes (Travers, 2008).

En élevage, les facteurs sont souvent réunis pour amener au développement d'une maladie : les fortes densités d'animaux, la température de l'eau plus élevée (au-dessus de 17,5°C/18°C), et l'abondance d'aliment. Ces facteurs permettent l'émergence de nouvelles maladies comme cela a été le cas avec l'herpès virus chez différentes espèces d'ormeaux ; notamment *H. laevigata*, et *H. rubra* en Australie particulièrement aux jeunes stades de développement (Travers, 2008).

Ces dernières années, notamment avec le réchauffement climatique, le développement de ces maladies a été plus fréquent et entraîne donc des mortalités de plus en plus importantes, c'est pourquoi il est essentiel de détecter ces maladies dans l'espoir de limiter au maximum la mortalité dans l'élevage.

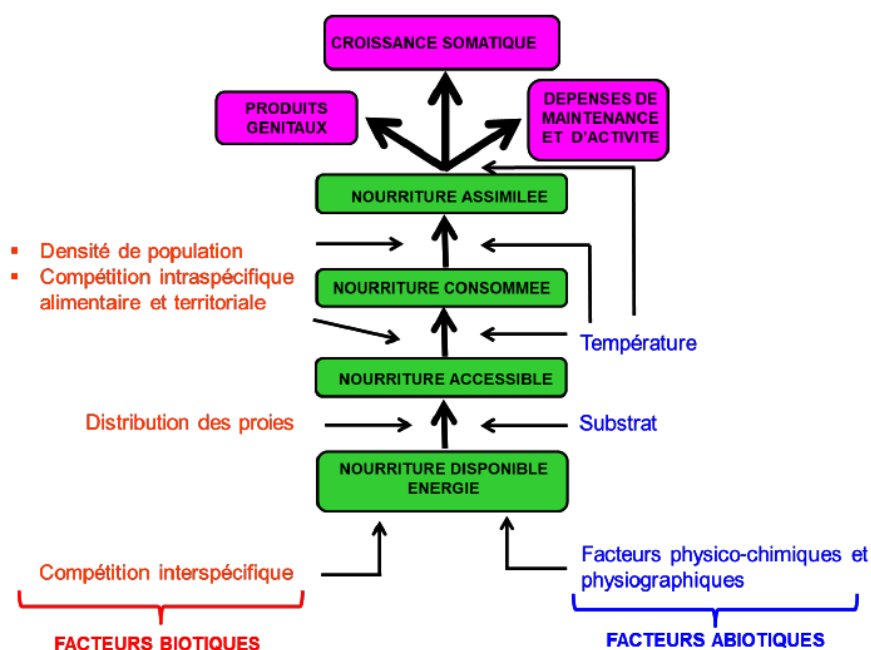


Figure 7 : Utilisation de la nourriture consommée et niveaux d'action des facteurs de l'environnement sur le processus de croissance (D'après Philippart, 1975).

La croissance précoce des ormeaux détermine les performances en fin de cycle.

La croissance précoce est importante pour déterminer les performances dans la suite du cycle (Daume et al., 2007). D'un environnement à l'autre, la longueur maximale de la coquille des ormeaux à maturité peut varier (Roussel et al., 2011). Il existe donc un rapport entre la croissance précoce et la longueur maximale de la coquille à maturité, qui est elle-même corrélée à la biomasse finale (Roussel et al., 2011 ; Jolivet et al., 2015) (Figure 8 et Figure 9). En fonction de la taille de départ, la croissance est significativement différente. La croissance initiale d'un ormeau sera souvent corrélée positivement avec la taille qu'il atteindra une fois adulte (Figure 9). Il est donc important que la croissance précoce soit la plus importante possible.

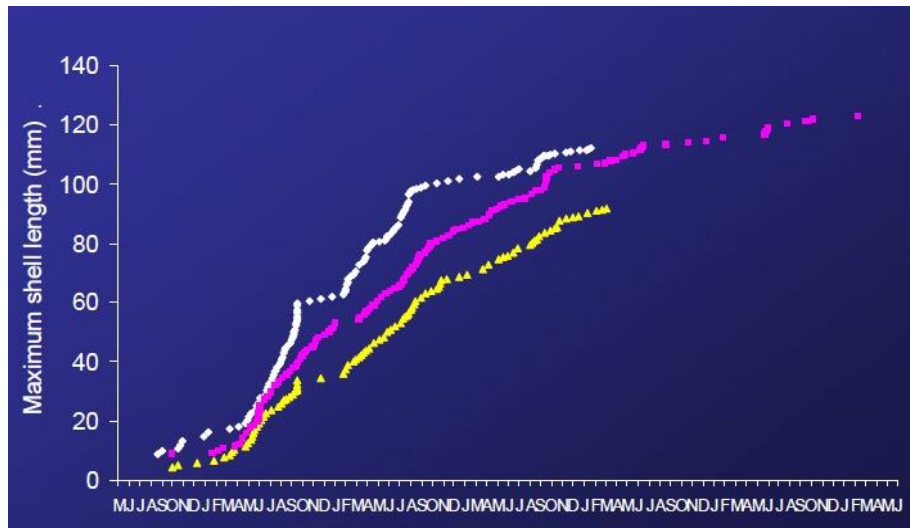


Figure 8 : Évolution de la longueur de coquille maximale (en mm) de trois individus (S,M et L de tailles initiales différentes) en fonction du temps dans le milieu naturel (Jolivet et al., 2015).

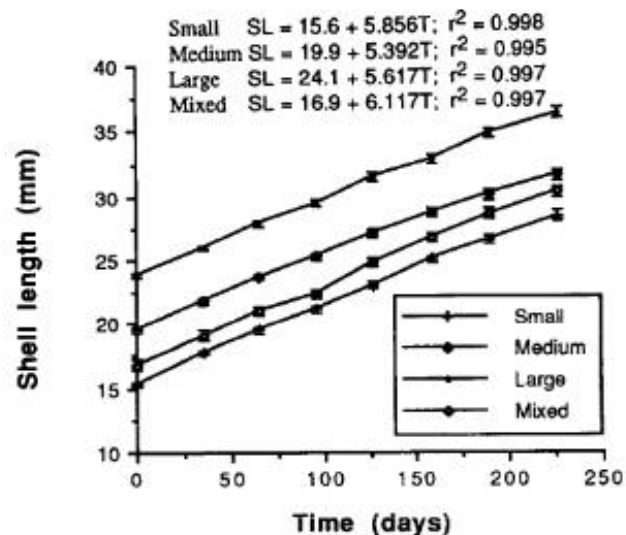


Figure 9: Croissance de trois classes d'ormeaux en comparaison avec un groupe mixte (Mgaya et Mercer, 1995).

Une sélection sur la croissance est possible puisque c'est un caractère héritable. En choisissant correctement les géniteurs, on pourrait augmenter la croissance précoce et donc la biomasse des ormeaux en fin de cycle (Lachambre, 2017). En fonction de la sélection

génétique qui sera faite, la croissance pourra être modifiée (Lachambre, 2017). Les premières phases d'élevage de l'ormeau sont donc déterminantes pour ses performances en fin de cycle.

Il y a donc un avantage à jouer en classant les ormeaux selon leur croissance. En effet les plus petits ormeaux ont une taille finale plus faible lorsqu'ils sont accompagnés de plus gros individus. A l'inverse lorsqu'on les sépare par taille, leur taille finale devient supérieure. Il a été démontré que la croissance des petits ormeaux s'est améliorée en l'absence de congénères plus grands. L'intérêt serait de séparer les individus à croissance lente et à croissance plus rapide, pour pouvoir sélectionner uniquement ces derniers mais les moyens mis en œuvre seraient trop importants au niveau d'un élevage (Mgaya et Mercer, 1995).

Objectif de l'étude

L'entreprise France Haliotis maîtrise aujourd'hui l'ensemble du cycle d'élevage de l'ormeau, que ce soit sur terre ou en mer. Néanmoins, plusieurs étapes de ce cycle peuvent être améliorées. Les taux de mortalité en nurserie sont toujours importants (de l'ordre de 30 à 40%) ; et ces résultats conditionnent la suite du cycle. De plus, en sortie de nurserie les tailles des ormeaux sont variables avec de larges gammes de taille au moment du transfert. Une mortalité importante est également toujours constatée lors du transfert en mer (de l'ordre de 20%), ou l'été dans les bassins à terre lors d'une forte augmentation de la température de l'eau (communication personnelle Sylvain Huchette). Comme la croissance précoce est déterminante pour les performances en fin de cycle, mon étude avait pour objectif d'optimiser la croissance et la survie des juvéniles en nurserie : « **Comment optimiser les pratiques d'élevage du naissain d'ormeau européen (*Haliotis tuberculata*) ?** ».

Pour cela nous avons cherché à optimiser la fixation, la croissance et la survie des naissains d'ormeaux en travaillant sur 3 éléments clés de l'élevage en nurserie :

- 1) L'impact de la densité immédiatement après la fixation en nurserie a fait l'objet d'expérimentation pour adapter au mieux les pratiques d'élevage.
- 2) Un travail sur la fertilisation des cultures d'algues a été conduit pour améliorer le taux de protéines d'*Ulvea lens* qui conditionne la croissance initiale des ormeaux. Ce travail a inclus un volet environnemental strict pour limiter les rejets azotés dans l'eau rejetée.
- 3) Enfin, les différents facteurs (biotiques et abiotiques) influençant la croissance et la survie durant cette période ont été étudiés. Des expériences ont été menées pour connaître les gammes de température et de salinité permettant une meilleure fixation ainsi qu'une meilleure survie du naissain.

Mieux comprendre l'impact de la densité en nurserie d'ormeaux (*Haliotis tuberculata*).

Introduction

En nurserie d'ormeaux, différentes techniques peuvent être utilisées pour ensemer les larves. Si on possède un nombre suffisant de bassins d'*Ulvea lens*, on fixe un nombre de larves qui permettra une croissance optimale sans dédoublement jusqu'au grossissement. On peut également, lorsqu'on possède un plus petit nombre de bassins, ensemer un très grand nombre de larves dans chaque bassin pour ensuite les dédoubler et garder une croissance optimale. L'objectif de cette étude est de savoir si le nombre de départ de larves ensemenées a une influence sur la croissance et le taux de survie du naissain. Cette étude a pour dessein de déterminer s'il est intéressant d'ajuster les densités dès le début de l'élevage en nurserie. Cela permettra à l'entreprise France Haliotis de savoir s'il y a une différence

significative entre les deux méthodes et donc d'adapter son protocole d'élevage par la suite.

Matériel et méthodes de l'expérience n°1 : la densité par bassin

Matériel biologique

- *Ulvela lens* produite au sein de l'entreprise en 2021
- Ormeaux (*Haliotis tuberculata*) issus de la ponte de 2021

Structures d'élevage utilisées

6 bassins de production de 3000L ont été utilisés lors de l'expérience. Le débit d'arrivée d'eau est fixé à 8 litres /minute, soit 3 renouvellements d'eau/jour. Les bassins de production sont localisés sous une serre. Dans chaque bassin ont été placés 22 paniers contenant chacun 20 plaques de 60 cm de long et 30 cm de large de plexiglas sur lesquelles est cultivée l'algue *Ulvela lens*.

Paramètres d'élevage

L'eau de mer utilisée en entrée des bassins de production est pompée directement dans l'Aber Wrac'h, durant les 3 heures précédant et suivant l'étalement de marée haute. Cette eau est filtrée sur un filtre à tambour d'une précision de 63 µm, puis filtrée par poche (seuil de filtration : 25 µm) avant d'être distribuée dans les bassins.

L'oxygénation des bassins est assurée de deux façons : par l'apport de l'eau de mer brassée lors du pompage et par un système de bullage grâce à un tube microporeux sur toute la longueur des bassins. La reproduction des algues s'effectue directement au sein de l'entreprise.

Déroulement de l'expérience

6 bassins ont été mis en eau en juin 2021 sous serre avec des paniers contenant des plaques d'*Ulvela lens*. L'algue *Ulvela lens* a un impact sur la fixation des larves et plus les plaques sont recouvertes par celle-ci et meilleure est la fixation. Afin d'homogénéiser les substrats de fixation dans les bassins, 3 à 4 paniers de chacun des 6 bassinsensemencés en *Ulvela lens* ont été répartis de manière uniforme dans les 6 bassins avant que les larves n'y soient introduites. Deux concentrations de larves ont été testées en triplicat : 120 000 et 240 000 larves (Figure 10). Les bassins ont été couverts par une toile pendant les 15 premiers jours pour limiter la lumière afin de maintenir une température plus ou moins constante ; le bullage a également été diminué pour permettre aux larves de se fixer. Au bout d'une quinzaine de jours, lorsque les larves deviennent visibles, le taux de fixation a été mesuré. Les bassins ont été découverts et le bullage a été remis au maximum. Les paniers ont été retournés afin de maintenir une couverture d'*Ulvela lens* la plus homogène possible et ils ont ensuite été retournés très régulièrement. Ces mesures ont ensuite été renouvelées toutes les semaines. L'expérience s'est déroulée sur une durée d'un mois et demi.

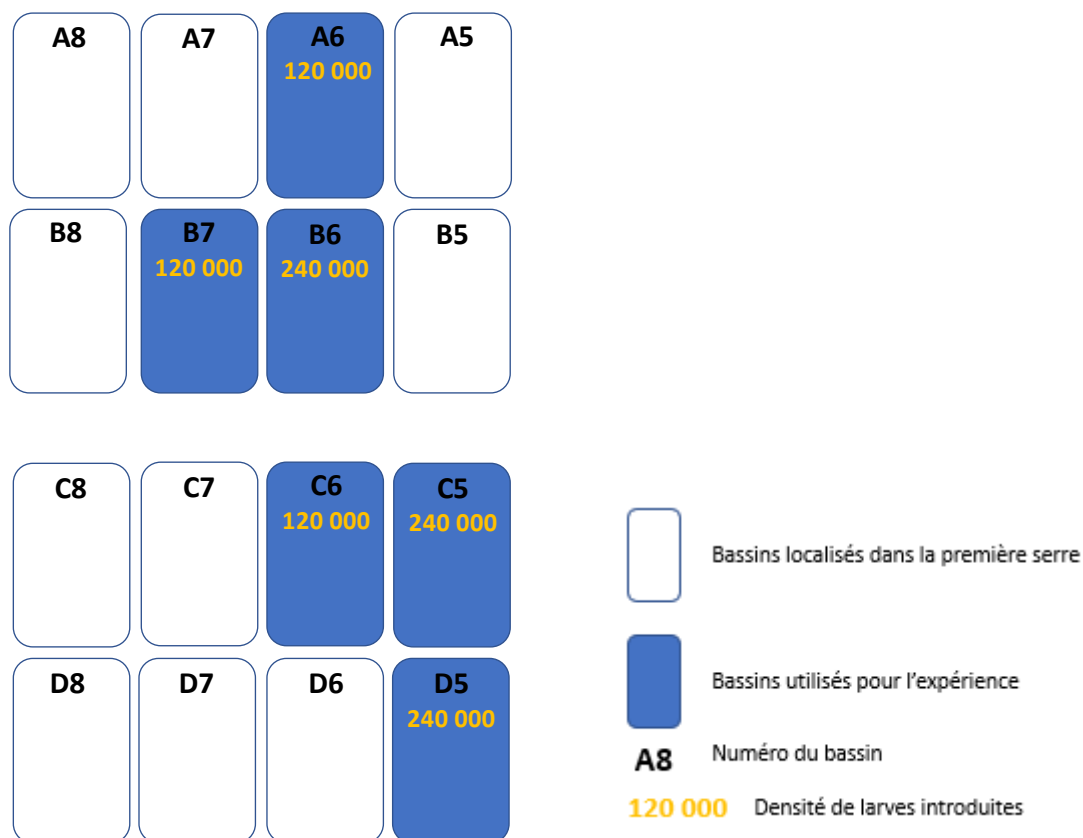


Figure 10 : Plan des bassins utilisés pour tester différentes concentrations de larves.

Mesures

A 15 jours, lorsque la larve devient visible à l'œil nu, un premier comptage a été réalisé pour estimer le taux de fixation. Ces comptages ont été faits toutes les semaines afin d'avoir un suivi de la mortalité et également une meilleure précision au fur et à mesure du développement des larves.

Pour les mesures, on choisit une plaque par panier dans 6 paniers du bassin de manière aléatoire : en haut, au milieu et en bas, des deux côtés du bassin afin d'avoir les résultats les plus représentatifs possible. Ensuite on fait la moyenne de ces 6 plaques et on multiplie le résultat par 440 (nombre de plaques totales du bassin). Pour obtenir le taux de fixation : le nombre de larves fixées est divisé par le nombre de larves introduites et multiplié par 100 pour avoir un pourcentage.

