



UNIVERSIDADE
E D U A R D O
MONDLANE

ESCOLA SUPERIOR DE CIÊNCIAS MARINHAS E COSTEIRAS

Mestrado em Aquacultura Sustentável

**Desempenho das macroalgas marinhas *Kappaphycus alvarezii* e
Eucheuma denticulatum cultivadas em substratos com e sem
ervas marinhas na Ilha de Inhaca.**

Luísa Jaquelina Baptista Banze

2025



UNIVERSIDADE
EDUARDO
MONDLANE

ESCOLA SUPERIOR DE CIÊNCIAS MARINHAS E COSTEIRAS

Dissertação para a obtenção do grau de mestrado em Aquacultura Sustentável

Desempenho das macroalgas marinhas *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum* cultivadas em substrato com e sem ervas marinhas, na Ilha de Inhaca.

Autora:

Luísa Jaquelina Baptista Banze

Supervisores:

Prof.ª Doutora Valera Dias
UEM – Faculdade de Ciências - DCB

Presidente do Júri

Prof. Doutor Anildo Naftal Nataniel
UEM – E. S. de Ciências Marinhas E costeiras

Prof. Doutor Salomão Bandeira
UEM – Faculdade de Ciências - DCB

Avaliadora

Prof.ª Doutora Fadia Tala
Universidad Católica del Norte, Coquimbo, Chile

Prof. Doutor Rui Santos
Centro de Ciencias do Mar,
Universidade de Algarve, Portugal

Maputo, Fevereiro de 2025

Certificação

A assinatura abaixo certifica o parecer do supervisor e a recomendação para a aceitação pela Universidade Eduardo Mondlane, Escola superior de Ciências Marinhas e Costeiras, intitulada: **Desempenho das macroalgas marinhas *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum* cultivadas em substrato com ervas marinhas e em substrato sem ervas marinhas, na Ilha de Inhaca**, como requisito para obtenção do grau de Mestre em Aquacultura Sustentável.

Supervisora:

_____  _____

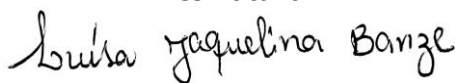
(Valera Lucena Dias, PhD)

Data: 19 de Março de 2025

Compromisso de honra

Eu, Luísa Jaquelina Baptista Banze declaro que esta dissertação intitulada “**Desempenho das macroalgas marinhas *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum* cultivadas em substrato com ervas marinhas e em substrato sem ervas marinhas, na Ilha de Inhaca**”, nunca foi apresentada para obtenção de qualquer grau e que ela constitui o resultado do meu labor individual. A presente dissertação, é apresentada em cumprimento parcial dos requisitos de obtenção do grau de mestrado em Aquacultura sustentável, da Universidade Eduardo Mondlane.

Assinatura



(Luísa Jaquelina Baptista Banze)

Maputo, Fevereiro de 2025

Dedicatória

‘Mas buscai primeiro o Reino de Deus, e a sua justiça, e todas estas coisas vos serão acrescentadas.’

‘Mt 6.33’

Dedico este trabalho aos meus irmãos e pais, Baptista Jossias Jonas Banze e Ana Maria Langa pelo amor e apoio e, especialmente a minha mãe no Senhor Jesus Cristo, pelo depósito de confiança, incentivo e pelo apoio redobrado que me deu para continuar com os estudos. Amo-vos bastante.

Lucas 1: 37

Porque para Deus nada é impossível.

Salmos 23

2. Ele me faz deitar em verdes pastos; ele me conduz ao lado das águas serenas.

6. Certamente a bondade e a misericórdia me seguirão todos os dias da minha vida, e eu habitarei na casa do SENHOR para sempre.

Agradecimentos

A realização desta Dissertação de Mestrado só foi possível graças a Deus pela bênção e à colaboração, contributo, de várias pessoas, às quais gostaria de agradecer, em particular:

Em primeiro lugar, à Professora Doutora Valera Dias pela supervisão, pela confiança que depositou em mim, e por ter me dado a oportunidade de financiamento dos meus estudos e pelo rigor científico, paciência e incentivo para desenvolver este tema que para mim era desconhecido.

À mestre Helena Salência pela co-supervisão, orientação, disponibilidade, e pela ajuda memorial de mergulhar na ciência do tema.

Ao Professor Anildo Naftal pela chamada de atenção a oportunidade de fazer o mestrado e a orientação contínua e total colaboração em solucionar dúvidas e pelo apoio que sempre demonstrou ao longo deste percurso.

Ao meu colega Amós Nhaca pela amizade, parceria, apoio, durante todo este percurso.

À minha família em particular, meus pais, irmãos, primo Clésio, a minha Avó Matilde Matche e ao saudoso meu avô Marcos Júlio Langa que sempre me apoiaram, me incentivaram a estudar e não desistir dos meus sonhos, mesmo nas piores dificuldades.

Ao projecto Evaluation of Eucheumoids cultivation and exploitation in the Southern of Mozambique – ARISE-PP-11, pelo financiamento do curso e a realização da dissertação.

O meu muito obrigado a todos convosco, tudo ficou mais fácil!

Índice	Pág.
Índice de tabelas	v
Índice de figuras	vi
Lista de abreviaturas	viii
RESUMO	ix
ABSTRAT	x

CAPÍTULO I

1. Introdução	1
1.1. Problematização e Justificativa de estudo	3
1.2. Hipóteses	4
1.3. Objetivos	5
1.3.1. Geral	5
1.3.2. Específicos	5