Analyses de données

L'analyse statistique des données a été réalisée avec le logiciel R (version 3.5.2) et R studio (version 1.2.5033). Les hypothèses de normalité et d'homogénéité des variances ont été vérifiées à l'aide de tests de Shapiro et de Fisher ou Levene ou par lecture graphique, le cas échéant. Afin de comparer les performances des différents traitements, des analyses de variance (ANOVA) à un facteur ont été réalisées. Lorsque la distribution normale des résidus et l'homogénéité des variances ont été vérifiées et que des effets globaux ont été constatés, des tests post-hoc de Tukey de comparaisons multiples ont été effectués.

Matériel et méthodes de l'expérience n°2 : la densité par plaque

Matériel biologique

- *Ulvela lens* produite au sein de l'entreprise en 2021
- Ormeaux (*Haliotis tuberculata*) issus de la ponte de 2021

Structures d'élevage utilisées

Un seul bassin de production de 3000L a été utilisé lors de l'expérience. Le débit d'arrivée d'eau est fixé à 8 litres/minute, soit 3 renouvellements d'eau/jour. Les bassins de production sont localisés sous une serre. Dans chaque bassin ont été placés 22 paniers contenant chacun 20 plaques de 60 cm de long et 30 cm de large de plexiglas sur lesquelles est cultivée l'algue *Ulvela lens*.

Paramètres d'élevage

Les paramètres d'élevages sont les mêmes que pour l'expérience n°1.

Déroulement de l'expérience

À la suite de la première mesure de fixation de l'expérience 1, les taux de fixation relevés n'étaient pas très bons. Une différence significative de fixation n'a pas pu être étudiée c'est pourquoi la croissance au bout de 90 jours n'a pas pu être prise sur ces bassins. Dans le but d'étudier l'impact de la densité dans un même bassin (B6), des plaques à différentes densités ont été prises, leur position a été relevée à la fois dans le bassin (avec le numéro du panier) et à la fois au sein du panier (numéro de la plaque). Pour cela, 3 catégories de plaques ont été définies : les plaques à faible densité (< 50 larves fixées), moyenne densité (environ 100 larves fixées) et forte densité (plus de 200 larves fixées). Il fallait au moins 30 larves fixées pour pouvoir mesurer 30 individus par plaque à la fin de l'expérience. Les plaques ont été prises de manière aléatoire dans des endroits différents du bassin afin de ne pas avoir de biais en fonction de la position. Le taux de fixation de ces plaques a été mesuré le 05 juillet 2021 et ces plaques n'ont plus été bougées avant la date de mesure de la croissance des ormeaux (un mois après donc six semaines après la ponte) afin de ne pas risquer que les larves se décrochent en les manipulant. Pour simplifier la position, le haut du bassin est placé vers le haut de la serre, les paniers ont été numérotés de 1 à 22 et le numéro des plaques a lui aussi été pris à partir du haut du bassin (Figure 11).



Figure 11 : Plan du bassin (B6) utilisé pour l'expérience de densité par plaque avec l'emplacement des différentes plaques choisies et de leur densité respective.

Mesures

A 15 jours, lorsque la larve devient visible à l'œil nu, un premier comptage a été réalisé pour estimer le taux de fixation. Au bout de six semaines, la croissance a été mesurée. Les mesures de première estimation de croissance sont faites au microscope inversé Olympus à l'aide d'une échelle de mesure et au grossissement x4. 36 graduations correspondent à 1mm. Le nombre de graduations est noté et converti en millimètres à l'aide du logiciel Excel. 30 individus par plaque sont mesurés (Annexe VI).

Analyses de données

La méthode d'analyse de données est la même que pour l'expérience n°1.

Résultats

1. Différentes densités par bassin

Le taux de fixation a été calculé pour l'ensemble des bassins en fonction de la densité de larves introduites au départ (Figure 12).

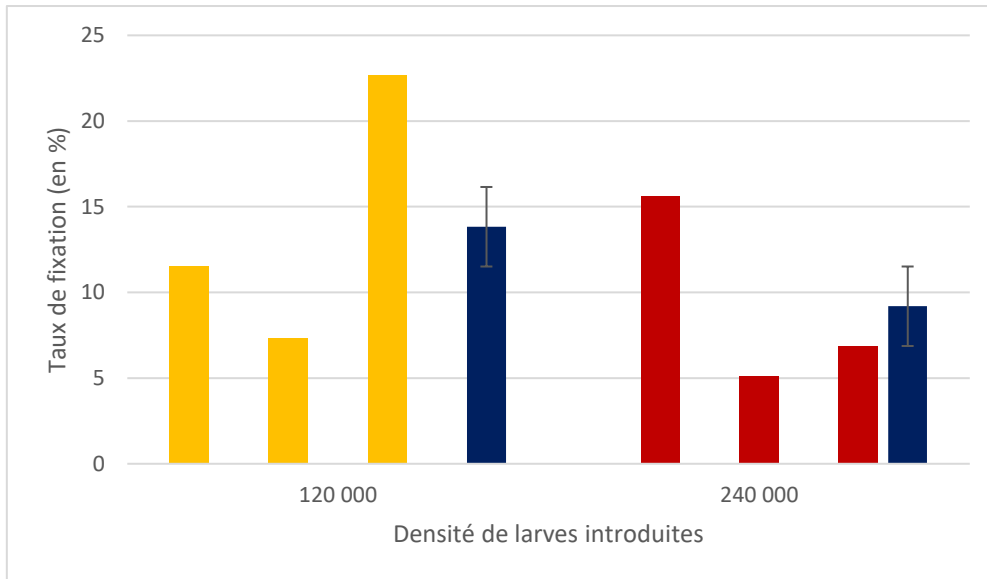


Figure 12 : Taux de fixation des six bassins en fonction de la densité de larves introduites : en jaune, les trois bassins à 120 000, en rouge ceux à 240 000 et en bleu la moyenne de chaque catégorie. Les barres d'erreur représentent l'erreur standard.

Les taux de fixation étant plus faibles par rapport à ce qu'ils ont pu être en 2020 par exemple (environ 50%) (communication personnelle Sylvain Huchette), il n'y a eu aucune différence entre ceux avec 120 000 larves introduites et ceux avec 240 000 larves introduites.

2. Différentes densités par plaque

La taille moyenne des animaux (en mm) a été représentée en fonction de la densité de la plaque sur laquelle ils se trouvent (Figure 13).

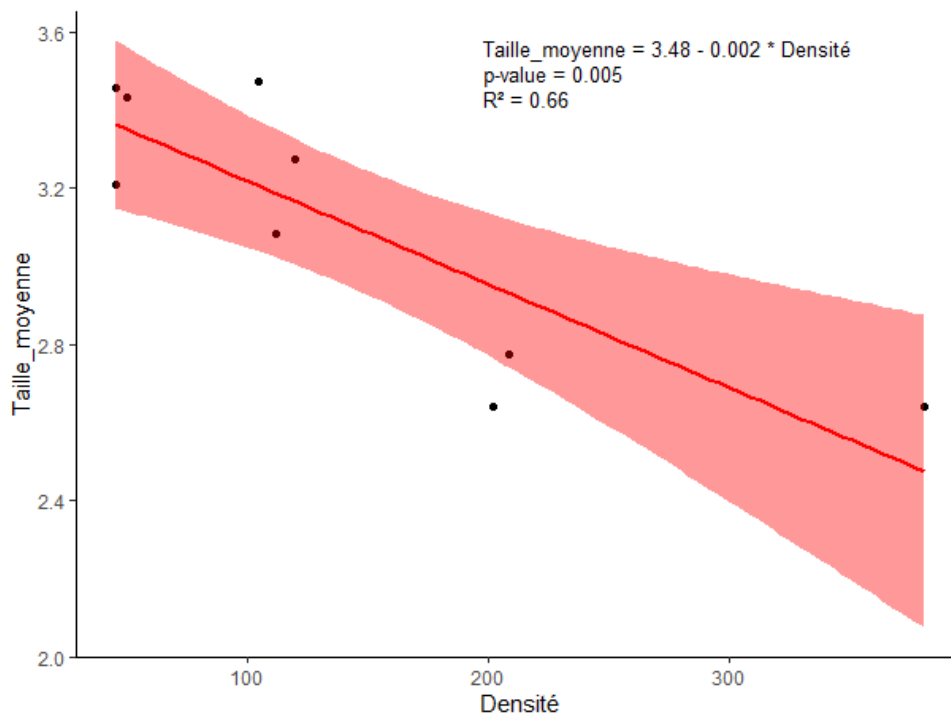


Figure 13 : Taille moyenne (en mm) des ormeaux en fonction de la densité des plaques sur lesquelles ils ont été prélevés.

La croissance semble plus faible sur les plaques à haute densité que sur les plaques à moyenne et faible densité. La taille des ormeaux des plaques à faible densité est de $3,4 \pm 0,1$ mm. Sur les plaques à moyenne densité, leur taille est de $3,3 \pm 0,2$ mm. Enfin, la taille moyenne des ormeaux des plaques à haute densité est de $2,7 \pm 0,1$ mm. Une ANOVA à un facteur a été réalisée pour connaître l'impact de la densité sur la croissance du naissain. Les animaux des plaques à haute densité ont une croissance plus faible que les animaux des plaques à moyenne et faible densité ($F=61,09$, $p<2.2 \times 10^{-16}$). Cependant, il n'y a pas de différence de croissance significative entre les plaques à moyenne et faible densité ($p=0.22$). La régression linéaire à un r^2 de 0.66 en effet la taille des ormeaux ne décroît pas de manière linéaire entre les plaques à faible et moyenne densité puisqu'il n'y a pas de différence significative cependant ensuite à partir du seuil des 100 animaux par plaque cela semble décroître de manière plus linéaire.

Discussion

La densité par plaque a un impact sur la croissance du naissain, en effet une augmentation de la densité freine leur croissance et cela dès leur début en nurserie. En nurserie, les résultats ont été visibles au bout de 6 semaines. Il n'y a pas de différence significative en termes de croissance lorsqu'on compare des plaques avec une cinquantaine d'animaux fixés avec des plaques à une centaine d'animaux. Néanmoins, lorsqu'on dépasse ce seuil d'une centaine d'animaux par plaque, la différence devient significative. Chez France Haliotis, les bassins sont fixés à haute densité (environ 300 000 larves introduites) et sont ensuite dédoublés avec 25 000 animaux fixés au bout de deux mois puisque la croissance des juvéniles est influencée par leur densité. Toutefois, cela signifie qu'ils restent en forte densité pendant les deux premiers mois or ils ne se déplacent pas encore. Lorsqu'ils sont en forte densité sur une plaque, leur croissance va diminuer, cela pourrait venir d'une compétition entre individus pour la nourriture. Cette compétition pour l'accès à la nourriture, notamment les diatomées et *Ulve* *lens*, pourrait entraîner une baisse de croissance en comparaison avec des plaques à faible et moyenne densité.

Le taux de croissance est influencé par la densité et diminue avec l'augmentation des densités de peuplement. (Koike et al., 1979 ; McBride et al., 2001 ; Mgaya et Mercer, 1995). En effet, lorsque la densité de peuplement augmente cela réduit à la fois le gain de poids individuel moyen des ormeaux et l'augmentation de la longueur de leur coquille (Mgaya et Mercer, 1995). Le dédoublement permet donc de réduire la densité de peuplement par bassin et permet ainsi un développement plus rapide des ormeaux. Néanmoins cela signifie que durant les 60 premiers jours où ils sont à forte densité, cela a un impact significatif sur leur croissance précoce. Or cette croissance précoce est importante pour déterminer les performances dans la suite du cycle (Daume et al., 2007). Il existe un rapport entre la croissance précoce et la longueur maximale de la coquille à maturité, qui est elle-même corrélée à la biomasse finale (Roussel et al., 2011 ; Jolivet et al., 2015). En effet, en fonction de la taille de départ, la croissance est significativement différente. La croissance initiale d'un ormeau sera souvent corrélée positivement avec la taille qu'il atteindra une fois adulte c'est pourquoi il est important que la croissance précoce soit la plus importante possible.

Au sein de France Haliotis, il serait donc judicieux d'introduire des larves en plus faible concentration pour avoir une fixation avec un nombre d'animaux proche de 25 000 ; qui ne nécessiterait pas de dédoublement par la suite. Cela augmenterait à la fois la croissance précoce des ormeaux et leur taille adulte et réduirait également le temps de travail nécessaire pour le dédoublement des bassins. Pour connaître l'impact sur la taille des adultes il faudrait comparer la taille des ormeaux adultes provenant de bassins fixés à faible densité dès le début avec ceux de bassins dédoublés à 25 000 ormeaux après deux mois. La première expérience sur la concentration des larves était une tentative de valider cette hypothèse mais les taux de fixation n'ont pas été suffisants pour pouvoir conclure sur la croissance. Refaire cette expérience permettrait de confirmer la différence significative qui a été observée au bout de six semaines sur la densité par plaque. Le risque est d'avoir des mauvais taux de fixation et

donc d'obtenir un nombre d'ormeaux plus faible. Il faudrait donc pouvoir mieux maîtriser les taux de fixation pour pouvoir mieux maîtriser la densité post-larvaire.

Optimiser la fertilisation de l'algue *Ulvela lens* utilisée pour nourrir les ormeaux.

Introduction

L'alimentation des ormeaux est un facteur clé si l'on veut optimiser leur croissance. En effet, plus le taux de protéines des algues sera élevé, plus la croissance des ormeaux sera importante par la suite (Hannon et al., 2014). *Ulvela lens* est une macroalgue utilisée dès le début de l'élevage en nurserie lors de la fixation des larves véligères. Cette algue est fertilisée pour augmenter son taux de protéines. Néanmoins, il faut également surveiller l'impact écologique que cela peut avoir. L'élevage d'ormeaux de France Haliotis fonctionnant en circuit ouvert, il est nécessaire d'éviter le rejet de matières azotées dans l'eau qui pourrait alors se retrouver dans l'environnement. Habituellement, l'eau des bassins est rouverte 24h après la fertilisation, parfois même plus tôt puisque des taux de mortalité ont été observés sur *Ulvela lens* lorsque la température dépasse les 23/24°C (communication personnelle Maryvonne Leroux). Or ces bassins se situent sous serre car il est nécessaire d'avoir une température élevée pour la fixation des larves d'ormeaux. C'est donc un compromis à trouver pour éviter le maximum de rejet dans l'Aber Wrac'h tout en obtenant un taux de protéines suffisant pour les ormeaux.

L'objectif de cette étude est de trouver la dose de nitrate optimale à apporter aux algues pour maximiser leur taux de protéines tout en évitant le rejet de matières azotées. Dans une seconde partie, nous étudierons également l'effet de la fréquence de fertilisation sur le taux de protéines des algues et les rejets azotés dans le milieu.

Plusieurs expériences ont été faites préalablement à l'expérience présentée afin de connaître la fiabilité du spectrophotomètre et pouvoir appréhender la diffusion du nitrate dans l'eau. À la suite de cela, le choix a été de dissoudre le fertilisant en poudre dans un faible volume d'eau avant la diffusion dans le bassin car nous avons remarqué des anomalies de diffusion selon les bassins.

Matériel et méthodes de l'expérience n°1 : différentes fertilisations

Matériel biologique

- *Ulvela lens*, produite dans l'entreprise en 2021.

Matériel supplémentaire

- Fertilisant : nitrate de sodium + phosphate de sodium
- Spectrophotomètre de terrain exact idip 570 (seuil = 20% pour le test de Nitrate avec de l'eau de mer) fourni au sein de l'entreprise
- Balance (précision = 0.01 g)

Structures d'élevage utilisées

9 bacs blancs de 170L chacun ont été utilisés sous serre. L'arrivée d'eau a été coupée durant toute la durée de l'expérience afin de ne pas rejeter des nitrates dans le milieu. Dans chaque bac a été placé un panier contenant 20 plaques de 60 cm de long et 30 cm de large sur lesquelles est cultivée l'algue *Ulvela lens*.

Paramètres d'élevage

L'eau de mer utilisée en entrée des bassins de production est pompée directement dans l'Aber Wrac'h, durant les 3 heures précédant et suivant l'étalement de marée haute. Cette eau est filtrée sur un filtre à tambour d'une précision de 63 µm, puis filtrée par poche (seuil de filtration : 25 µm) avant d'être distribuée dans les bassins.

L'oxygénation des bassins est assurée de deux façons : par l'apport de l'eau de mer brassée lors du pompage et par un système de bullage grâce à un tube microporeux sur toute la longueur des bassins. La reproduction des algues s'effectue directement au sein de l'entreprise.