CAPÍTULO II

2. REVISÃO LITERÁRIA	6
2.1. Macroalgas Marinhas	6
2.1.1. Macroalgas vermelhas	6
a. Eucheumoides	7
i. <i>Kappaphycus alvarezii</i> e <i>Euchema denticulatum</i>	7
b. Potencialidade do cultivo das eucheumoides em África	10
2.2. Métodos de cultivo	12
2.2.1. Sistemas de cultivo	12
a. Sistema de estacas/off-bottom	12
b. Sistema de linha-longa/longe-line	13
c. Sistema de balsa flutuante/floating raft	13
d. Sistema de gaiola de rede flutuante/floating net cage	13
e. Sistema intensivo de tanques	14
2.2.2. Técnicas de cultivo	14

a. Técnicas de <i>tie-tie</i>	14
b. Técnica de redes tubulares.....	14
2.3. Substrato para o cultivo das macroalgas	15
2.3.1. Cultivo em substrato com ervas marinhas	15
2.3.2. Cultivo em substrato sem ervas marinhas	16
2.4. Herbivoria e branqueamento durante o cultivo das macroalgas marinhas	16
2.5. Macrofauna associada ao cultivo das macroalgas	18
2.5.1. Tipos de macrofauna associada	18
2.5.2. Impactos positivos da macrofauna no cultivo de macroalgas	18
a. Promoção da saúde do ecossistema	18
b. Criação de microhabitats	19
c. Aumento da biodiversidade	19
2.5.3. Impactos negativos da macrofauna no cultivo de macroalgas	19
a. Danos directos às macroalgas	19
b. Alterações no ambiente do cultivo	20
2.6. Factores bióticos e abióticos que afectam o cultivo de macroalgas marinhas	20
2.7. Composição nutricional	21
2.7.1. Proteínas	21
2.7.2. Minerais	22

CAPÍTULO III

3. MATERIAIS E MÉTODOS	23
3.1. Área de Estudo	23
3.2. Material vegetal	24
3.3. Sistema de cultivo	25
3.3.1. Sistema de estacas	25
a. Técnica de <i>tie-tie</i>	26
3.4. Monitoria do Crescimento	28
3.4.1. Determinação da Biomassa	28

3.4.2. Determinação de Taxa de Crescimento Relativo (TCR)	29
a. Observação da herbivoria e branqueamento	30
3.5. Monitoramento da macrofauna associada ao cultivo das macroalgas	30
3.6. Monitoramento dos factores abióticos	30
3.6.1. Medição dos parâmetros físicos, químicos e biológicos	30
a. Análise da concentração de nutrientes	30
3.7. Identificação de fitoplâncton presente nas áreas de cultivo	31
3.8. Análise da composição nutricional em macroalgas marinhas	32
3.9. Análises estatísticas	32

CAPÍTULO IV

4. RESULTADOS	34
4.1. Taxa de crescimento das macroalgas cultivadas no SS.EM e SC.EM	34
4.1.1. Ganho de Biomassa Quinzenal	36
4.1.2. Taxa de crescimento relativo (TCR) Quinzenal	40
4.1.3. Redução da biomassa durante o cultivo das macroalgas	43
4.2. Macrofauna associada ao cultivo das macroalgas.....	45
4.3. Factores ambientais	46
4.3.1. Parâmetros abióticos	46
4.3.2. Factor biótico	47
a. Composição e diversidade do fitoplâncton	45
4.4. Composição nutricional das macroalgas marinhas	48
4.4.1. Minerais	49

CAPÍTULO V

5. Discussão	51
6. Conclusão	58
7. Constrangimentos	59
8. Recomendações	59
9. Referências bibliográficas	60

ANEXOS	77
APÊNDICES	84

Índice de tabelas

Tabela 1: Média do ganho de biomassa total ($\pm Dp$), percentual do ganho da biomassa total e de Taxa de Crescimento Relativo ($\pm Dp$) de <i>Kappaphycus alvarezii</i> e <i>Eucheuma denticulatum</i> obtidos durante o cultivo, com diferença estatisticamente significativa ($p < 0.05$). As macroalgas foram cultivadas em dois locais um com ervas marinhas – SC.EM e outro sem ervas marinhas – SS.EM.....	35
Tabela 2: Percentagem da perda da biomassa por fragmentação de mudas de <i>Kappaphycus alvarezii</i> e <i>Eucheuma denticulatum</i> durante os 45 dias de cultivo.	44
Tabela 3: Parâmetros ambientais registados durante o cultivo das macroalgas marinhas no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época quente e fria.....	47
Tabela 4: Números de Espécies - N° E. e o Índice de Diversidade - I.D. (H') em bits/célula, do fitoplâncton com base nos substratos, no início e no fim de cultivo de macroalgas	48
Tabela 5: Médias ($\pm Dp$) dos conteúdos de humidade, cinzas, proteína e proteína bruta, expressas em $\%100g^{-1}$ das espécies de macroalgas <i>Kappaphycus alvarezii</i> e <i>Eucheuma denticulatum</i>	49
Tabela 6: Médias ($\pm Dp$) dos minerais, expressos em $mg.100g^{-1}$ das espécies de macroalgas <i>Kappaphycus alvarezii</i> e <i>Eucheuma denticulatum</i>	50

Índice de figuras

Figura 1: Carragenófitas. a- <i>Kappaphycus alvarezii</i> ; b- <i>Eucheuma denticulatum</i> : (Fonte: autora)	8
Figura 2: Mapa da costa da Ilha de Inhaca mostrando os dois pontos de estudo na praia da Ponta Torres. Fonte: ArcGis database, earth image	24
Figura 3: Espécies de macroalgas marinhas em estudo. a - <i>Kappaphycus alvarezii</i> ; b - <i>Eucheuma denticulatum</i> : (Fonte: autora)	25
Figura 4: Esboço do sistema de cultivo em estacas. (Fonte: autora)	26
Figura 5: Fixação da muda de macroalgas com <i>tie-tie</i> à corda de polipropileno, para o cultivo. (Fonte: autora)	27
Figura 6: Pesagem da Biomassa (g) das macroalgas no experimento. (Fonte: autora)	29
Figura 7: Média de Ganho de Biomassa ($\pm$ Dp) em gramas da macroalga marinha <i>Kappaphycus alvarezii</i> , no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época quente, ($p<0.05$)	36
Figura 8: Média de Ganho de Biomassa ($\pm$ Dp) em gramas da macroalga marinha <i>Kappaphycus alvarezii</i> , no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época fria, ($p>0.05$)	37
Figura 9: Média de Ganho de Biomassa ($\pm$ Dp) em gramas da macroalga marinha <i>Eucheuma denticulatum</i> , no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época quente, ($p<0.05$)	38
Figura 10: Média de Ganho de Biomassa ($\pm$ Dp) em gramas da macroalga marinha <i>Eucheuma denticulatum</i> , no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época fria, ($p<0.05$)	39
Figura 11: Média ($\pm$ Dp) da Taxa de Crescimento Relativo (TCR, %dia ⁻¹) da macroalga marinha <i>Kappaphycus alvarezii</i> , cultivada no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época quente ($p<0.05$)	40

Figura 12: Média ($\pm$ Dp) da Taxa de Crescimento Relativo (TCR, %dia ⁻¹) da macroalga marinha <i>Kappaphycus alvarezii</i> , cultivada no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época quente ($p>0.05$)	41
Figura 13: Média ($\pm$ Dp) da Taxa de Crescimento Relativo (TCR, %dia ⁻¹) da macroalga marinha <i>Eucheuma denticulatum</i> , cultivada no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época quente ($p<0.05$)	42
Figura 14: Média ($\pm$ Dp) da Taxa de Crescimento Relativo (TCR, %dia ⁻¹) da macroalga marinha <i>Eucheuma denticulatum</i> , cultivada no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época fria ($p<0.05$)	43
Figura 15 (a, b): Mudanças com perdas da biomassa. Branqueamento (Fonte: autora).....	44
Figura 15 (c): Mudanças com perdas da biomassa. Herbivoria (Fonte: autora)	44
Figura 15 (d): Mudanças com perdas da biomassa. Ouriço-do-mar (Fonte: autora)	44
Figura 16 (a): Organismos associados. Holotúria (Fonte: autora)	46
Figura 16 (b): Organismos associados. Caranguejo (Fonte: autora)	46
Figura 16 (c): Organismos associados. Ovos de choco (Fonte: autora)	46
Figura 16 (d): Organismos associados Ovos de lula (Fonte: autora)	43

Lista de abreviaturas

SC.EM - Substrato Com Ervas Marinhas

SS.EM - Substrato Sem Ervas Marinhas

GBm - Ganho de Biomassa

Bmi - Biomassa inicial

Bmf - Biomassa final

TCR - Taxa de Crescimento Relativo

Pi - Peso inicial

Pf - Peso final

PBm - Perda de Biomassa

ni; nf - Número de biomassa inicial; Número de biomassa final

%; Dp – Percentagem; Desvio padrão

NH₄⁺ - Amónia

N₀₂⁻ - Nitrito

PO₄³⁻ - Fosfato

Temp. - Temperatura

OD - Oxigénio Dissolvido

pH - potencial de Hidrogénio

Sal. - Salinidade

Ca - Cálcio

Mg - Magnésio

Na - Sódio

K - Potássio

P total - Proteína total

mg/l; m; µm; l; g; Kg; ‰; °C - miligramas por litro; metros; litros; gramas; quilogramas; partes por mil; graus Celsius

DCB - Departamento de Ciências Biológicas

IIAM - Instituto de Investigação Agrária de Moçambique

RESUMO

As macroalgas marinhas desempenham um papel importante no ambiente marinho e durante muito tempo eram colectadas em bancos naturais, para o uso em diversos ramos da indústria. Actualmente, são cultivadas em várias regiões, para suprir a demanda do mercado com aplicações desde a indústria alimentícia e cosmética até a farmacológica e biotecnológica. Moçambique possui um elevado potencial para o cultivo de macroalgas marinhas e tem crescido o interesse de maximizar a produção e cultivo também na região sul do país, porém, há necessidade da escolha de um substrato que reúna condições ambientais adequadas para o seu sucesso. Este estudo teve como objectivo avaliar o desempenho das macroalgas marinhas *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum* cultivadas em substratos com e sem ervas marinhas. A pesquisa foi realizada na baía de Maputo, nos limites da Ilha de Inhaca, praia da Ponta Torres. O cultivo experimental fez-se em 45 dias no método de estacas, com cordas de 6mm de espessura e 5m de comprimento, cada uma com 17 mudas, em seis réplicas, nas épocas quente e fria. Ao longo do tempo de cultivo, realizou-se análises de temperatura, oxigénio dissolvido, salinidade, pH, nutrientes, fitoplâncton, biomassa e a composição nutricional das macroalgas. A taxa de crescimento relativo foi determinada para comparar o crescimento diário das macroalgas. A média da temperatura na época quente variou de 27.5 - 31.5°C e na época fria variou de 21.5 - 25.5°C. A maior taxa de crescimento relativo foi verificada na *Eucheuma denticulatum* cultivada no substrato sem ervas, em época quente com média de $7.2 \pm 0.1\% \text{dia}^{-1}$, com um ganho de biomassa de $10713.3 \pm 205.1\text{g}$, +700% em 45 dias de cultivo. Contrariamente, no substrato com ervas marinhas na época quente, a *Eucheuma denticulatum* obteve valores negativos da taxa de crescimento médio relativo, de $-0.1 \pm 0.2\% \text{dia}^{-1}$ com biomassa negativa de $-178.3 \pm 147\text{g}$, -12%, provavelmente como consequência da herbivoria e do branqueamento. *Kappaphycus alvarezii* apresentou crescimentos positivos em todos experimentos com sua maior taxa de crescimento relativo no substrato sem ervas em época quente, tendo uma média de $6.4 \pm 0.2\% \text{dia}^{-1}$ com ganho de biomassa de $8798.3 \pm 407.7\text{g}$, +500%. Conclui-se, o substrato sem ervas marinhas tem o melhor desempenho no cultivo das macroalgas em sistema de estacas e a melhor época para o cultivo é a quente.

Palavras-chave: Algas Marinhas, Aquacultura, Sistema de Estacas, Moçambique, Taxa de Crescimento Relativo.