Déroulement de l'expérience

Cette première expérience a servi de base pour la seconde expérience. L'objectif de cette expérience était de savoir quelle quantité de fertilisant utiliser. La dose de fertilisant utilisée habituellement est de 200 g de nitrate et 17 g de phosphate pour un bassin de production de 3000L. Trois doses ont été testées. Des triplicats ont été à chaque fois réalisés. Dans chacun des bacs blancs, cela est donc revenu à tester 5.5 g, 11 g et 17 g de nitrate (Figure 14) ainsi que 0.48 g, 0.96 g et 1.45 g de phosphate. Tout a été pesé avec une balance pour plus de précision.

Les plaques d'algues de reproduction ont été nettoyées au préalable afin d'éliminer toutes espèces qui ne seraient pas de l'*Ulvea lens*.

Pour chaque bassin, la quantité de rejet de matières azotées ainsi que le taux de protéines d'*Ulvea lens* ont été étudiés.



Figure 14 : Plan des bassins pour l'expérience numéro 1 sur *Ulvea lens* en testant différentes fertilisations.

Mesures

1. Rejet de matières azotées

Une mesure a été prise tous les jours, pendant 8 jours en sortie du bac où l'eau a été prélevée, ensuite ces échantillons ont été étudiés avec le spectrophotomètre de l'entreprise (Annexe VII). Voyant que les résultats n'étaient pas ceux attendus, 4 jours supplémentaires ont été ajoutés donc les échantillons ont été étudiés sur 12 jours au total. Des tests ont été réalisés auparavant pour étudier à quel moment il serait judicieux de prendre la mesure.

2. Concentration en protéines

Un échantillonnage a été effectué tous les jours, pendant 8 jours pour cette expérience. Chaque jour une plaque d'*Ulvea lens* était grattée puis l'échantillon passait une nuit au séchoir. Pour chaque échantillon, il fallait obtenir au minimum 10 mg d'algues sèches. Des tests ont été réalisés au préalable pour déterminer quelle quantité d'algues « humides » devait être pesée pour obtenir ces 10 mg après une nuit au séchoir (Annexe VII). Ces résultats ont été analysés à l'UBO de Guingamp, l'entreprise n'ayant pas les moyens techniques de le faire.

Analyses de données

L'analyse statistique des données a été réalisée avec le logiciel R (version 3.5.2) et R studio (version 1.2.5033). L'homogénéité des variances ainsi que la normalité des résidus du modèle ont été vérifiées à l'aide de tests de Levene, Shapiro, Foscher ou par lecture graphique le cas échéant. Si une condition n'est pas vérifiée, les données sont modifiées en utilisant la transformation log, racine carré, inverse ou arcsinus. Afin de savoir s'il existait une différence significative entre les différents traitements, une ANOVA a été réalisée. Si l'ANOVA était significative, des comparaisons post-hoc ont été réalisées permettant une comparaison deux à deux des moyennes, en utilisant la fonction « diffmeans » du package « lmerTest ».

Matériel et méthodes de l'expérience n°2 : fertilisation fractionnée

Matériel biologique

- *Ulvea lens*, produite dans l'entreprise en 2021.

Matériel supplémentaire

- Fertilisant : nitrate de sodium + phosphate de sodium
- Spectrophotomètre de terrain exact idip 570 (seuil = 20% pour le test de Nitrate avec de l'eau de mer) fourni au sein de l'entreprise
- Balance (précision = 0.01 g)

Structures d'élevage utilisées

9 bacs blancs de 170L ont été utilisés sous serre. Cette fois-ci, l'arrivée d'eau n'a été coupée uniquement durant 24h ce qui est fait habituellement au sein de l'entreprise. Dans 6 des 9 bacs a été placé 1 panier contenant 20 plaques de 60 cm de long et 30 cm de large sur lesquelles est cultivée l'algue *Ulvea lens*. Dans les 3 bacs restants, nous avons mis uniquement le fertilisant afin de connaître la concentration maximale de nitrate dans l'eau.

Paramètres d'élevage

Les paramètres d'élevages sont les mêmes que pour l'expérience n°1.

Déroulement de l'expérience

Grace aux résultats de l'expérience précédente, la plus faible quantité de fertilisant : 5.5 g de nitrate et 0.48 g de phosphate a été choisie car elle donnait d'excellents résultats en termes de protéines tout en limitant les rejets azotés.

L'objectif de cette expérience était de voir l'intérêt d'une fertilisation fractionnée sur le taux de protéines et les rejets azotés. Ainsi 3 des 6 bacs blancs ont été fertilisés une seule fois le premier jour avec 5.5 g de nitrate et 0.48 g de phosphate tandis que les trois autres ont été

fertilisés le mardi et le jeudi avec respectivement une demi-dose c'est-à-dire 2.25 g de nitrate et 0.24 g de phosphate (Figure 15).

Les 3 bacs restants ont été fertilisés avec 5.5 g de nitrate et 0.48 g de phosphate et serviront de bacs témoins afin de voir quelle quantité de fertilisant *Ulveella lens* absorbe.

Les plaques d'algues de reproduction utilisées ont été nettoyées au préalable afin d'éliminer toutes espèces qui ne seraient pas *Ulveella lens*.

Pour chaque bassin, on a étudié la quantité de rejet de matières azotées ainsi que le taux de protéines d'*Ulveella lens*.

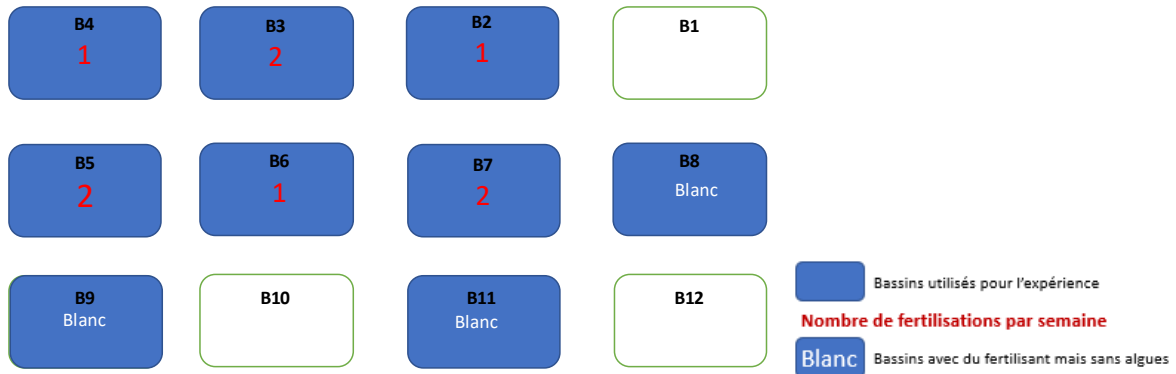


Figure 15 : Plan des bassins pour l'expérience numéro 2 sur *Ulveella lens* en testant la fertilisation fractionnée.

Mesures

Les mesures sont les mêmes que dans l'expérience n°1. Hormis pour le taux de protéines où un échantillon supplémentaire a été pris avant fertilisation pour connaître le taux de protéines de départ.

Analyses de données

La même méthode que pour la première expérience a été utilisée.

Résultats

1. Différentes fertilisations

La concentration en nitrate (Figure 16) ainsi que le taux de protéines (Figure 17) ont été représentés en fonction de chaque traitement (n=3 réplicats par traitement).

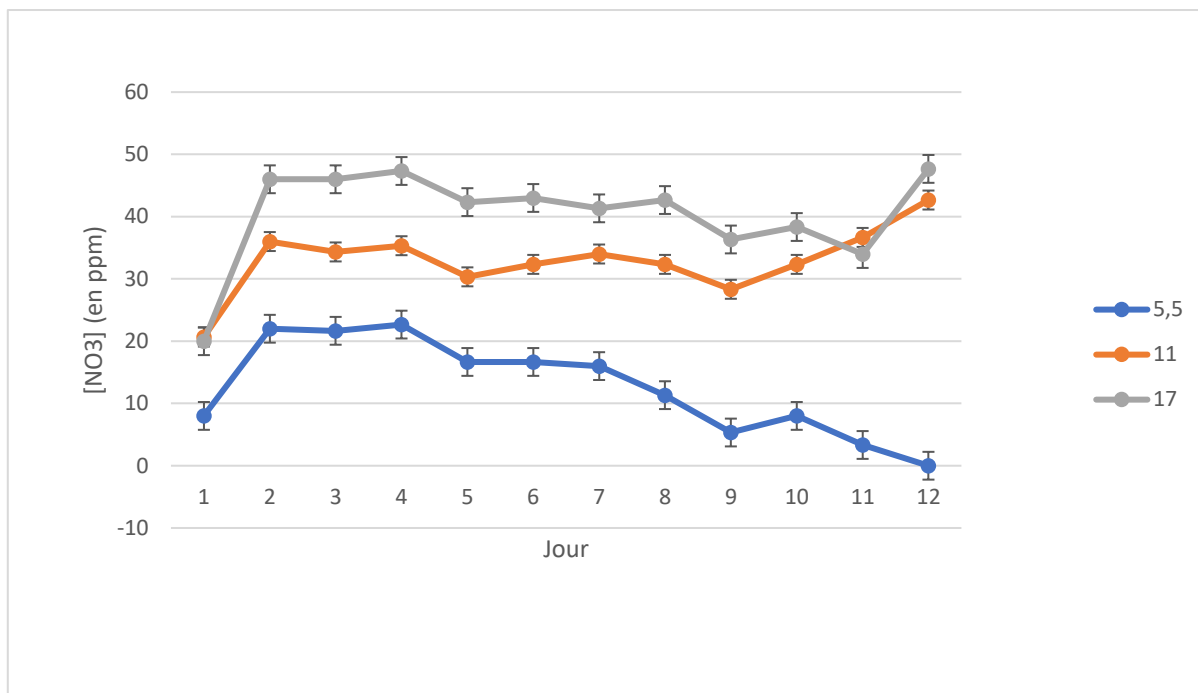


Figure 16 : Evolution de la concentration en nitrate en fonction de la quantité de fertilisant sur une période de 12 jours. Les barres représentent l'erreur standard.

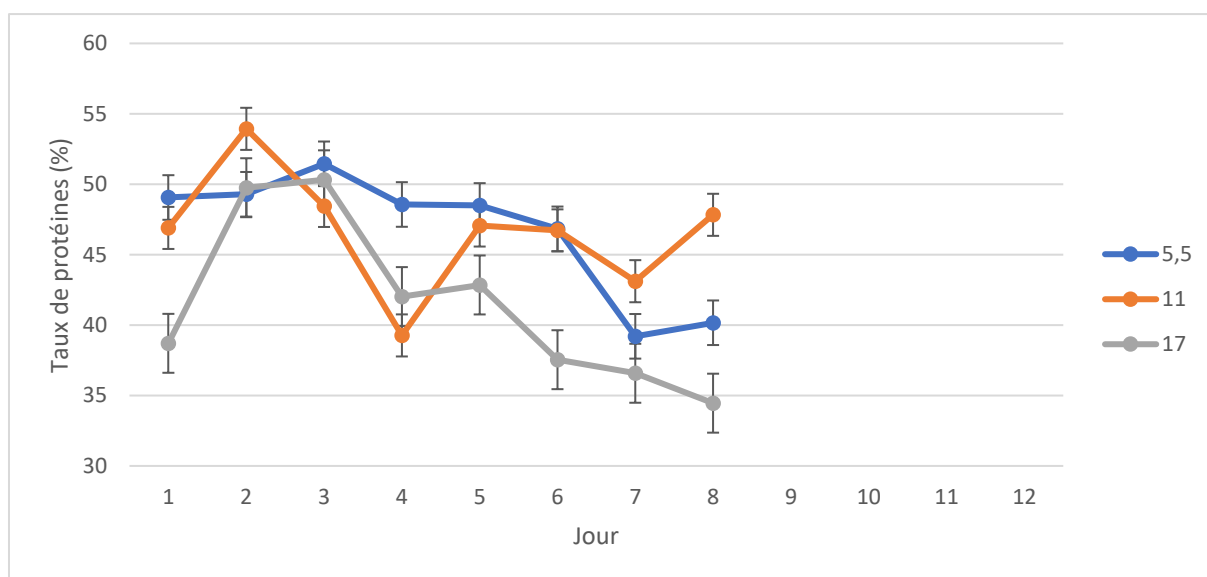


Figure 17 : Evolution du taux de protéines *d'Ulveella lens* en fonction de la quantité de fertilisant sur 8 jours après fertilisation. Les barres représentent l'erreur standard.

La droite de calibration utilisée pour calculer le taux de protéines possède un coefficient directeur de 0.97, proche de 1 ce qui permet d'avoir des résultats précis et pouvant être utilisés.

Des ANOVA à un facteur ont été réalisées afin de savoir si les rejets azotés et le taux de protéines étaient différents entre chaque groupe. Les rejets azotés sont significativement différents entre les trois traitements ($F=64.35$; $p= 2.2e-16$), ils sont plus faibles pour une fertilisation à 5.5 g puis pour une fertilisation à 11 g et enfin à 17 g.

Cependant, il n'y a pas de différence significative entre les différents taux de protéines en fonction des traitements ($F=1.834$, $p=0.167$).

2. Fertilisation fractionnée

La concentration en nitrate (Figure 18) ainsi que le taux de protéines (Figure 19) ont été représentés en fonction de chaque traitement (n=3 réplicats par traitement). La courbe « blanc » a été rajoutée afin de voir la concentration maximale en nitrate. L'eau a été rouverte sur les bassins au jour 2 (après la prise de mesure) et au jour 5 (après la prise de mesure) pour les bassins ayant reçu une seconde fertilisation.

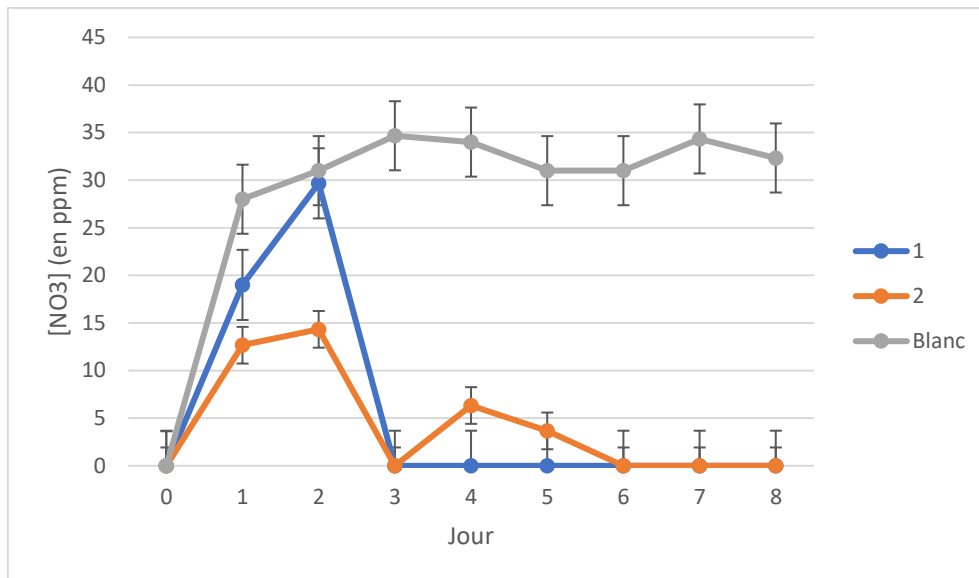


Figure 18 : Concentration en nitrate dans les différents bassins selon la mise en place d'une fertilisation fractionnée ou non. Le blanc représente la concentration en nitrate dans les bassins sans algue. Les barres représentent l'erreur standard.

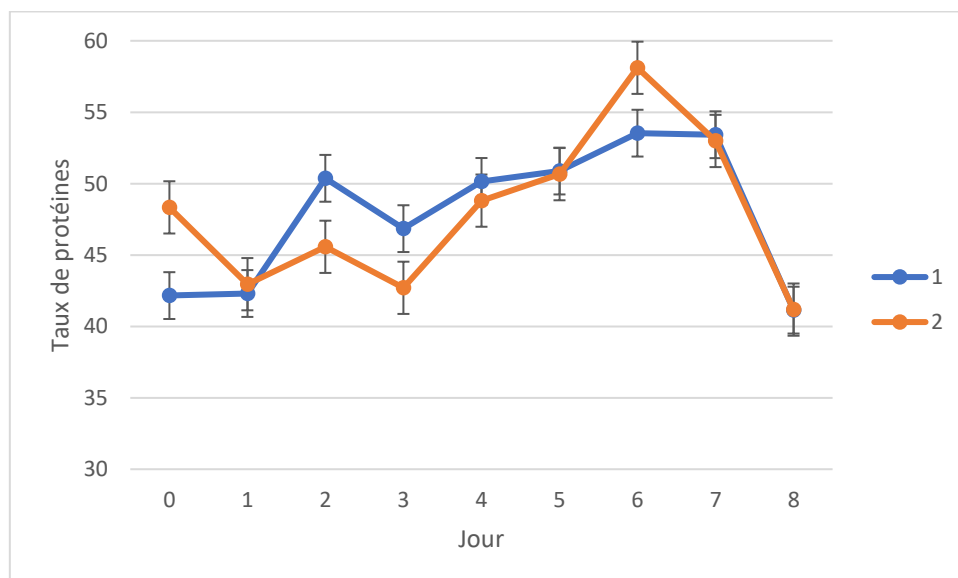


Figure 19 : Evolution du taux de protéines d'*Ulveella lens* sur 8 jours après fertilisation une fois dans la semaine ou deux fois dans la semaine à demi-dose. Les barres représentent l'erreur standard.