Performance of seaweeds *Kappaphycus alvarezii* and *Eucheuma denticulatum* grown in substrate with seagrass and in substrate without seagrass, on Inhaca Island

ABSTRACT

Seaweeds play an important role in the marine environment for the coastal population and for a long time were collected in natural areas for use in various branches of the industry. Currently, they are growing in various regions to meet market demand, with applications ranging from the food and cosmetics industries to pharmacology and biotechnology. Mozambique has a high potential for cultivating seaweeds, there are interest in maximizing production and also cultivating them in the southern region. However, there is a need to choose a substrate that meets appropriate environmental conditions for their success. This study aimed to evaluate the performance of the seaweed *Kappaphycus alvarezii* and *Eucheuma denticulatum* cultivated on substrates with and without seagrass. The research was conducted in Maputo Bay, on the limits of Inhaca Island, at Ponta Torres beach. The experimental cultivation was carried out over 45 days using the off-bottom method, with 6mm thick and 5m long ropes, each with 17 seedlings, in six replicas during hot and cold seasons. Throughout the cultivation period, analyses of temperature, dissolved oxygen, salinity, pH, nutrients, phytoplankton, biomass, and the nutritional composition of the seaweed were performed. The relative growth rate was determined to compare the daily growth of the seaweed. The average temperature during the warm season ranged from 27.5°C to 31.5°C, while during the cold season it ranged from 21.5°C to 25.5°C. The highest daily growth rate was observed in *Eucheuma denticulatum* cultivated on the substrate without seagrass during the hot season with an average of $7.2 \pm 0.1\% \text{day}^{-1}$, with a net biomass of $10713.3 \pm 205.1\text{g}$, +700%. Conversely, on the substrate with seagrass during the hot season, *Eucheuma denticulatum* obtained negative values for the average daily growth rate, of $-0.1 \pm 0.2\% \text{day}^{-1}$ and a negative biomass of $-178.3 \pm 147\text{g}$, -12%, likely as a result of herbivory and bleaching. *Kappaphycus alvarezii* showed positive growth in all experiments with its highest daily growth rate on the substrate without seagrass during the hot season, with an average of $6.4 \pm 0.2\% \text{day}^{-1}$ and a net biomass of $8798.3 \pm 407.7\text{g}$, +500%. The results indicate that the substrate without seagrass showed better performance in the cultivation seaweed in the off-bottom system and the best time for cultivation is the hot season.

Keywords: Seaweeds, Aquaculture, Off-bottom system, Mozambique, Relative Growth Rate.

CAPÍTULO I

1. INTRODUÇÃO

Macroalgas marinhas são organismos que não constituem uma categoria taxonómica definida, apresentando uma ampla diversidade morfofisiológica e genética (Chapman, 1998; Ssar, 2012; Pereira *et al.*, 2020). Semelhantemente as plantas, as macroalgas marinhas são organismos fotossintéticos (Pereira *et al.*, 2020).

As macroalgas distinguem-se das ervas marinhas, pois não possuem sistema vascular. Estas, apresentam sistema de suporte no fundo e transportam nutrientes através dos talos por difusão, sendo que as ervas marinhas apresentam folhas, raízes e sistema interno de transporte de nutrientes (Pereira, 2009; Gaspar *et al.*, 2020).

Macroalgas marinhas desempenham um papel importante para a população costeira há vários anos, devido às suas aplicações (Msuya *et al.*, 2007; Msuya, 2011). Durante muito tempo, eram colectadas em estoques de bancos naturais, para o uso em diversos ramos da indústria (Pereira *et al.*, 2020). Actualmente, são cultivadas em várias regiões, e resulta em menos impacto ambiental e degradação, o que acaba permitindo controle nos processos biológicos e ambientais consoante a disponibilidade de substrato, materiais para o cultivo, selecção de áreas com condições favoráveis para a espécie eleita (Oliveira *et al.*, 2005).

Os principais grupos de macroalgas designam-se em Phaeophyceae, Chlorophyta e Rhodophyta (Lüning, 1990). As Phaeophyceae são designadas algas castanhas, caracterizadas pela presença de clorofila a e c, beta-caroteno, xantofilas e fucoxantina; as Chlorophyta são designadas algas verdes, caracterizadas pela presença de clorofila a e b em seus cloroplastos; enquanto que as Rhodophyta são vermelhas, exclusivamente multicelulares e marinhas, caracterizadas pela presença de ficobiliproteínas e clorofila a e d (Vidotti *et al.*, 2014; Sahoo e Seckbach, 2015; Pereira, 2021). Da divisão Rhodophyta fazem parte *Kappaphycus sp.* e *Eucheuma sp.*, espécies de grupo Eucheumoides conhecidas por serem fontes principais de carragenana, hidrocolóide utilizado como agente espessante e estabilizante em alimentos, fármacos, biomédicos, nutracêuticos, cosméticos e agrícolas (Areces, 1995; Pereira, 2018).

Em Moçambique, foi reportada por alguns estudos, a ocorrência de várias espécies de macroalgas marinhas, 205 na Ilha de Inhaca, 101 em Nampula e 53 no Arquipélago das Quirimbas, dividindo-se entre Phaeophyta, Chlorophyta e Rhodophyta (Msuya *et al.*, 2022).

As macroalgas *Kappaphycus spp.* e *Eucheuma spp.* são carragenófitas comercialmente mais importantes ocupando o primeiro lugar na produção em termos de volume de matéria-prima produzida (Reddy *et al.*, 2017) e actualmente cultivadas em várias regiões do mundo para suprir a demanda do mercado (Robledo *et al.*, 2014). Mundialmente, o cultivo das mesmas é encarado como empreendimento de sucesso e de sustentabilidade da comunidade costeira de baixa renda. Em 2014 a 2018, a produção mundial de carragenófitas foi muito elevada que as outras macroalgas vermelhas, chegando a 77% de produção total de macroalgas vermelhas cultivadas (cerca 11 milhões de toneladas de peso fresco) (FAO, 2016). Contudo, ao decorrer do tempo a produção baixou em algumas regiões devido ao branqueamento sendo principal problema que afecta a produção e fraco fornecimento de mudas de estoques genéticas, considerados de maior potencial de cultivo (Valderrama *et al.*, 2013; Reddy *et al.*, 2017).

A maricultura de *Kappaphycus sp.* e *Eucheuma sp.*, é feita em sistema extensivo sob várias técnicas, sem adição de nutrientes e tratamentos com produtos químicos, embora, o seu desempenho dependa dos factores como a luz, nutrientes, hidrodinamismo e inter-relações bióticas (Hendri, *et al.*, 2020). Contudo, alguns artigos, como o caso de Brzeska-Roszczyk *et al.*, (2017), apresentam sistemas (linha-longa, gaiolas flutuantes, balsas flutuantes, estacas) e técnicas (redes tubulares, linha longa/*tie-tie*) realizados a nível mundial, considerando os ambientes de cultivo para o melhor desempenho das macroalgas.