La droite de calibration utilisée pour calculer le taux de protéines a un coefficient directeur de 0.92, proche de 1 ce qui permet d'avoir des résultats précis et pouvant être utilisés.

Des ANOVA à un facteur ont été réalisées afin de savoir si les rejets azotés et le taux de protéines étaient différents entre chaque groupe. Les rejets azotés ne peuvent pas être testés

puisque l'eau a été rouverte, fournissant donc beaucoup de valeurs nulles. Néanmoins, grâce à la courbe, on peut montrer que la fertilisation fractionnée permet d'avoir moins de rejets azotés qu'une seule fertilisation par semaine.

Cependant, il n'y a pas de différence significative entre les différents taux de protéines selon les traitements ($F=0.036$, $p=0.85$).

Discussion

Les courbes des mesures de rejets azotés montrent que *Ulvelia lens* n'absorbe ni rapidement ni en grande quantité le fertilisant qui lui est apporté. Le protocole en place dans la nurserie implique la réouverture de l'eau au bout de 24h lorsque le nitrate dissous atteint son plateau, et l'absorption se fait par la suite sur un rythme assez lent. Il semble donc nécessaire pour l'entreprise de diminuer la quantité de fertilisant apportée afin de réduire ses rejets azotés dans l'environnement. Nous n'avons pas observé de différence significative pour les taux de protéines entre les différents traitements. Cela montre que la fertilisation en plus petite quantité est suffisante pour atteindre un très bon taux de protéines (environ 50% ce qui est excellent pour une algue). En comparaison, le taux de protéines d'*U. lens* était de 29.1% dans la thèse de Courtois de Viçose (2011) et de 34.3% dans l'étude de Daume et al. (2004).

Suite à la première expérience, des taux de protéines ont été pris sur trois paniers d'*Ulvelia lens* tous les 3 jours sur une durée d'un mois. Le but était de mieux connaître la variation du taux de protéines dans *Ulvelia lens* en l'absence de fertilisation. *Ulvelia lens* ne semble pas avoir besoin de beaucoup d'apports en nitrate et phosphate pour avoir un taux de protéines excellent. Il est donc nécessaire de connaître la variation du taux de protéines, afin de savoir quand fertiliser et à quelle fréquence pour apporter suffisamment de nitrates à l'algue tout en limitant les quantités rejetées dans le milieu (Annexe VIII). *Ulvelia lens* semble absorber les nitrates de manière cyclique : lorsque les protéines sont à un niveau faible, elle absorbe jusqu'à atteindre un plateau haut. Lorsque le plateau haut est atteint, elle arrête d'absorber. Si la fertilisation intervient au mauvais moment, il est probable que tous les nitrates soient rejetés dans le milieu. Les résultats de cette expérience ont montré que sur un mois les paniers avec de l'*Ulvelia lens* non fertilisés restent à des taux de protéines satisfaisants (40% pour la plus faible valeur). Cela confirme l'hypothèse que *Ulvelia lens* ne nécessite pas une fertilisation aussi fréquente que celle pratiquée avant mon projet.

L'expérience sur la fertilisation fractionnée a montré qu'une fertilisation à demi-dose le lundi et le jeudi permettrait de réduire davantage la quantité de nitrates rejetés dans le milieu tout en maintenant un taux de protéines élevé.

Ainsi, France Haliotis pourrait passer d'une dose de 200 g de nitrate dans ses bassins de production à une dose de 27 g de nitrate deux fois par semaine. Ces expériences ont montré qu'*Ulvelia lens* ne nécessite pas d'avoir une si grande quantité de fertilisant par semaine, et d'après la poursuite d'expérience il serait peut-être même possible de diminuer la fréquence de fertilisation. Cette expérience s'est faite lorsque les ormeaux n'étaient pas présents or quand ils sont présents et broutent cette macro-algue, la fertilisation se doit d'être plus fréquente pour permettre à l'algue d'être constamment présente sur les plaques avec un taux de protéines élevé.

La fertilisation permet certes d'avoir un taux de protéines élevé mais permet également de provoquer la sporulation de l'algue et sa propagation sur les plaques. Une autre expérience pourrait être envisagée afin de savoir si un taux plus faible de fertilisant permet tout de même la sporulation de l'algue tout en limitant les rejets azotés.

L'entreprise France Haliotis souhaiterait investir dans un détecteur de nitrate plus précis et plus rapide afin de surveiller de manière plus régulière la quantité de nitrate rejetée dans le milieu : en effet les tests sont assez longs et coûteux avec le spectrophotomètre portatif (environ 10 min par test). La dotation de l'entreprise avec du matériel plus rapide permettrait de surveiller la concentration en nitrates de chaque bassin après chaque fertilisation avant de rouvrir l'eau. Cela permettrait d'avoir des informations très précises et personnalisées pour chaque bassin. L'absorption dépend en effet de la biomasse d'*Ulvelia lens* présente dans

ceux-ci et il est difficile de la calculer. Lors d'une expérience préliminaire, elle avait été calculée pour avoir une idée mais cela est impossible à reproduire pour l'ensemble des bassins. En effet, trois plaques du bassin avaient dû être entièrement grattées et mises au séchoir pour faire un rapport avec les 440 plaques du bassin et obtenir la biomasse finale. Cela prend plusieurs heures et oblige à détruire *Ulvela lens*. Pour adapter la quantité de fertilisant, il faudrait connaître pour chaque bassin le taux de nitrates rejetés toutes les semaines en effet la fertilisation se fait une à deux fois par semaine durant toute la saison sauf en hiver, cela permettrait donc un gain de temps de pouvoir étudier sur l'ensemble des bassins les rejets azotés et s'adapter ainsi en fonction de ceux-là. Cela permettrait également de mieux comprendre le cycle d'absorption d'*Ulvela lens* et de pouvoir se caler dessus.

Des études plus approfondies sont donc à mettre en place au sein de l'entreprise en effet, *Ulvela lens* est très peu connue en aquaculture et sa fertilisation également. Il faudrait donc poursuivre les études sur son cycle d'absorption ainsi que ses besoins en nitrate pour adapter la fertilisation.

Mieux comprendre l'impact des paramètres physico-chimiques sur l'élevage de l'ormeau (*Haliotis tuberculata*).

Introduction

Comme nous l'avons vu dans l'introduction, différents facteurs physico-chimiques peuvent avoir un impact sur l'élevage d'ormeaux en nurserie. La température a un effet sur la fixation, la croissance et la survie du naissain d'*Haliotis tuberculata* (Emberton, 1982 ; Peck, 1989 in Mgaya, 1995) contrairement à la salinité qui ne semble pas en avoir (Basuyaux, 1997 ; Peck, 1989 ; Clavier, 1986). L'objectif de cette étude est de déterminer la température optimale de fixation pour les larves d'*Haliotis tuberculata* ainsi que de connaître l'impact de la salinité sur la survie du naissain de ce mollusque. En effet, la température aurait un impact sur la croissance de l'ormeau. De même, de nombreux épisodes de fortes précipitations peuvent avoir lieu lors d'un cycle d'élevage et donc entraîner la baisse de la salinité. Des mortalités sont parfois observées après ces épisodes de fortes précipitations notamment sur le naissain, le but est donc de savoir si cela est bien dû à la baisse de la salinité de l'eau ou bien à d'autres substances, de types pesticides, qui seraient amenées par l'eau de ruissellement dans l'Aber Wrac'h (lieu de pompage de l'eau) et qui peuvent avoir un effet sur les jeunes stades de certaines espèces (Mai et al., 2012).

Matériel et méthodes de l'expérience n°1 : la température

Matériel biologique

- *Ulvela lens*, produite au sein de l'entreprise en 2021
- Ormeaux issus de la ponte de juin 2021

Matériel supplémentaire

- Des thermoplongeurs sont utilisés pour maintenir les bacs à une certaine température (précision = +/- 0.5°C)
- Des hélices et du bullage sont utilisés pour faire un mouvement d'eau et apporter de l'oxygène
- Éclairage superficiel
- Microscope de l'entreprise
- Sonde de température Hanna HI 9829

Structures d'élevage utilisées

9 bacs blancs de 170L chacun ont été mis en eau en juin 2021. Du bullage ainsi que des hélices ont été mises dans chacun des bacs. Des thermoplongeurs ont été mis dans 6 des 9 bacs afin de maintenir des températures de 20 et 25°C. Ils ont été installés dans une salle à l'abri de la lumière avec un éclairage superficiel.

Paramètres d'élevage

L'eau de mer utilisée en entrée des bassins de production est pompée directement dans l'Aber Wrac'h, durant les 3 heures précédant et suivant l'étale de marée haute. Cette eau est filtrée sur un filtre à tambour d'une précision de 63 µm, puis filtrée par poche (seuil de filtration : 25 µm) avant d'être distribuée dans les bassins.

L'oxygénation des bassins est assurée de deux façons : par l'apport de l'eau de mer brassée lors du pompage et par un système de bullage. La reproduction des algues s'effectue directement au sein de l'entreprise. Un éclairage a été ajouté pour permettre le développement des algues qui vont nourrir les ormeaux.

Déroulement de l'expérience

Pour l'expérience sur la température, 9 bacs blancs de 170L ont été mis en eau en juin 2021 avec des paniers contenant des plaques d'*Ulvela lens*. Dans chaque bac blanc des larves d'ormeaux ont été mises en place : 13 600 environ. A l'accoutumée, la densité de l'entreprise est de 300 000 larves pour un bassin de 22 paniers. Différentes températures ont été testées : 15, 20 et 25°C (des triplicats à chaque fois). Ces températures ont été maintenues avec des thermoplongeurs sauf pour la plus faible température (Figure 20). En effet, la plus faible température correspond à la température de l'eau distribuée par la pompe à chaleur de l'entreprise. Un bain marie a donc été réalisé. Aucun renouvellement d'eau n'a été fait durant 3 jours afin de maintenir les températures et de laisser aux larves le temps de se fixer. Par la suite, l'eau a été réouverte sur l'ensemble des bassins pour les remettre à la même température durant le reste de l'expérience. C'est ce qui est fait en temps normal sous la serre. L'expérience a duré un mois.

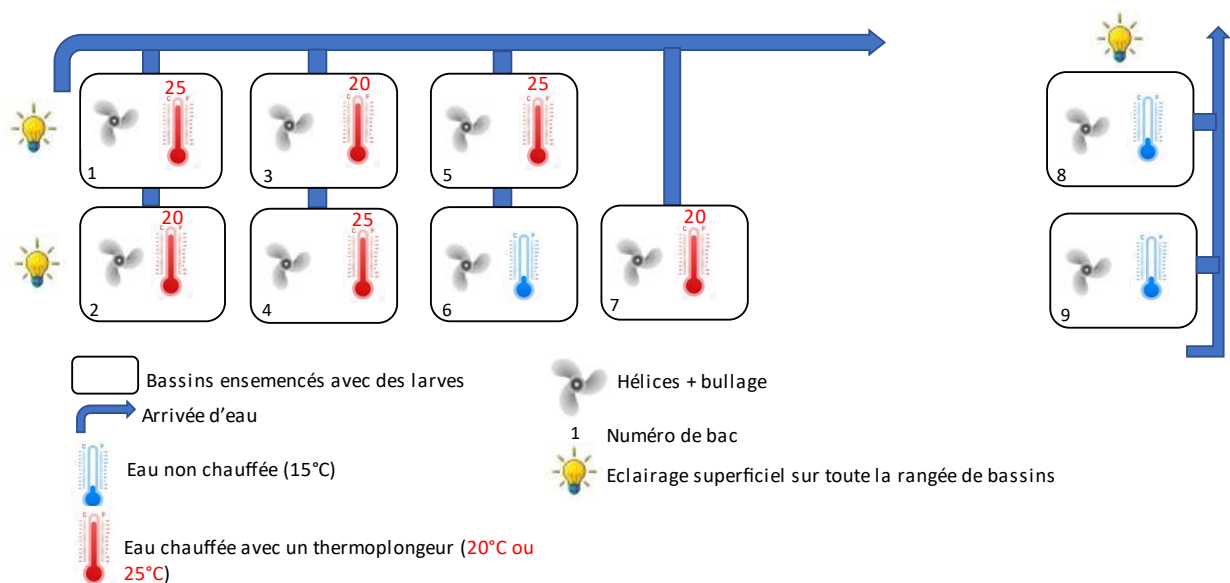


Figure 20 : Disposition des structures d'élevage pour tester différentes températures de fixation.

Mesures

Une mesure de la température de chaque bassin a été prise matin, midi et soir durant les trois premiers jours pour s'assurer du bon fonctionnement des thermoplongeurs.

A la fin des 15 jours d'expérience, le taux de fixation a été relevé (Annexe IX) pour chaque condition. 3 plaques par bac ont été comptabilisées afin d'obtenir un taux de fixation moyen sur l'ensemble du bassin. 3 observateurs ont compté les larves, afin de ne pas rajouter de biais dans l'expérience : chaque observateur a comptabilisé une plaque par bassin. Pour obtenir le nombre de larves finales par bassin, la moyenne des trois mesures a été faite et le résultat a été multiplié par 20 (correspondant au nombre de plaques par panier). Le même comptage a été réalisé 15 jours plus tard (30 jours après la fixation), les conditions et les observateurs étaient les mêmes.

Au bout d'un mois, la croissance a été mesurée. Les mesures de première estimation de croissance sont faites au microscope inversé Olympus à l'aide d'une échelle de mesure et au grossissement x4. 36 graduations correspondent à 1 mm. Le nombre de graduations est noté et converti en millimètres à l'aide du logiciel Excel. 30 individus par plaque sont mesurés (Annexe VI).

Analyses de données

L'analyse statistique des données a été réalisée avec le logiciel R (version 3.5.2) et R studio (version 1.2.5033). L'homogénéité des variances ainsi que la normalité des résidus du modèle ont été vérifiées à l'aide de tests de Levene, Shapiro, Foscher ou par lecture graphique le cas échéant. Si une condition n'est pas vérifiée, les données sont modifiées en utilisant la transformation log, racine carré, inverse ou arcsinus. Afin de savoir s'il existait une différence significative entre les différents traitements, une ANOVA a été réalisée.

Si celle-ci était significative, des comparaisons post-hoc ont été réalisées permettant une comparaison deux à deux des moyennes, en utilisant la fonction « diffIsmeans » du package « lmerTest ».

Matériel et méthodes de l'expérience n°2 : la salinité

Matériel biologique

- *Uvella lens*, produite au sein de l'entreprise en 2021
- Ormeaux issus de la ponte de 2021

Matériel supplémentaire

- Une sonde de salinité Hanna HI9829
- Du bullage a été utilisé pour apporter de l'oxygène
- Eclairage superficiel
- Neutraliseur de chlore Detoxol

Structures d'élevage utilisées

9 bacs blancs de 170L ont été mis en eau en juillet 2021. Du bullage a été ajouté. Ils ont été installés dans la salle larvaire avec un éclairage superficiel.

Paramètres d'élevage

L'eau de mer utilisée en entrée des bassins de production est pompée directement dans l'Aber Wrac'h, durant les 3 heures précédant et suivant l'étale de marée haute. Cette eau

est filtrée sur un filtre à tambour d'une précision de 63 µm, puis filtrée par poche (seuil de filtration : 25 µm) avant d'être distribuée dans les bassins. Pour ajuster la salinité, cette eau de mer a été mélangée à de l'eau douce à laquelle a été ajoutée du neutraliseur de chlore.

L'oxygénation des bassins est assurée de deux façons : par l'apport de l'eau de mer brassée lors du pompage et par un système de bullage. La reproduction des algues s'effectue directement au sein de l'entreprise. Un éclairage a été ajouté pour permettre le développement des algues qui vont nourrir les ormeaux.

Déroulement de l'expérience

9 bacs blancs ont été mis en eau en juillet 2021 lorsque les larves sont visibles à l'œil nu afin de pouvoir établir la mortalité. Des paniers ont été mis dans ces bacs contenant 3 plaques où le nombre de larves a été compté, ainsi que deux plaques d'*Ulivella lens* sans larves pour protéger les 3 autres de la lumière (Annexe X). Les plaques ont été comptées pour avoir une densité totale sur les trois plaques de 500 larves ± 5%. Différentes mesures de salinité ont été testées : 25, 30 et 35 ppm (Figure 21). Un choc a été provoqué au bout du 3^{ème} jour : de l'eau douce a été versée petit à petit sur une journée afin d'atteindre les salinités de 25 et 30 ppm, 35ppm étant la salinité de l'Aber Wrac'h pour imiter le plus possible ce qui se passe après une forte pluie. Pour atteindre 25 ppm, 50L d'eau douce ont été ajoutés à une vitesse de 6L/h. Pour descendre à une salinité de 30 ppm, 25L d'eau douce ont été ajoutés à une vitesse de 3L/h. Cela s'est fait sur une durée de 9h et a ensuite été laissée durant 2h. Ensuite le renouvellement d'eau a été laissé ouvert afin de revenir à la normale pour toute la durée de l'expérience.

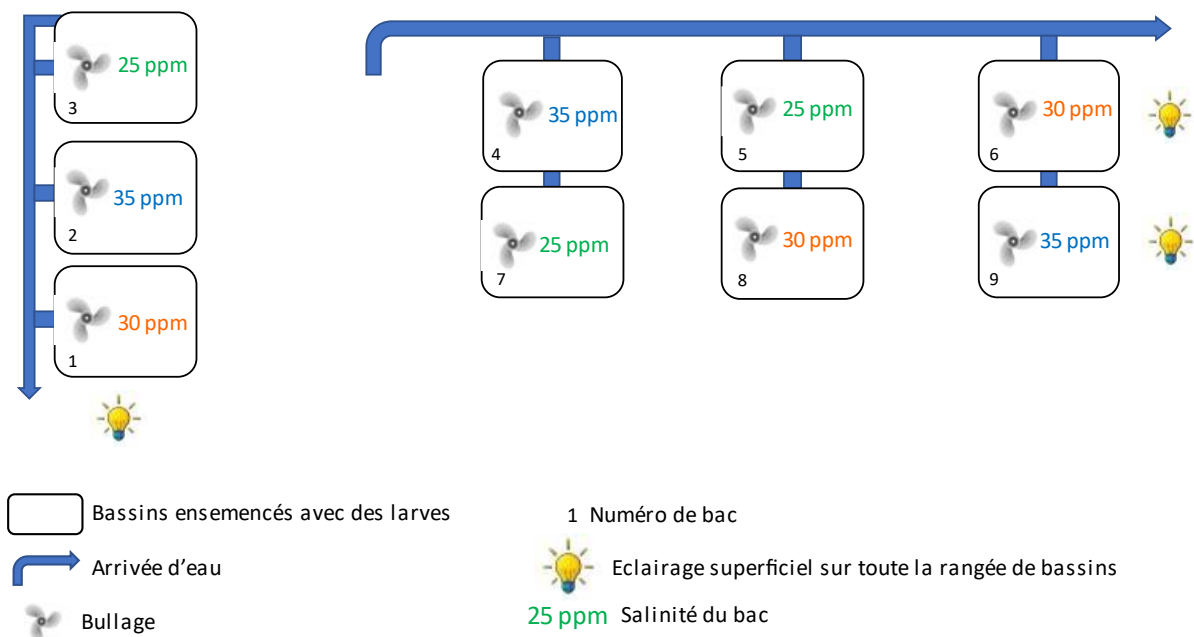


Figure 21 : Disposition des structures d'élevage pour tester la survie des juvéniles en fonction de différentes salinités.

Mesures

Au bout des 15 jours d'expérience, la mortalité a été comptabilisée dans chaque condition. Pour cela, chaque plaque a été recomptée ainsi que les animaux qui se sont fixés sur les parois ou sur le fond. Un rapport a alors été fait en comparant la densité de départ et d'arrivée pour obtenir la mortalité dans chaque bac et pour chaque condition.

Analyses de données

L'analyse statistique des données a été réalisée avec le logiciel R (version 3.5.2) et R studio (version 1.2.5033) selon les mêmes méthodes que pour la température.

Résultats

1- Température

Un suivi de température a été réalisé sur les trois jours où l'eau a été fermée. Les bassins ont été respectivement maintenus à des températures de 25.1 ± 0.6 °C (température de référence = 25°C), 20.2 ± 0.4 °C (température de référence = 20°C) et 17.3 ± 0.8 °C (température de référence = 15°C). Des difficultés ont été rencontrées pour maintenir la température la plus basse malgré la mise en place d'un bain-marie.

Le nombre de larves fixées a été obtenu par bassin puis par condition en fonction des différentes températures au bout de 15 jours (Figure 22) et au bout d'un mois (Figure 23).

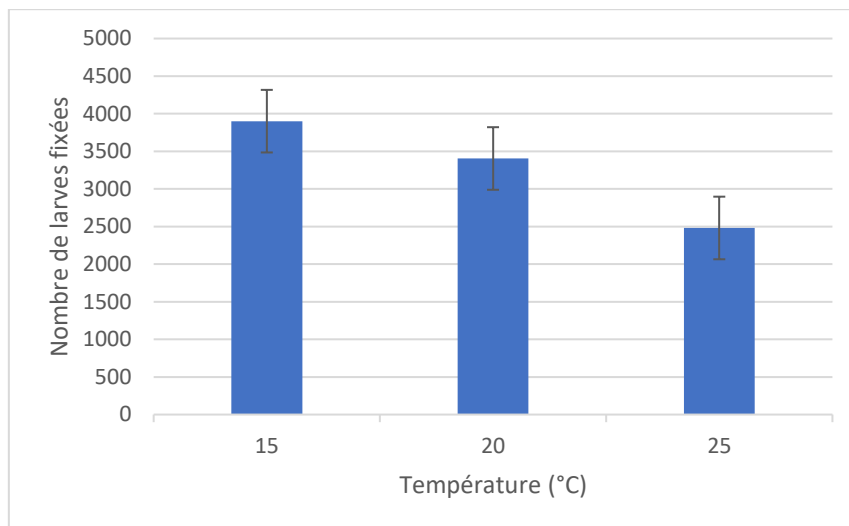


Figure 22 : Survie des larves au bout de 15 jours en fonction de différentes températures au moment de la fixation. Les barres représentent l'erreur standard.

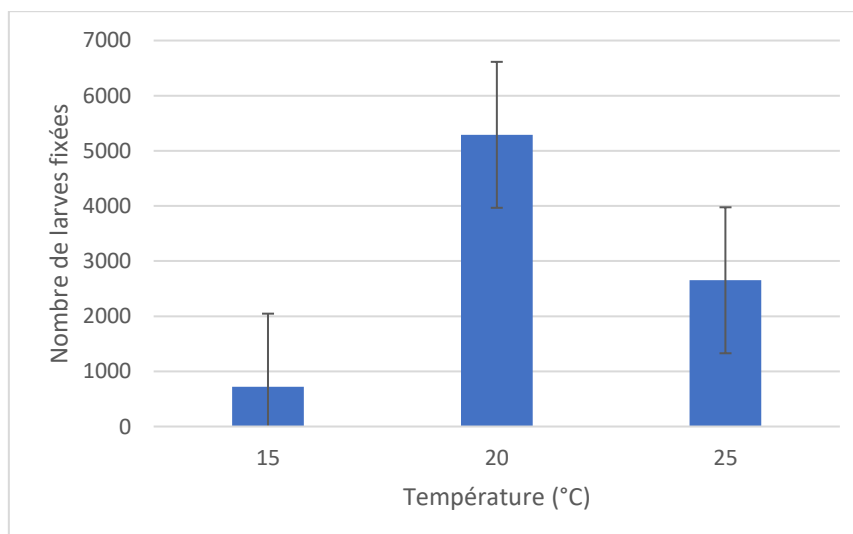


Figure 23 : Survie des larves au bout d'un mois en fonction de différentes températures au moment de la fixation. Les barres représentent l'erreur standard.

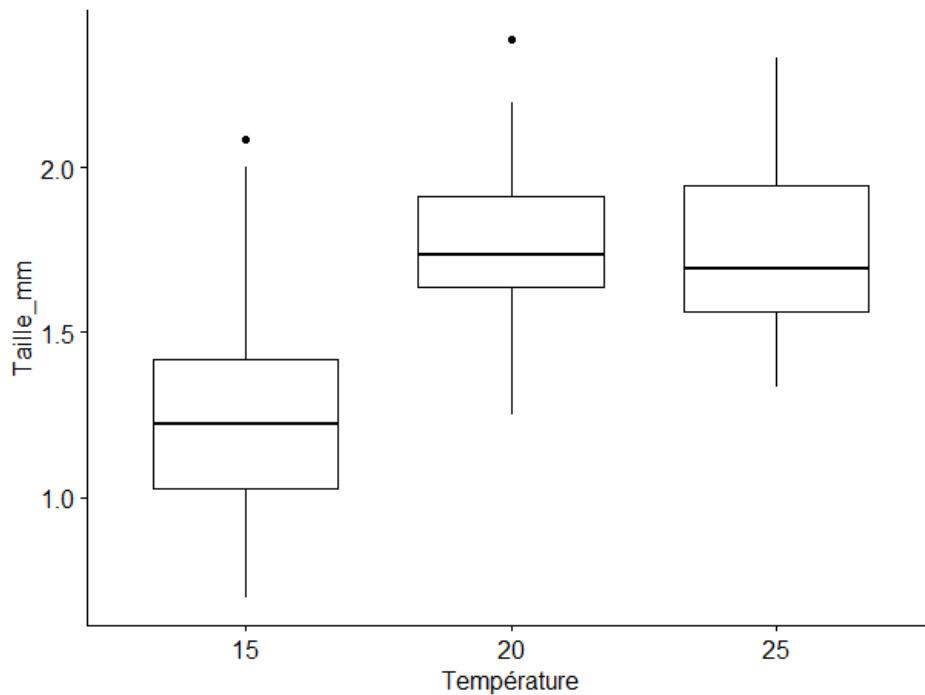


Figure 24 : Taille des larves (en mm) à 4 semaines en fonction de la température au moment de la fixation.

La température la plus faible semble permettre une meilleure fixation que les températures les plus élevées (20°C et 25°C) au bout de 15 jours cependant une ANOVA à un facteur a été réalisée pour savoir si ces résultats étaient significativement différents et elle a montré qu'il n'y avait aucune différence significative entre les trois traitements ($F=0.44$, $p=0.66$).

Le meilleur taux de fixation (72%) a été obtenu pour une température de fixation de 20°C. Le taux de fixation et de survie semble être plus homogène pour une température maintenue aux alentours de 20°C (Annexe XI).

Pour une température de 15°C, il semble y avoir une forte mortalité après fixation. Une ANOVA à un facteur a été réalisée pour savoir si la survie au bout d'un mois était différente selon les températures et elle a montré qu'il n'y avait aucune différence significative entre les trois traitements ($F=2.30$, $p=0.18$). La température de 20°C semble être la meilleure (significative à 0.1). En ce qui concerne la taille des individus au bout d'un mois, pour une température de 15°C on a des individus beaucoup plus petits. La taille des ormeaux des bacs à 25°C est de $1.7 \pm 0,2$ mm. Dans les bacs à 20°C, leur taille est de $1.7 \pm 0,2$ mm.

Enfin, la taille moyenne des ormeaux des bacs à 15°C est de 1.2 ± 0.3 mm. Une ANOVA à un facteur a été réalisée et les résultats montrent qu'il y a une différence significative entre la taille des individus de la condition à 15°C et celle des autres bassins ($F=134.7$, $p<2.2 \cdot 10^{-16}$). A l'inverse il n'y a pas de différence significative entre les bassins à 20°C et ceux à 25°C ($p=0.953$).

2- Salinité

Le pourcentage de mortalité a été représenté en fonction de chaque traitement (Figure 24).

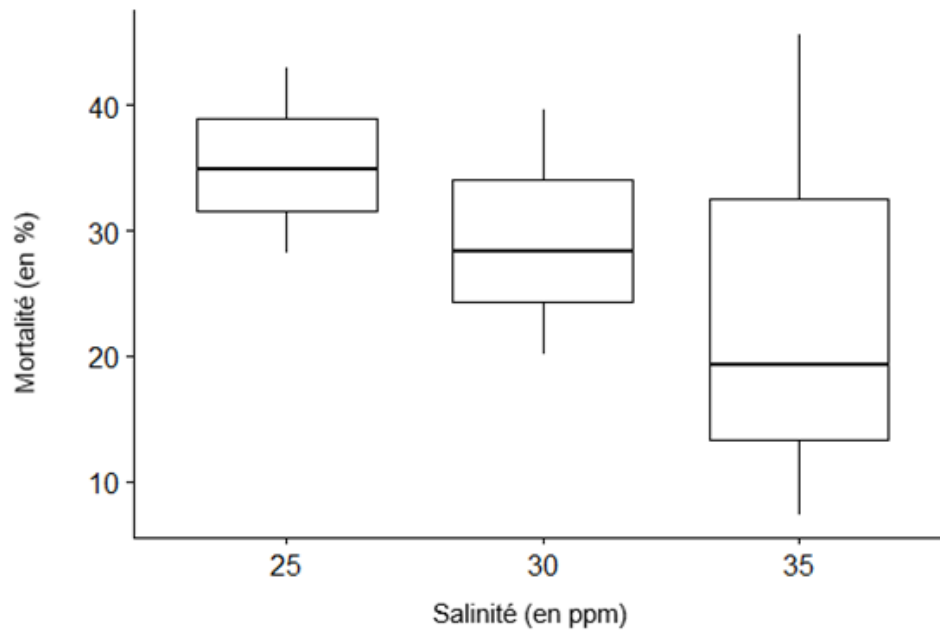


Figure 25 : Mortalité (en %) en fonction de la salinité (en ppm).

La mortalité semble plus importante pour une salinité plus faible néanmoins, une ANOVA à un facteur a été réalisée et elle a montré qu'il n'y avait aucune différence significative entre les traitements ($F = 0.53$, $p = 0.61$).

Discussion

L'expérience sur la température de fixation n'a pas permis d'obtenir des résultats significativement différents pour la survie et la taille des post-larves après 4 semaines néanmoins elle semble montrer qu'une température plus élevée (25°C) entraîne un taux de fixation des larves plus faible. Si la température avait été maintenue sur une plus longue durée les résultats auraient peut-être été accentués entre les différentes températures. En effet, on aurait pu étudier à la fois l'impact de la température sur la fixation mais également sur le développement du naissain. C'est ce qu'il était prévu de faire mais le matériel à notre disposition ne l'a pas permis. Il faudrait donc renouveler l'expérience en étudiant l'effet de la température sur la croissance précoce pour approfondir l'impact d'une température plus élevée. Cela serait intéressant à déterminer puisque la croissance précoce détermine les performances en fin de cycle (Daume et al., 2007). Il serait donc important de prévoir ce qu'un réchauffement de l'eau dans les années à venir pourrait entraîner sur la croissance après la fixation et donc sur la croissance des ormeaux par la suite. Cela pourrait être intéressant puisque d'après une étude menée par Basuyaux en 1997, les ormeaux de petite taille auraient un préférendum autour de 21°C, préférendum qui diminue lorsqu'ils grandissent. L'étude approfondie permettrait de savoir si une température élevée en début de cycle confirme la thèse de Basuyaux ou au contraire montre une diminution du taux de fixation et de la croissance précoce des ormeaux.

D'autres difficultés ont été rencontrées, il a également été très compliqué de maintenir une température de 15°C puisque l'eau des bassins était coupée et que nous n'avons pas souhaité rajouter de l'eau pour ne pas perdre des larves et rajouter un biais supplémentaire. Il serait intéressant de refaire cette expérience avec des conditions optimales permettant de maintenir une température plus basse. En effet, une expérience similaire avait été menée à France Haliotis en 2020 afin de connaître l'impact du réchauffement climatique et de l'acidification des océans sur les stades larvaires de l'ormeau *Haliotis tuberculata* (article en cours d'écriture, Javid Kavousi et al.) où les scientifiques testaient différents pH et différentes températures. Ils testaient une température contrôle de 17°C et une température plus élevée

de 19°C et la densité de larves fixées était beaucoup plus faible pour une température plus élevée que pour la température de contrôle qui correspond à la température actuelle de l'eau en Bretagne lors de la période ponte.

Cela pourrait poser un problème dans les années à venir et même actuellement puisque les températures sont de plus en plus élevées dans les bassins de nurserie où se fait la fixation. L'eau est coupée lors de la fixation des larves et les températures étant de plus en plus élevées aux mois de mai/juin la température de fixation sera de plus en plus haute. De même avec le réchauffement climatique, l'eau pompée dans l'Aber Wrac'h pourrait augmenter de quelques degrés dans les années à venir et donc diminuer le taux de fixation des larves d'ormeaux.