Normalmente, para avaliação do desempenho das macroalgas, tem se utilizado a taxa de crescimento e a produtividade sendo que, para cada espécie vem como resposta aos factores ambientais (Bulboa & Paula, 2005). Este estudo tem como foco avaliar o desempenho de duas espécies de macroalgas vermelhas, *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum*, cultivadas em dois habitats diferentes, no substrato arenoso com ervas marinhas e outro substrato arenoso sem ervas marinhas, tendo como local de estudo a Ilha de Inhaca.

1.1. Problematização e Justificativa do estudo

Moçambique possui um elevado potencial para o cultivo das eucheumoides (Msuya *et al.*, 2014), sendo notória a sua implementação na zona norte do país embora em pequena escala, daí que há necessidade de fazer um estudo e avaliação do cultivo também na zona sul do país. Contudo, a Ilha de Inhaca é um local de foco, porém possui substratos bastante diversificados no seu ambiente marinho, que variam entre áreas com e sem ervas marinhas. Essa diversidade de substratos pode influenciar directamente o desenvolvimento das macroalgas, uma vez que as condições de crescimento ideais podem variar consideravelmente entre esses ambientes. Portanto, torna-se essencial determinar qual substrato que reúna as melhores condições ambientais adequadas para o sucesso do cultivo de eucheumoides, levando em consideração factores como estabilidade, disponibilidade de nutrientes, e a interacção com outras espécies marinhas, como as ervas. A escolha de um substrato adequado é crucial para otimizar o crescimento da macroalga, maximizar sua produção e garantir a viabilidade do cultivo na região sul do país.

O cultivo de macroalga geralmente é feito em áreas infralitorais, de modo a facilitar a circulação da água através do sistema de cultivo para melhor obtenção de nutrientes (Cullen-Unsworth & Unsworth, 2016). A circulação e a acção das ondas devem ser moderadas para promover a estabilidade da temperatura e salinidade, de modo a evitar quebras nos talos das macroalgas e perdas das mesmas (Fourqurean *et al.*, 2012). Desta forma, o Syamsuddin (2022) dá a entender nas suas pesquisas que, o substrato arenoso com ervas marinhas é ideal para o cultivo de macroalgas, pois, protegem a área, das circulações (correntes e ondas) demasiadas e, que podem ser cultivadas sem nenhum impacto negativo no crescimento das ervas marinhas e sem precisar limpar o substrato. Ainda diz que, entre as ervas marinhas e macroalgas não há competição quanto aos nutrientes, pois as ervas absorvem os nutrientes maioritariamente do sedimento através das raízes, e as macroalgas absorvem somente os nutrientes solúveis em água. Contrariamente, para Msuya & Salum (2011), o substrato ideal deve ser arenoso sem vegetação de ervas marinhas. Adicionalmente, o Mtolera *et al.* (1995), diz que cultivar as macroalgas no tapete de ervas, prejudica o seu crescimento. Principalmente porque a fotossíntese das ervas aumenta o pH da água do mar circundante reduzindo a concentração do dióxido de carbono para quase zero, e como causa o défice de

carbono em macroalgas. León-Alvarez *et al.* (2016) e Alexandre *et al.* (2017), também reportam que as ervas marinhas podem ser mais competitivas no espaço e na absorção de nutrientes em relação as macroalgas marinhas, fazendo com que as macroalgas fiquem afectadas no seu desempenho caso sejam cultivadas no mesmo ambiente.

Alguns estudos foram realizados sobre efeitos das ervas marinhas no crescimento das macroalgas marinhas (Mtolera, 2003; Msuya & Salum, 2011). No entanto, poucos focam na comparação do desempenho de macroalgas marinhas cultivadas num substrato com ervas marinhas e noutro substrato sem ervas marinhas, tendo em conta a influencia do ambiente do cultivo na sua composição nutricional. A nível de Moçambique, este é um estudo pioneiro que investiga o desempenho das macroalgas considerando a influência dos factores ambientais, o efeito do ambiente de cultivo na composição nutricional das mesmas.

Deste modo, surge a seguinte questão de pesquisa: Qual é o substrato ideal para o melhor desempenho no cultivo das macroalgas marinhas *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum*?

1.2. Hipóteses

A Potencialidade do cultivo de macroalgas tem-se mostrado crescente em diversos países, tendo em conta as condições da área de implementação. Deste modo, existe a necessidade da determinação do melhor um substrato, que reúna condições ambientais adequadas para o sucesso no cultivo.

Hipótese nula: O crescimento das macroalgas marinhas, *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum*, não é afectado pelo tipo de substrato.

Hipótese alternativa: O crescimento das macroalgas marinhas, *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum*, é afectado pelo tipo de substrato.

1.3. Objectivos

1.3.1. Geral:

- Avaliar o desempenho das carragenófitas *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum* cultivadas em dois tipos de substrato (com e sem ervas marinhas), durante as épocas quente e fria, na Ilha de Inhaca.

1.3.2. Específicos:

- Comparar o crescimento das macroalgas marinhas cultivadas em dois habitats diferentes;
- Monitorar os factores abióticos durante o cultivo das macroalgas marinhas;
- Verificar a diversidade do fitoplâncton durante o cultivo das macroalgas marinhas;
- Analisar a composição nutricional e minerais das macroalgas marinhas cultivadas em dois habitats.

CAPÍTULO II

2. REVISÃO LITERÁRIA

2.1. Macroalgas Marinhas

As macroalgas são organismos fotossintetizantes que actuam como base da cadeia alimentar desempenhando um papel importante na estrutura, funcionamento e equilíbrio ecológico do ambiente marinho (Santana, 2017; Pereira *et al.*, 2020). A maior parte do oxigénio disponível na atmosfera vem dos oceanos a partir das algas marinhas em geral, estas, produzem mais oxigénio do que consomem. Em qualquer ambiente marinho que se encontrem actuam como alimento, substrato e abrigo para os animais (Lima *et al.*, 2014).