A l'inverse, il a été observé une survie beaucoup plus faible pour des températures de fixation de 15°C. Les impacts ne sont pas visibles au bout de 15 jours mais un mois plus tard il semble y avoir une forte mortalité. Une faible température pourrait impacter le métabolisme de l'ormeau qui serait alors moins résistant, avec une croissance plus faible. Cela pourrait entraîner une mortalité dans les mois à venir en effet à l'œil nu lors des comptages, nous avons remarqué des différences de taille visibles. Pour s'en assurer, nous avons prélevé 30 individus par bassin et mesuré leur taille. Les résultats montrent qu'il y a une différence significative entre la taille des individus de la condition à 15°C et celle des autres bassins ($F=134.7$, $p<2.2 \times 10^{-16}$) (Figure 25). A l'inverse, il n'y a pas de différence significative entre les bassins à 20°C et ceux à 25°C. Cela confirme donc l'hypothèse qu'une température de fixation basse (autour de 17°C) entraîne de bons taux de fixation mais modifie le métabolisme de l'ormeau ce qui se traduit dans les mois qui suivent par une forte mortalité et une croissance des animaux ralentie. Il serait donc intéressant de lancer une expérience où le métabolisme des larves est étudié avec ces différentes températures de fixation pour voir ce que cela modifie chez les larves et ce qui serait responsable de la mortalité dans les semaines et mois après la fixation. L'expérience menée l'année dernière avait montré que la formation de la coquille était plus faible pour une température de 17°C que pour une température de 19°C (article en cours d'écriture, Javid Kavousi et al). Ils avaient étudié cela sur une durée de 72h mais cet impact pourrait être responsable de la mortalité dans les semaines qui suivent. Il faudrait donc en tenir compte puisque même sous la serre il est possible d'atteindre une température de 17°C dans les bassins de fixation au mois de juin.

Pour conclure, la température optimale pour la fixation et pour la survie des larves semble être de 20°C ce qui confirme la thèse de Basuyaux où les ormeaux de petite taille auraient un préférendum autour de 21°C. En effet, cela réunit à la fois une bonne fixation, une bonne survie ainsi qu'une croissance optimale. France Haliotis devrait donc laisser chauffer l'eau dans les bassins pour atteindre une température de 20°C de fixation sous la serre. Une étude sur *Haliotis sorenseni* avait également montré que les larves se développent le plus rapidement à 20°C, néanmoins pour cette espèce-là, la plupart des juvéniles installés à cette température n'avaient pas survécu (Leighton, 1972). Le préférendum peut être différent selon les espèces étudiées.

En ce qui concerne la salinité, il n'y a aucune différence significative de mortalité entre les bacs qui ont subi une dessalure jusqu'à 25 ou 30 ppm et ceux qui n'ont pas subi de dessalure. Cela signifie que la salinité n'a pas d'impact sur la survie du naissain. Cela confirme le fait que l'ormeau *Haliotis tuberculata* peut tolérer des variations de salinité importantes (Basuyaux, 1997 ; Peck, 1989 ; Clavier, 1986). Aucune diminution de croissance n'a été observée pour des salinités comprises entre 26 et 38‰ (Basuyaux, 1997) et l'ormeau pourrait même avoir une croissance à 24‰ (Peck, 1983). En effet, ce paramètre seul ne semble avoir aucun impact sur l'ormeau, néanmoins, ce paramètre combiné à d'autres (comme des variations de température par exemple) pourrait alors avoir de nombreux impacts. Au sein de France Haliotis, cela pourrait donc confirmer l'hypothèse selon laquelle les mortalités constatées suite à de fortes précipitations sont dues principalement aux substances présentes dans l'eau de ruissellement, qui se retrouvent dans l'Aber Wrach', et non à une dessalure.

Il faudrait donc réaliser un prélèvement de l'eau du pompage lors de fortes précipitations, et rechercher les substances qui pourraient entraîner la mortalité des ormeaux, néanmoins cela est coûteux et il faut savoir ce que l'on recherche au préalable.

Conclusion générale

En aquaculture, les pratiques d'élevage sont en permanente évolution à cause des conditions climatiques extérieures notamment en circuit ouvert. Il est donc essentiel de s'adapter à celles-ci pour les améliorer. Chez France Haliotis, cela passe par l'étude des différents paramètres ayant un impact sur la survie et la croissance du naissain d'ormeau européen (*Haliotis tuberculata*). En effet, plusieurs étapes du cycle d'élevage ont pu être améliorées afin de réduire les taux de mortalité en nurserie qui étaient toujours élevés (de l'ordre de 30 à 40%) et qui conditionnent alors la suite du cycle.

L'impact de la densité immédiatement après la fixation en nurserie a montré qu'une densité par plaque trop importante entraînait des variations de croissance significative et ce dès les six premières semaines. Ainsi il est important pour l'entreprise de réduire ses densités de départ. Elles ont un impact sur la croissance précoce du naissain. Cet impact risque d'être confirmé et cela malgré un dédoublement qui a lieu par la suite après deux mois de fixation pour réduire les densités dans les bassins de nurserie. Des expériences plus poussées pourront être mises en place afin de connaître précisément l'impact sur la taille adulte du naissain en fonction des densités par plaque de départ après la fixation.

Le travail sur la fertilisation des cultures d'algues a montré que le taux de protéines d'*Ulvea lens* qui conditionne la croissance initiale des ormeaux est excellent. Néanmoins, une réduction de la fertilisation par trois, réparties en deux fois sur la semaine permettrait à la fois de conserver ce taux de protéines excellent (proche des 50%) mais également de réduire les rejets azotés. Ce paramètre est essentiel pour l'entreprise qui souhaite une aquaculture respectueuse de l'environnement et durable. Ces différentes expériences ont soulevé de nouvelles interrogations notamment sur le cycle d'absorption d'*Ulvea lens* qui devra être étudiée et comprise afin d'optimiser au maximum la fertilisation qui en est faite au sein de l'entreprise.

Enfin, la température et la salinité ont été étudiées afin de connaître les gammes de température et de salinité permettant une meilleure fixation et survie du naissain. Il a été montré que la salinité à elle seule ne semblait pas avoir d'impact sur la survie du naissain d'ormeau européen et que celui-ci pouvait supporter de fortes dessalures (allant jusqu'à 25 ppm). En revanche la température de fixation est un critère essentiel pour la fixation et notamment pour la survie du naissain. En effet, une température de fixation trop faible (environ 17°C) entraîne une fixation proche des autres températures plus hautes testées (20°C et 25°C) mais la survie du naissain un mois plus tard en est fortement impactée. De plus, la croissance du naissain est également fortement ralentie. La température est donc un paramètre essentiel à contrôler dans les bassins de fixation pour ne pas avoir une forte mortalité et un ralentissement de la croissance visible dans les mois suivants la fixation.

Ainsi, différents paramètres d'élevage ont pu être modifiés et améliorés dans l'optique d'augmenter le taux de fixation du naissain, de réduire sa mortalité et d'optimiser sa croissance précoce. Néanmoins, bien que des réponses aient été apportées, d'autres interrogations ont été soulevées et devront faire l'objet de nouvelles expérimentations dans les années à venir pour continuer à améliorer la production tout en maîtrisant davantage son impact sur l'environnement.

Bibliographie

BASUYAUX, O., 1997. Etude et modélisation des paramètres physico-chimiques sur la croissance de l'ormeau (*Haliotis tuberculata*) en élevage en circuit semi-fermé. Syndicat mixte de l'équipement du littoral. Université de Caen Basse Normandie. 240p.

BASUYAUX O., Blin J-L., Costil K., Richard O., Lebel J-M., Serpentine A., 2018. Assessing the impacts of several algae-based diets on cultured European abalone (*Haliotis tuberculata*). Aquatic Living Resources. Vol 31, 28p. DOI 10.1051/alr/2018018.

BEVELANDER, G., 1988. Abalone: Gross and Fine Structure. Pacific Grove, Calif.: Boxwood Press. S.I. : s.n. ISBN 0940168057.

BROWN, M.R. & Blackburn, S.I., 2013. Live microalgae as feeds in aquaculture hatcheries. Advances in Aquaculture Hatchery Technology. p.117-156. DOI 10.1533/9780857097460.1.117.

CLAVIER J., Richard O., 1982. Etude expérimentale du déplacement de l'Ormeau (*Haliotis tuberculata*) dans le milieu naturel. Revue des Travaux de l'Institut des Pêches Maritimes. Vol. 46 n°4, p.315-326.

CLAVIER, J., 1986. Estimation du stock naturel d'ormeaux (*Haliotis tuberculata*) dans la région de Saint-Malo. Institution des pêches maritimes. 11p.

CLAVIER, J. et CHARDY, P., 1989. Investigation into the ecology of the ormer (*Haliotis tuberculata* L.), factors influencing spatial distribution. Aquatic Living Resources. Octobre 1989. Vol. 2, n° 4, p.191-197. DOI 10.1051/alr:1989024.

CHENG, W., LIU, C-H., CHENG, S-Y. et CHEN, J-C., 2004. Effect of dissolved oxygen on the acid-base balance and ion concentration of Taiwan abalone *Haliotis diversicolor supertexta*. Aquaculture. Mars 2004. Vol. 231, n° 1-4, p.573-586. DOI 10.1016/j.aquaculture.2003.10.030.

COCHARD, J.C., 1980. Recherches sur les facteurs déterminant la sexualité et la reproduction chez *Haliotis tuberculata* L. en rade de Brest. Université de Bretagne Occidentale, Brest. 167p.

COMITÉ RÉGIONAL DES PÊCHES MARITIMES ET DES ELEVAGES MARINS DE BRETAGNE, Fabienne, 2019. Delibération "Ormeaux-CRPM-B". Septembre 2019. S.I. : s.n.

COOK, P.A., 2014. The Worldwide Abalone Industry. Modern Economy. 2014. Vol. 05, n° 13, p.1181-1186. DOI 10.4236/me.2014.513110.

COOK, P.A., 2019. Worldwide abalone production statistics. Journal of Shellfish Research, Vol. 38 n°2, p.401-404. DOI 10.2983/035.038.0222

COURTOIS DE VICOSE G., Viera, M-P., Bilbao, A. and Izquierdo, MS., 2013. Larval Settlement of *Haliotis Tuberculata Coccinea* in Response to Different Inductive Cues and the Effect of Larval Density on Settlement, Early Growth, and Survival. Journal of Shellfish Research Vol. 31, 1189p. DOI 10.2983/035.031.0430.

COURTOIS DE VICOSE G., 2011. Early life of the abalone *Haliotis tuberculata coccinea*: development, settlement and growth. IU de Sanidad Animal y Seguridad Alimentaria, Las Palmas Gran Canaria.

COURTOIS DE VICOSE G., Porta A., Viera M-P., Huchette, S., Izquierdo MS., 2012. Improving nursery performances of *Haliotis tuberculata coccinea*: nutritional value of four species of benthic diatoms and green macroalgae germings. Aquaculture Vol. 334–337, 124p. DOI 10.1016/j.aquaculture.2011.12.040.

CROFTS, D.R., 1929. *Haliotis*. S.l. : s.n. LMBC Memoirs on Typical British Plants and Animals. Vol 24, 174p.

CROUAN, P.L. & Crouan, H.M., 1859. Notice sur quelques espèce et genres nouveaux d'algues marines de la Rade de Brest. Annales des Sciences Naturelles, Botanique, Quatrième série 12, p.288-292.

DANGEARD, P., 1931. L' *Ulvella lens* de Crouan et l'*Ulvella Setchellii* sp. nov. Bulletin de la Société Botanique de France. Vol. 78 n°3, p.312-318. DOI: 10.1080/00378941.1931.10832890.

DAUME S., 2003. Early life history of abalone (*Haliotis rubra*, *H. laevigata*): settlement, survival, and early growth. Department of Fisheries, Perth, 110p.

DAUME S., Huchette S., Ryan S. et Day R. W., 2004. Nursery culture of *Haliotis rubra*: the effect of cultured ha and larval density on settlement and juvenile production. Aquaculture. Vol. 236 n° 1-4, p.221-239. DOI 10.1016/j.aquaculture.2003.09.035.

DAUME, S., 2007. Improvement and evaluation of greenlip abalone hatchery and nursery production. Final report to Fisheries Research and Development Corporation on Project No. 2003/203. Fisheries Research Contract Report No. 16, Department of Fisheries, Western Australia, 160p. DUNSTAN, Graeme A, 2002. Formulated feeds for newly settled juvenile abalone based on natural feeds (diatoms and crustose coralline algae). Hobart, Tas.: CSIRO Marine Research. ISBN 978-1-876996-22-2.

DONOVAN, D., Carefoot, T., 1997. Locomotion in the abalone *Haliotis kamtschatkana*: pedal morphology and cost of transport. J. Exp. Biol. Vol. 200, p.1145-1153.

EMBERTON, H., 1982. An investigation of the energy budget of the ormer *Haliotis tuberculata* (L.) on different diets and at different temperature. M.SC. Thesis. Plymouth, UK : Department of Biological Sciences, Plymouth Polytechnic.

FAO, 2017. World abalone production at high levels, yet prices remain steady | GLOBEFISH | Food and Agriculture Organization of the United Nations. [Consulté le 23 février 2021]. Disponible à l'adresse : <http://www.fao.org/in-action/globefish/market-reports/resource-detail/en/c/902588/>.

FAO, 2021. FIGIS - Fisheries Statistics - Aquaculture- Global aquaculture Production 1950-2017. www.fao.org [en ligne]. [Consulté le 23 février 2021]. Disponible à l'adresse : <http://www.fao.org/fishery/statistics/global-aquaculture-production/query/fr>.

FLASSCH, J.P. et Aveline, C., 1984. Production de jeunes ormeaux à la station expérimentale d'Argenton. Publication du C.N.E.X.O. rapport scientifique et technique. 70p.

FRANCEAGRIMER, 2021. ORMEAU - RNM - prix mensuels - Pêche et aquaculture. [en ligne] [Consulté le 23 février 2021]. Disponible à l'adresse : <https://rnm.franceagrimer.fr/prix?ORMEAU&12MOIS>.

FLEMING, A.E., Hone, P.W., 1996. Abalone aquaculture. *Aquaculture*. Vol. 140, p.1-2.

GEIGER, D.L., 2000. Distribution and Biogeography of the Recent *Haliotidae* (*Gastropoda: Vetigastropoda*) World-wide. *Boll. Malacol.* Vol 35, 67p.

HANNON C., Officer R.A. & Le Dorven, J., 2013. Review of the technical challenges facing aquaculture of the European abalone *Haliotis tuberculata* in Ireland. *Aquacult International*. Vol. 21. DOI 10.1007/s10499-012-9584-7.

HANNON C., Officer R.A., Le Dorven, J. et Chamberlain J., 2014. Culture methods of live algal feeds for European aquaculture: optimising culture conditions for *Ulva lens*. *Aquaculture International*. Vol. 22, n° 6, p.1813-1822. DOI 10.1007/s10499-014-9784-4.

HOOPER C., Day R., Slocombe R., Benkendorff K., Handlinger J. et Goulias J., 2014. Effects of severe heat stress on immune function, biochemistry and histopathology in farmed Australian abalone (hybrid *Haliotis laevigata* x *Haliotis rubra*). *Aquaculture*. Vol. 432, p.26-37. DOI 10.1016/j.aquaculture.2014.03.032.

HUCHETTE S. M. H., Koh C. & Day R.W, 2003. The effects of density on the behaviour and growth of juvenile blacklip abalone (*Haliotis rubra*). *Aquaculture International*. Vol. 11, p.411–428.

HUCHETTE, S. M. H. and Clavier J, 2004. Status of the ormer (*Haliotis tuberculata* L.) industry in Europe. *Journal of Shellfish Research*, Vol. 23 n°4, p.951-55.

INVENTAIRE NATIONAL DU PATRIMOINE NATUREL, 2018. *Haliotis tuberculata* Linnaeus, 1758. Inventaire National du Patrimoine Naturel [en ligne]. Septembre 2018. [Consulté le 24 février 2021]. Disponible à l'adresse : https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/61791.

JOLIVET A., Chauvaud L., Huchette S., Legoff C., Thébault J., Nasreddine K., Schone B R. et Clavier J., 2015. The ormer (*Haliotis tuberculata*): A new, promising paleoclimatic tool. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*. Vol. 427, p.32-40. DOI 10.1016/j.palaeo.2015.03.032.

KAWAMURA T., Saïdo T., Takami H. et Yamashita Y., 1995. Dietary value of benthic diatoms for the growth of post-larval abalone *Haliotis discus hannai*. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. Vol. 194, n° 2, p.189-199. DOI 10.1016/0022-0981(95)00099-2.

KOIKE Y., Flassch J.P. et Mazurier J., 1979. Biological and Ecological Studies on the Propagation of the Ormer, *Haliotis tuberculata* Linnaeus II. Influence of Food and Density on the Growth of Juveniles. Vol. 17, n° 1, p.43-52.

LACHAMBRE S., 2017. Mise en place d'un plan de sélection génétique pour l'ormeau européen *Haliotis tuberculata*. Biologie animale. Université de Bretagne occidentale - Brest, 2017. Français. NNT: 2017BRES0137. tel-01800091

LA TOUCHE B., K. Moylan, K. & W. Twomey, 1993. Abalone on growing manual. Aquaculture explained, Vol. 14, p.1-39.

MAI H., Cachot J., Brune J., Geffard O., Belles A., Budzinski H. et Morin B., 2012. Embryotoxic and genotoxic effects of heavy metals and pesticides on early life stages of Pacific oyster (*Crassostrea gigas*). Marine Pollution Bulletin. Vol. 64, n° 12, p.2663-2670. DOI 10.1016/j.marpolbul.2012.10.009.

MCBRIDE S.C., Rotem E., Ben-ezra D. et Shpigel M., 2001. Seasonal energetics of *Haliotis fulgens* (Philippi) and *Haliotis tuberculata* (L.). Journal of Shellfish Research. Vol. 20, n° 2, p.659-665.

MCSHANE P-E., Gorfine H.K. et Knuckey I.A., 1994. Factors influencing food selection in the abalone *Haliotis rubra* (Mollusca: Gastropoda). Journal of Experimental Marine Biology and Ecology. Vol. 176, n° 1, p.27-37. DOI 10.1016/0022-0981(94)90195-3.

MGAYA Y-D, 1995. FAO Fisheries synopsis n°156 : Synopsis of biological data on the european abalone (Ormer), *Haliotis tuberculata* Linnaeus, 1758 (Gastropoda: Haliotidae). S.I : FAO.

MGAYA, Y-D. et MERCER, J-P., 1995. The effects of size grading and stocking density on growth performance of juvenile abalone, *Haliotis tuberculata* Linnaeus. Aquaculture. Vol. 136, n° 3-4, p. 297-312. DOI 10.1016/0044-8486(95)00066-6.

MOTTET M.G., 1978. A Review of the Fishery Biology of Abalones. State of Washington, Department of Fisheries. S.I: s.n.

LEIGHTON D.,1972. Laboratory observations on the early growth of the abalone, *Haliotis sorenseni*, and the effect of temperature on larval development and settling success. Fishery Bulletin (U.S.). Vol. 70.

PECK, L.S., 1983 An investigation into the growth and early development in the ormer, *Haliotis tuberculata* L., Ph.D thesis (C.N.A.A) Porstsmouth polytechnic. 386p.

PECK, L.S., 1989. Feeding, growth and temperature in the ormer, *Haliotis tuberculata* (L.). Progress in Underwater Science. n° 14, p.97-107.

PRZESLAWSKI, R., Davis, A. R. and Benkendorff, K., 2005. Synergistic effects associated with climate change and the development of rocky shore molluscs. Global Change Biology, Vol. 11, p.515–522. DOI 10.1111/j.1365-2486.2005.00918.x.

PROSSER, C.,1991. Environmental and metabolic animal physiology. New York : Wiley-Liss. ISBN 978-0-471-85767-9. QP171 .E67 1991

ROUSSEL S., Huchette S., Clavier J. et Chauvaud L., 2011. Growth of the European abalone (*Haliotis tuberculata* L.) in situ: Seasonality and ageing using stable oxygen isotopes. Journal of Sea Research. Vol. 65, n° 2, p.213-218. DOI 10.1016/j.seares.2010.10.001.

ROUSSEL S., Poitevin P., Day, R., Le Grand, F., Stiger-Pouvreau, V. et al., 2020. *Haliotis tuberculata*, a generalist marine herbivore that prefers a mixed diet, but with consistent individual foraging activity. Ethology. Vol.126, n°7, p.716-726. DOI 10.1111/eth.13020.

SEARCY-BERNAL R., 1996. Boundary layers and abalone postlarval culture: Preliminary studies. Aquaculture. Vol. 140, n° 1-2, p.129-137. DOI 10.1016/0044-8486(95)01187-0.

SHEPHERD S. A., 1985. Studies on southern australian abalone (Genus *HALIOTIS*). VI. Habitat preference, abundance and predators of juveniles. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology. Vol. 93, p.285-298.

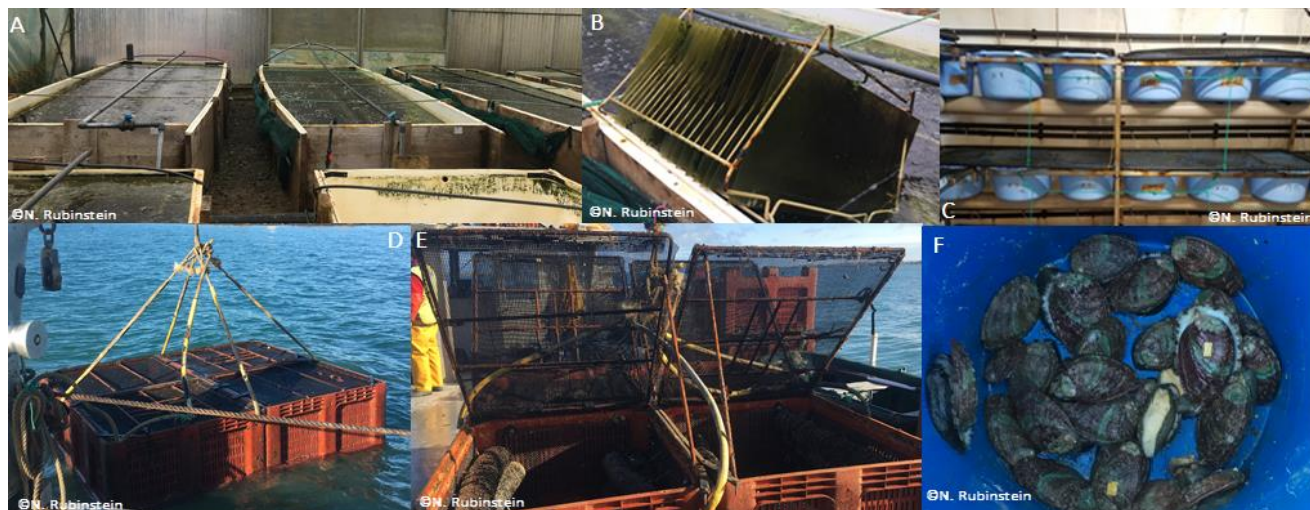
STEPHENSON T. A., 1925. On a New British Sea Anemone. Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom. Vol. 13, n° 4, p.880-890. DOI 10.1017/S0025315400009310.

TRAVERS M-A., 2008. Interaction de la bactérie *Vibrio harveyi* avec son hôte, l'ormeau *Haliotis tuberculata* : approches physiologiques, cellulaires et moléculaires. Université de Bretagne Occidentale.

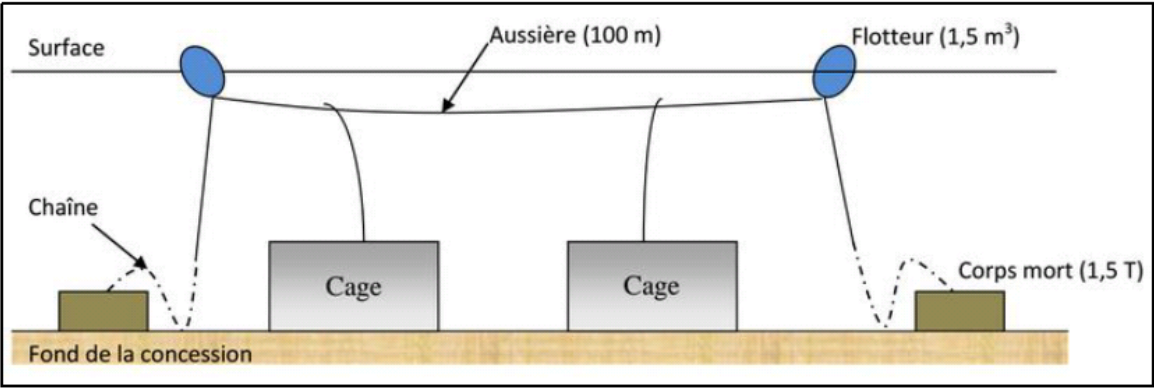
TROELL M., Robertson-Andersson D., Anderson R.J., Bolton J.J., Maneveldt G., Halling C. et Probyn T., 2006. Abalone farming in South Africa: An overview with perspectives on kelp resources, abalone feed, potential for on-farm seaweed production and socio-economic importance. Aquaculture. Vol. 257, n° 1-4, p.266-281. DOI 10.1016/j.aquaculture.2006.02.066.

Annexes

Annexe I : Différentes étapes clés du cycle de production de l'entreprise France Haliotis. A : Bassin de nurserie sous serre. B: Paniers contenant des plaques d'*Ulva lens* dans les bassins de nurserie. C: Salle de conditionnement des géniteurs. D: Cages situées sur la concession en mer, E : Intérieur des cages en mer : « coupelles ostréicoles » dans le fond et sur les côtés. F : ormeaux dans les cages en mer (en fin de cycle).



Annexe II : Schéma d'une filière en mer (©France Haliotis)



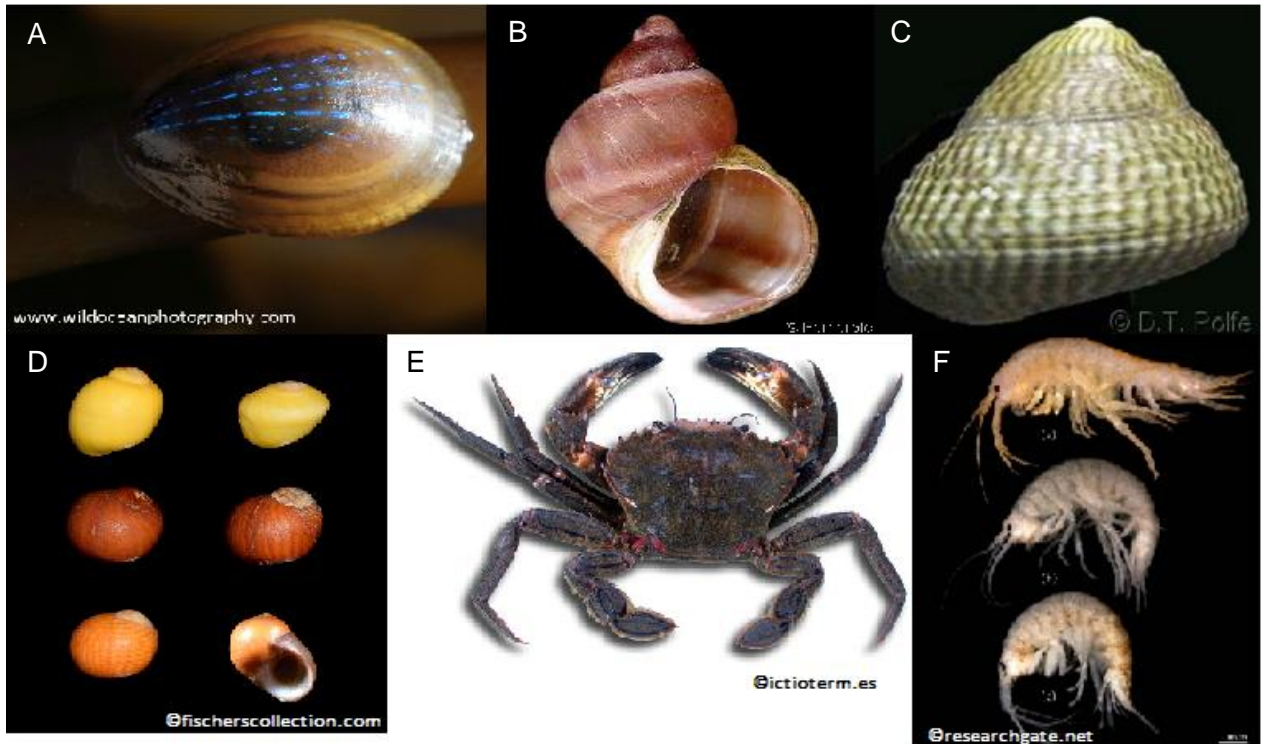
Annexe III : Macroalgues principalement utilisées chez France Haliotis pour nourrir les ormeaux. A: *Palmaria palmata*, B: *Saccharina latissima*, C: *Laminaria digitata*, D: *Ulva* sp



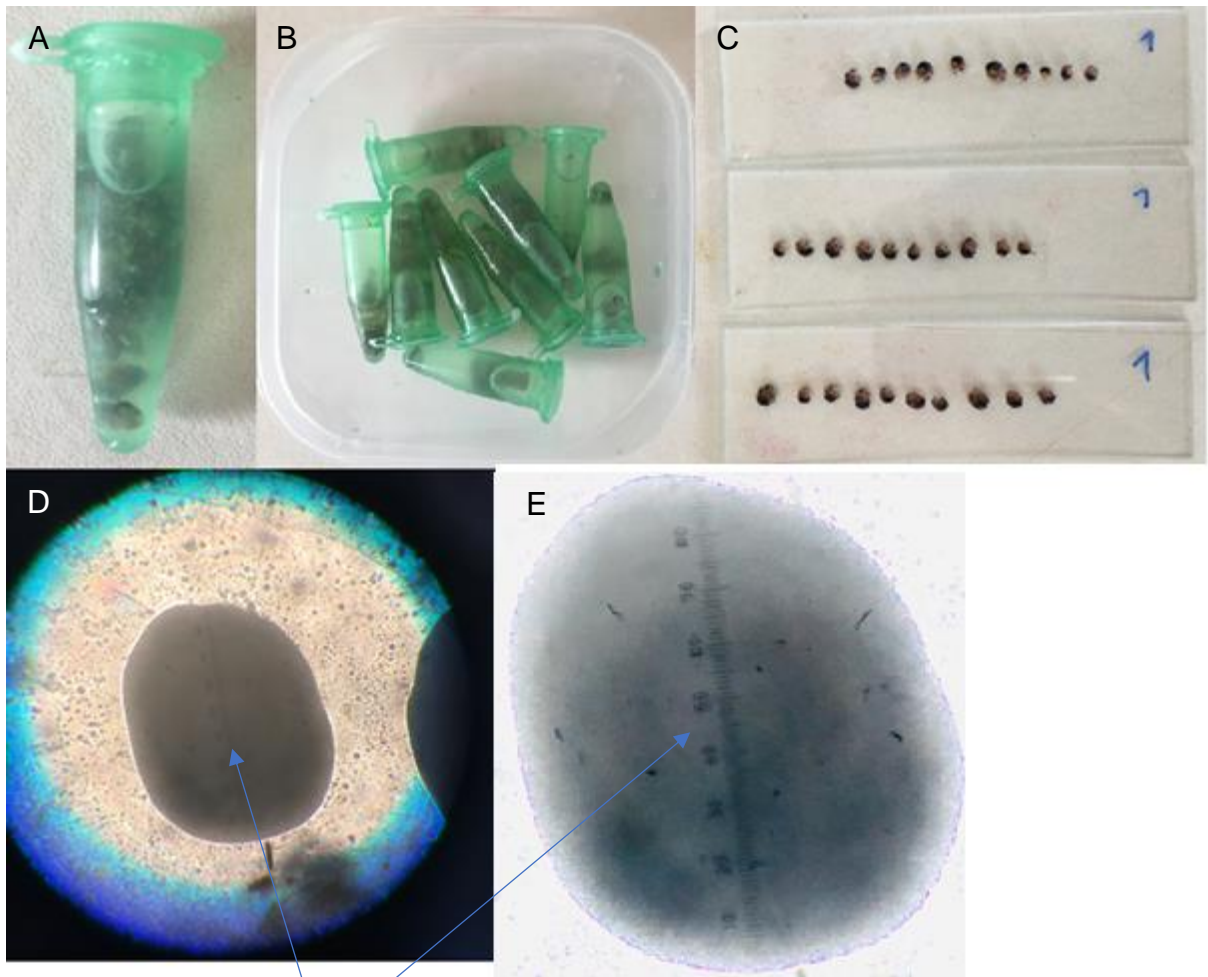
Annexe IV : Production d'ormeaux d'élevage par région du monde en 2010, 2015 et 2016/2017
(en milliers de tonnes) (Cook, 2019)