Mundialmente, existem milhares de espécies diferentes de macroalgas marinhas, estimando-se cerca de 11.017 (Guiry & Guiry, 2019). Os principais grupos subdividem-se em algas verdes (Chlorophyta), geralmente encontradas em águas rasas, castanhas (Phaeophyceae), predominantes em águas temperadas e frias, e vermelhas (Rhodophyta), comuns em águas mais profundas (Ross *et al.*, 2008; Brzeska-Roszczyk *et al.*, 2017).

As macroalgas marinhas podem ser encontradas em diversos ambientes marinhos, como recifes de coral, rochas, tapetes de ervas marinhas e zonas de mar aberto. Sua distribuição geográfica pode variar de acordo com factores ambientais como temperatura da água, disponibilidade de nutrientes, luz solar, salinidade, substrato (Fourqurean *et al.*, 2012; Cullen-Unsworth & Unsworth, 2016). Porém, com o aumento da população e redução de recursos marinhos, tem-se procurado meios de resposta para reduzir a pressão aos recursos. No entanto, o cultivo das macroalgas traz grande valia económica, social e ambiental para a comunidade inserida, devido as suas aplicações na indústria, nas áreas alimentícias, farmacêuticas e cosméticas (Pereira, 2018).

2.1.1. Macroalgas vermelhas

As macroalgas vermelhas são encontradas em ambientes marinhos em todo o mundo, sendo o maior grupo de algas marinhas, com cerca de 6.000 espécies diferentes (Pereira, 2021; Carpena *et al.*, 2023). São chamadas de vermelhas pela presença de pigmentos vermelhos, como a ficobiliproteína ficoeritrina, que cobrem a coloração verde das clorofilas presentes nas células. Possuem uma ampla variedade de formas e tamanhos, podendo ser encontradas em diferentes habitats marinhos, como recifes de coral, rochas, mar aberto (Trono, 1993).

Estas, desempenham um papel importante nos ecossistemas marinhos, fornecendo alimento e habitat para diversos organismos marinhos, contribuindo para a produção de oxigénio e para a fixação de carbono, e ajudando a manter a biodiversidade e a saúde dos ecossistemas costeiros e oceânicos (Chung *et al.*, 2011; Cotas *et al.*, 2023).

Algumas espécies de macroalgas vermelhas têm grande valor económico devido ao uso na alimentação humana, na indústria de cosméticos e por possuir compostos bioactivos com propriedades medicinais e antioxidantes, o que tem despertado interesse na pesquisa de novas aplicações das algas na medicina e na indústria farmacêutica (Pickering *et al.*, 2007; Bixler & Porse, 2011).

a. Eucheumoides

As Eucheumoides são um grupo de macroalgas marinhas vermelhas que incluem géneros como *Eucheuma*, *Kappaphycus* (Ask & Azanza, 2002). Eucheumoides ou carragenófitas são valorizadas e amplamente cultivadas pela sua capacidade de produzir carragenana de alta qualidade, sendo um polissacarídeo amplamente utilizado na indústria de alimentos, cosméticos e farmacêutica (Rincones, 2006; FAO, 2020; Santos, 2014).

O cultivo das Eucheumoides desempenha um papel significativo na economia de muitas comunidades costeiras, proporcionando uma fonte de renda e emprego (Valderrama *et al.*, 2015). Além disso, essas macroalgas desempenham um papel importante na sustentabilidade ambiental, pois seu cultivo pode contribuir para a melhoria da qualidade da água e fornecer habitats para a vida marinha (Brzeska-Roszczyk *et al.*, 2017).

i. *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum*

Kappaphycus alvarezii e *Eucheuma denticulatum* são organismos multicelulares que desempenham importantes papéis ecológicos nos ecossistemas marinhos. Apresentam uma morfologia semelhante a um ramo ou foliose, com estruturas chamadas talos, que são partes fotossintéticas das macroalgas responsáveis pela absorção de nutrientes (Trono, 1993). A sua reprodução pode ser assexuada pela fragmentação, onde um pedaço quebrado pode se transformar em um novo indivíduo, e sexuada, produzindo estruturas reprodutivas especializadas que contêm gâmetas que se combinam para formar novos indivíduos (Ask & Azanza, 2002).



Figura 1: Carragenófitas. **a-** *Kappaphycus alvarezii*; **b-** *Eucheuma denticulatum*: (**Fonte:** autora). *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum* são espécies nativas do Sudeste Asiático, especificamente das regiões tropicais e subtropicais dos Oceanos Pacífico e Índico. Contudo, podem ser encontradas nas Filipinas, Indonésia e Malásia, regiões que oferecem águas quentes e ricas em nutrientes, ideais para o cultivo e crescimento saudável dessas espécies (Ask *et al.*, 2001; Brzeska-Roszczyk *et al.*, 2017).

As duas espécies, eram historicamente denominadas como **cottonii** (Weber-van Bosse, 1913) e **spinosum** (Agardh, 1847). Porém com avanços e melhoramentos científicos para harmonização da taxonomia, nomenclatura e legalidade, foram renomeadas *Eucheuma cottonii* weber-van Bosse, como *Kappaphycus alvarezii* (Doty) Doty nov. comb, e *Eucheuma spinosum* (Linnaeus) J. Agardh, como *Eucheuma denticulatum* (N.L.Burman) Collins e Hervey (McHugh, 2003, Campbell & Hotchkiss 2017, Guiry & Guiry, 2019).

Kappaphycus alvarezii apresenta variação morfológica, podendo ser alto e pouco ramificado ou ter talos densamente ramificados e cobertos por ramos espinhosos grossos. Sua medula, em seção transversal, é composta por grandes células arredondadas intercaladas com células pequenas de paredes espessas. Considerada de rápido crescimento, é encontrada em recifes com substrato arenoso-coralino ou rochoso, onde o movimento da água é lento a moderado. Tem alto potencial económico, sendo fonte de *kappa* carragenana e rica em minerais como cálcio, potássio, magnésio, sódio, cobre, ferro e manganês, além de auxiliar no controle de poluição por metais pesados. (Gavino & Trono, 1992; Guiry & Morrison, 2015).