Region	2010 production	2015 production	2016/17 production
China	42,373	115,397	139,697
Korea	5,000	9,400	16,042
South Africa	1,023	1,400	1,685
Chile	1,500	700	1,468
Australia	500	900	969
Taiwan	300	171	300
Japan (seeds only)	200	200	200
United States (including Hawaii)	200	362	175
New Zealand	90	100 (estimated)	60
Mexico	33	30	23.5
Europe	10	15	30
Thailand	10	8	8
Philippines	4	4	5
Total	51,043	129,287	160,662.5

Annexe V : Ensemble des organismes pouvant se retrouver dans les bassins de nurserie apportés par l'eau d'entrée ou par les algues de récolte. A : helcions (*Patella pellucida*), B : lacunes communes (*Lacuna vincta*), C : gibbules cendrées (*Gibbula cineraria*), D : littorines obtuses (*Littorina obtusata*), E : Exemple de crustacés, F : des crustacés de type amphipodes (*Gammarus sp.*)

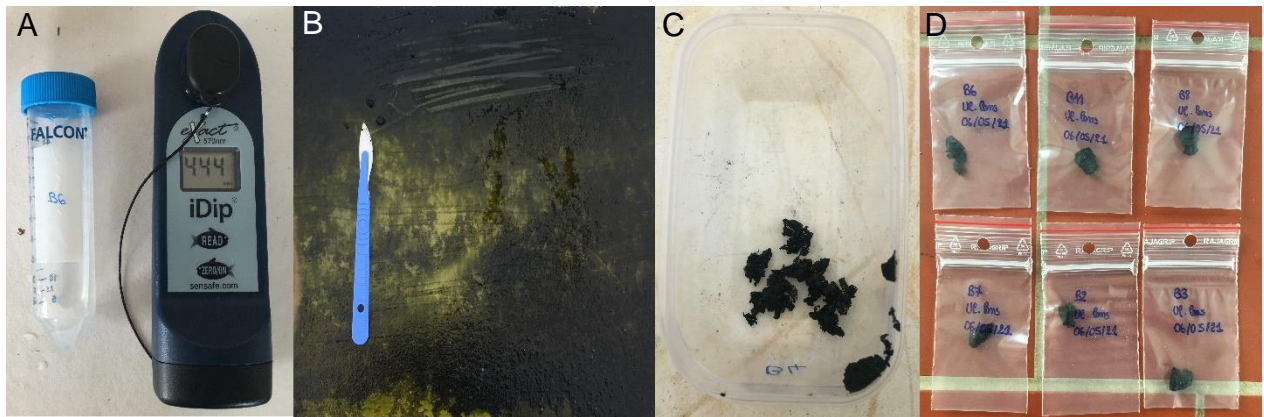


Annexe VI : Méthode pour mesurer les ormeaux : A et B : tubes contenant les 30 larves à mesurer avec de l'éthanol. C : Ormeaux âgés de 6 semaines sur une lame. D et E : ormeaux sous microscope avec l'échelle permettant de le mesurer (©N. Rubinstein).

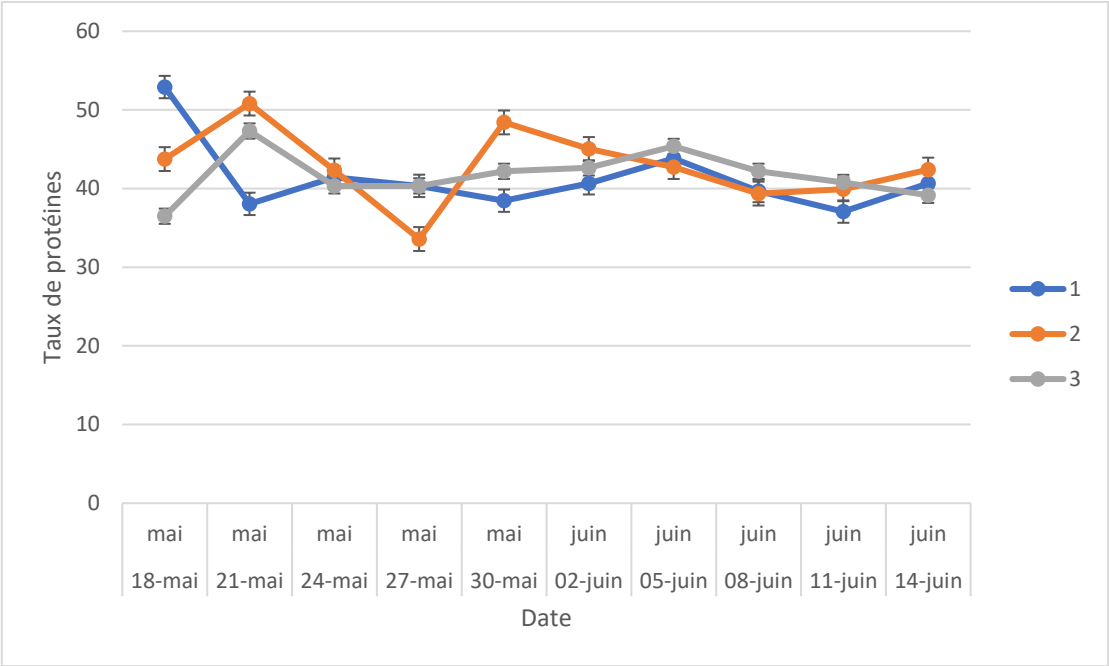


Echelle permettant de mesurer l'ormeau

Annexe VII : Déroulement de l'expérience sur *Ulvea lens* : A : prise d'un échantillon d'eau par jour dans chaque bassin pour l'analyser avec le spectrophotomètre de l'entreprise. B : Grattage d'une plaque d'*Ulvea lens* par bassin et par jour à l'aide d'un scalpel pour récupérer des échantillons. C : Echantillon d'*Ulvea lens* à mettre au séchoir pendant 12h. D : Echantillon de 10mg minimum d'*Ulvea lens* sèche à faire analyser à l'UBO de Guingamp pour connaître le taux de protéines (©N. Rubinstein).

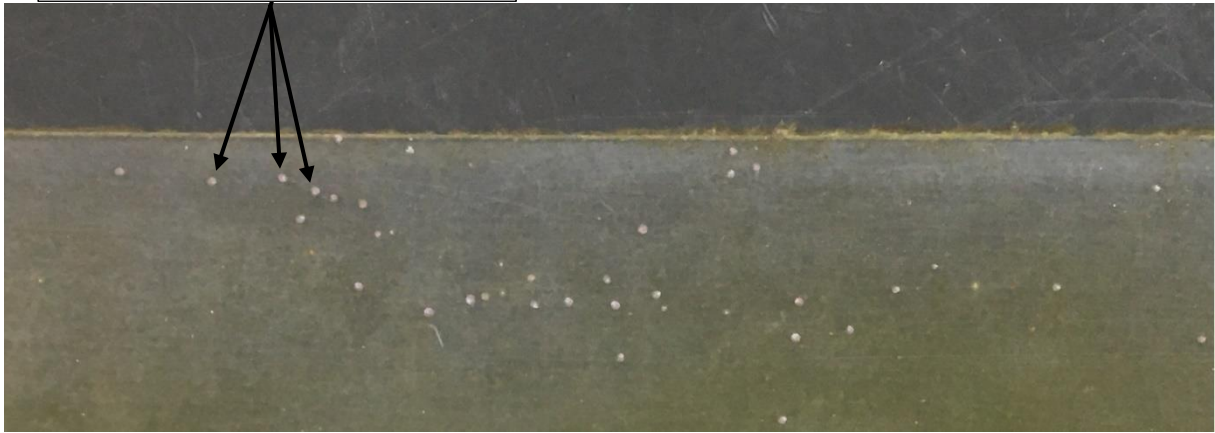


Annexe VIII : Evolution du taux de protéines sur trois paniers non fertilisés sur une durée d'un mois (©N. Rubinstein).



Annexe IX : Exemple de plaque avec des larves d'*Haliotis tuberculata* fixées (©N. Rubinstein).

Larves fixées (visibles à l'œil nu)

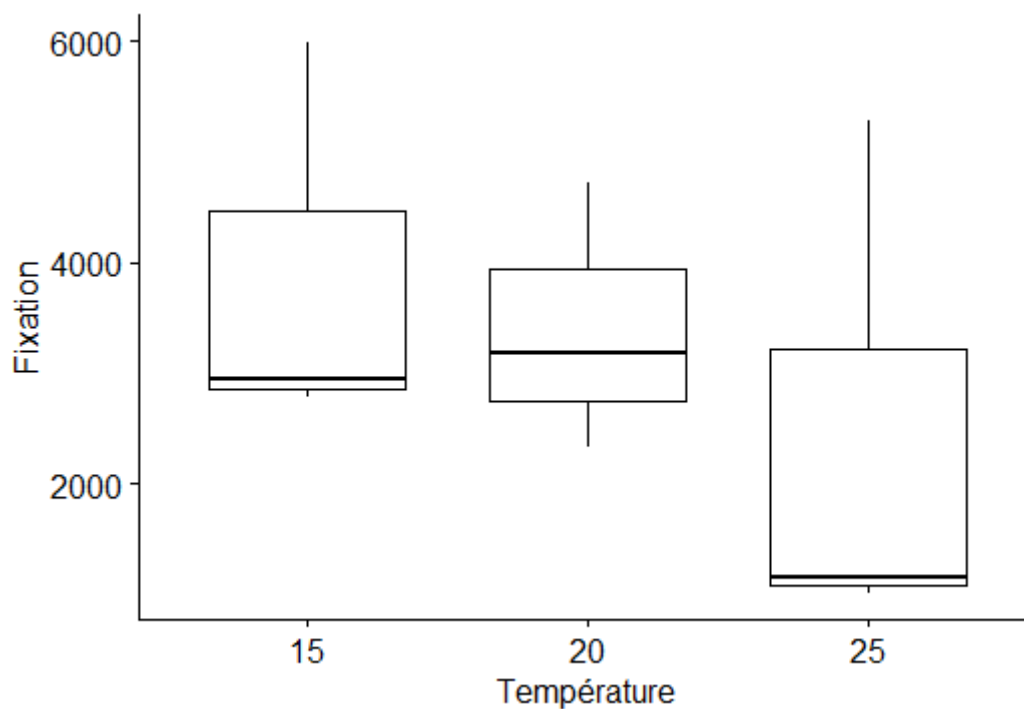


Annexe X : Mise en place des bacs blancs pour l'expérience de salinité (©N. Rubinstein).

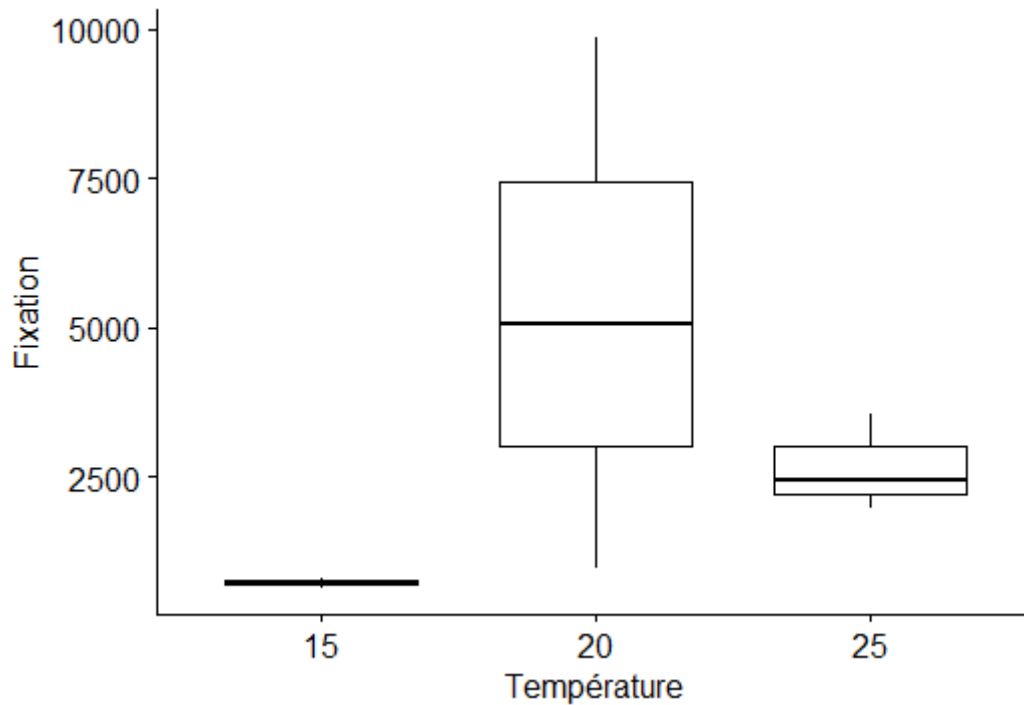



Annexe XI : Fixation des larves en fonction de la température au bout de 15 jours (1) et au bout d'un mois (2) (©N. Rubinstein).

(1)



(2)



 agriculture • alimentation • environnement	Diplôme : Ingénieur agronome Spécialité : Sciences halieutiques et aquacoles Spécialisation / option : aquaculture Enseignant référent : Bastien Sadoul
Auteur(s) : Natacha Rubinstein Date de naissance : 03/10/1998	Organisme d'accueil : France Haliotis Adresse :
Nb pages : 35 Annexe(s) : 11	70 aod Kerazan Lilia
Année de soutenance : 2021	29880 Plouguerneau Maître de stage : Sylvain Huchette
Titre français : Optimisation des pratiques d'élevage sur le naissain d'ormeau (<i>Haliotis Tuberculata</i>).	
Titre anglais : Optimization of breeding practices on abalone spat (<i>Haliotis Tuberculata</i>).	
<p>Résumé (1600 caractères maximum) :</p> <p>L'ormeau est un mollusque gastéropode marin du genre <i>Haliotis</i> et de l'ordre des Vetigastropoda. Aujourd'hui, on trouve 56 espèces d'ormeaux réparties dans le monde. <i>Haliotis tuberculata</i> est l'unique espèce présente en Europe et en Afrique du Nord. L'ormeau est un mollusque qui occupe depuis des décennies une place parmi les produits de la mer les plus chers du monde, bien qu'il soit très peu connu en France. Il a été longtemps délaissé par les chercheurs et l'aquaculture d'ormeau ne se développe que récemment. C'est le pari qu'a pris France Haliotis à Plouguerneau en 2004. Depuis le cycle d'élevage de l'ormeau est correctement maîtrisé ; néanmoins il connaît toujours des taux de mortalité très importants notamment dans les premiers mois de sa vie : lors de la fixation et durant la croissance. Des paramètres physico-chimiques tels que la température et la salinité ont été étudiés afin de connaître leur impact direct ou indirect sur la fixation et la survie du naissain d'ormeau. La densité a été aussi étudiée afin de déterminer l'impact qu'elle pourrait avoir sur la croissance précoce des ormeaux ainsi que sur leur taux de fixation. Enfin leur nourriture principale : <i>Ulvela lens</i>, une algue encroûtante assez peu connue a subi des expérimentations pour déterminer la fertilisation la plus adaptée. Le but était d'obtenir une algue riche en protéines et donc permettant une fixation des ormeaux avec un taux plus élevé tout en limitant les rejets azotés dans le milieu. En effet, France Haliotis se veut une aquaculture respectueuse de l'environnement et durable.</p>	
<p>Abstract (1600 caractères maximum):</p> <p>Abalones are marine gastropod mollusc of the genus <i>Haliotis</i> and the order <i>Vetigastropoda</i>. Today, there are 56 species of abalone distributed throughout the world. <i>Haliotis tuberculata</i> is the only species present in Europe and North Africa. Abalones have occupied for decades a place among the most expensive seafood in the world, although it is little known in France. Despite the first initial studies in the 70's, it has long been neglected by researchers and abalone aquaculture has only recently been developed. This is the bet that France Haliotis took in Plouguerneau in 2004. Since then, the breeding cycle of abalone has been mastered; nevertheless, high mortality rates are still encountered during the first months of life: at settlement and during initial post-larval growth. The impacts of water quality parameters such as temperature and salinity were studied in relation to settlement and survival of spat. The impact of post-larval density on early growth and settlement was also studied. Finally, <i>Ulvela lens</i>, a little known encrusting alga used as post-larval food, was tested to optimize fertilization procedures. The goal was to obtain a protein-rich alga that would allow a higher rate of abalone settlement while limiting nitrogenous discharges into the environment.</p>	
<p>Mots-clés : Aquaculture, naissain, <i>Haliotis tuberculata</i>, paramètres d'élevage, <i>Ulvela lens</i>. Key Words: Aquaculture, spat, <i>Haliotis tuberculata</i>, breeding parameters, <i>Ulvela lens</i>.</p>	