Eucheuma denticulatum é uma alga com talo composto por ramos teretes que afinam para pontas agudas e são cobertos por ramos espinhosos dispostos em verticilos, formando nós e entrenós. Sua seção transversal revela células rizoidais de paredes espessas. Embora não seja tão amplamente distribuída quanto outras espécies como *K. alvarezii* e *K. cottonii*, pode ser dominante em algumas comunidades de algas. Cresce bem em substratos arenosos, coralinos ou rochosos, com correntes moderadas a fortes. Tem potencial económico como fonte de *iota* carragenana e no controle de poluição por metais pesados, como Chumbo e Cádmio. (Gavino & Trono, 1992; Guiry & Morrison, 2015).

O cultivo comercial de *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum* teve início nas Filipinas na década de 1960 (Doty, 1978). Inicialmente, as macroalgas eram colectadas da natureza, mas posteriormente os métodos de cultivo foram aprimorados, o que levou ao estabelecimento de áreas de cultivo em zona costeiras propícias ao seu desenvolvimento. Desde então, o cultivo se expandiu para outras regiões tropicais ao redor do mundo, impulsionando a produção global de carragenana (Bindu & Levine, 2011).

O cultivo dessas espécies é feito principalmente para a extracção de carragenana, um hidrocolóide versátil usado em diversas indústrias (Doty, 1973). Contudo são apresentados alguns pontos-chave sobre a sua importância comercial.

Produção de carragenana: *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum* são ricas fontes de carragenana, um polissacarídeo formador de gel amplamente utilizado na indústria alimentícia como agente espessante, estabilizante e gelificante, por isso a utilização máxima pelos produtores de carragenana (Ask & Azanza, 2002). *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum* têm sido colhidas em grandes quantidades na Indonésia e nas Filipinas. Porém, em Filipinas o cultivo é efectuado em grande escala, e na África, Tanzânia é o maior produtor, isto tem contribuído muito para aumentar e estabilizar o fornecimento destes importantes carragenófitas (Doty, 1973; Msuya *et al.*, 2014).

Cosméticos e produtos farmacêuticos: A Carragenana derivada de *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum*, pelas suas propriedades gelificantes e emulsificantes tem sido utilizado para formulação de alguns cosméticos e fármacos como pastas dentífcas, loção e medicamentos Valderrama *et al.*, 2015; Ganesan *et al.*, 2018).

Crescimento na aquacultura: O cultivo dessas espécies de macroalgas tornou-se um aspecto importante da aquacultura em regiões tropicais. O rápido crescimento e o teor de carragenana, tornaram-nas culturas desejáveis para cultivo comercial (Hehre & Meeuwig, 2016). Em 2018, a produção mundial de *Eucheuma denticulatum* alcançou 174,9 mil toneladas de peso vivo, enquanto a de *Kappaphycus alvarezii* foi mais elevada, chegando a 1597,3 mil toneladas de peso vivo (FAO, 2020). De acordo com a FAO (2022), os dados globais sobre a produção de carragenófitas, mostram uma produção ainda estável em 2020, com *Eucheuma denticulatum* alcançando 154,1 mil toneladas e *Kappaphycus alvarezii* atingindo 1604,1 mil toneladas de peso vivo.

Impacto económico: A produção comercial de carragenana a partir de *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum* contribui significativamente para as economias dos países envolvidos no cultivo de macroalgas marinhas (Lim *et al.*, 2017). Oferece oportunidade de emprego e uma fonte de rendimento para as comunidades costeiras que dependem do cultivo de macroalgas (Hayashi, *et al.*, 2017; Akhtar *et al.*, 2022).

Demanda Global: Com a crescente demanda dos consumidores por ingredientes naturais e sustentáveis em diversas indústrias, espera-se que a importância comercial de *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum* aumente cada vez mais (Msuya, 2011; Nunes *et al.*, 2024). Essas macroalgas desempenham um papel crucial em resposta a demanda do mercado por produtos à base de carragenana (Msuya *et al.*, 2013). *Kappaphycus* produzir o gel de carragenana mais grosso o que o torna preferido no mercado para diversas aplicações e mais lucrativo enquanto, a *Eucheuma* pela sua baixa produção de gel de carragenana é menos lucrativo no mercado. Um exemplo claro é observado na Tanzânia, onde o preço de *Kappaphycus* (US\$ 0,51 kg⁻¹ de macroalgas secas) é o dobro de *Eucheuma* (US\$ 0,25 kg⁻¹), embora *Kappaphycus* não consiga crescer em vários países de ocidental devido a muitos problemas incluindo o branqueamento (Msuya *et al.*, 2014).

b. Potencialidade do cultivo das eucheumoides em África

Em comparação com a China e o resto da Ásia, África fica atrás na produção e utilização de macroalgas em geral. No entanto, no caso específico das eucheumoides *Kappaphycus spp.* e *Eucheuma spp.* o continente se destaca como o terceiro maior produtor mundial, com uma produção anual de cerca de 120.000 toneladas de peso fresco anualmente, tendo em conta os

países de Tanzânia, Madagáscar e Quênia (FAO, 2020; Msuya *et al.*, 2022). Contudo, actualmente a produção é executada maioritariamente em Tanzânia com 102.960 toneladas, segue Madagáscar com 53.370 toneladas e África do Sul com 16.870 toneladas de peso fresco por ano (FAO, 2020).

Moçambique possui grande diversidade de macroalgas marinhas, porém, existem poucos estudos que desenrolam sobre elas (Carvalho & Bandeira, 2003; Msuya *et al.*, 2022). Contudo, existem alguns estudos registados como de Critchley *et al.* (1997), que reportaram maior diversidade no sul do país, Ilha de Inhaca com 205 espécies correspondendo 64 Chlorophyta, 23 Phaeophyceae e 118 Rhodophyta. Carvalho e Bandeira (2003), reportaram 101 espécies correspondendo 38 Chlorophyta, 25 Phaeophyceae e 38 Rhodophyta no Arquipélago, e em Nampula, também no norte de Moçambique, Massingue & Bandeira (2005), encontraram 53 espécies correspondendo a 24 Chlorophyta, 18 Phaeophyceae e 12 Rhodophyta.

Moçambique, assim como Madagáscar, Quênia e África do Sul, começou a desenvolver suas indústrias de produção de macroalgas marinhas ao longo da década de 1990 (Wakibia *et al.*, 2006, Msuya *et al.*, 2014). Contudo, a *Eucheuma denticulatum* e *Kappaphycus alvarezii* foram introduzidas na zona norte do país, inicialmente em Cabo Delgado, na aldeia de Murrebue, em 1998 (Bryceson & Massinga, 2002), e em Pemba em 2002, onde teve início a produção comercial. A introdução dessas espécies também ocorreu em Nampula em 2006 (Msuya *et al.*, 2014). Essas atividades contaram com a assistência da FMC Health and Nutrition (Bryceson & Massinga, 2002). As sementes para o cultivo local eram importadas de Zanzibar em Tanzânia (Msuya *et al.*, 2022). Em dois mil e vinte três, a produção era de até 5.230 toneladas de peso fresco avaliada em 105 mil dólares, com a colaboração de cerca de 2.000 pessoas envolvidas na produção, das quais 80% eram mulheres, ganhando mais de 60 dólares por mês. As macroalgas eram exportadas para Ásia e Europa, contudo, a produção reduziu significativamente e o pessoal envolvido acabou reduzindo drasticamente para 143 em 2009, o que acabou colapsando a indústria em 2010 por falta de mercados. Em Cabo Delgado, as macroalgas marinhas eram vendidas por preços demasiado baixos e não era lucrativo, enquanto em Nampula o negócio fracassou porque o comprador teve problemas legais e não podia continuar a comprar (Msuya *et al.*, 2014). Contudo, são aplicados

actualmente esforços para garantir a retoma da estabilidade na produção industrial (Ribeiro, 2007; Msuya *et al.*, 2014; Msuya *et al.*, 2022).

Em Moçambique, as macroalgas marinhas são cultivadas em zonas de águas pouco profundas e apenas o sistema de estacas foi reportado que é utilizado até hoje (Msuya *et al.*, 2022). Em 2011, foram identificados 10.591 hectares com potencial para o cultivo de macroalgas. No Distrito de Palma em Cabo Delgado, foi realizado estudo de viabilidade técnica e de mercado, onde foram identificadas algumas aldeias como Salama, Nsemo, Kibunju, a sul de Nfunzi, Maganja Velha e Mbawala, para o cultivo de *Eucheuma denticulatum* e *Kappaphycus alvarezii* (Msuya *et al.*, 2022).

2.2. Métodos de cultivo

Existem vários sistemas (estacas, linha-longa, balsa flutuante, gaiola de rede flutuante, tanques) e técnicas (redes tubulares e *tie-tie*) seleccionados de acordo com as condições de cada zona de cultivo, do tipo do fundo, das correntes, do nível de maré (León, 2016; Santos & Hayashi, 2022), e também de acordo com a relação custo e eficácia (Titlyanov & Titlyanov, 2010). Os métodos tradicionais de cultivo utilizados são simples e artesanais, estabelecidos com base nas características próprias do ambiente e sua população: os cultivos são realizados em águas rasas e calmas, onde aquacultores têm fácil acesso aos locais de cultivos (Santos, 2014).

2.2.1. Sistemas de cultivo

a. Sistema de estacas/ off-bottom

O sistema de estacas é muito utilizado mundialmente para o cultivo de macroalgas, principalmente pelas suas vantagens de facilidade de execução, monitoramento, controle e pelo seu baixo custo, principalmente pelo facto de a execução ser em regiões protegidas, rasas, e a facilidade de chegar ao cultivo a pé (Santos & Hayashi, 2022). Para a sua estruturação, é seleccionado um determinado substrato/ fundo, em uma região onde o nível de água na maré mais baixa pode ser de 0.3m ou numa região onde as macroalgas ficam submersas a alguns metros de profundidade durante a maré alta e expostas ao ar durante a maré (Ask & Azanza, 2002; Radulovich *et al.*, 2015). São fixadas duas estacas de madeira paralelamente, e amarradas entre elas, uma corda contendo macroalgas (Trono, 1993). Este sistema é utilizado especialmente para espécies de pequenas dimensões ou mesmo para

espécies colhidas com frequência, como *Gracilaria*, *Eucheuma* e *Kappaphycus* (Radulovich *et al.*, 2015).

b. Sistema de linha-longa/long-line

O sistema de long-line é utilizado principalmente em altas profundidades, onde é estruturado com base nas cordas grossas de polipropileno amarradas a duas poitas e mantido em suspensão através de bóias. O comprimento do cabo principal entre a última bóia e a poita geralmente tem sido duas ou três maior que a profundidade local (Peteiro *et al.*, 2006). É bastante utilizado no cultivo de *Saccharina japonica* (Radulovich *et al.*, 2015).

c. Sistema de balsa flutuante/floating raft

O método de balsas flutuantes utiliza estruturas flutuantes que geralmente são feitas de materiais como bambu, cordas e bóias, e são ancoradas em regiões de maior profundidade, onde o acesso aos cultivos é feito com embarcações (Santos & Hayashi, 2022). Nesse método, as mudas das macroalgas são fixas em linhas suspensas nas balsas, onde ficam ligeiramente submersas (Trono, 1993). A posição das balsas é estrategicamente escolhida para garantir a exposição adequada à luz solar, essencial para o processo de fotossíntese (Peteiro & Freire, 2011; Radulovich *et al.*, 2015).

d. Sistema de gaiola de rede flutuante/floating net cage

A tecnologia de gaiola de rede flutuante funciona como um sistema de cultivo de macroalgas marinhas. Este sistema de cultivo pode proteger as macroalgas marinhas de pragas e reduzir o impacto negativo da doença de branqueamento (Kasim *et al.*, 2016; Kasim & Mustafa, 2017). Foram desenvolvidas diversos tamanhos e formas como técnicas que podem ser usadas para o cultivo das macroalgas. Os materiais básicos das gaiolas de redes flutuantes incluem tubos de PVC, redes equipadas com balsa como marcadores e pesos presos ao sistema para facilitar a colocação da mesma na área desejada (Rauf *et al.*, 2021). O sistema é projectado em forma de caixa rectangular com dimensões diversas. A superfície da balsa é deixada aberta, enquanto o fundo e todos os lados são cobertos usando uma rede de multifilamento com um tamanho de malha de 1 cm (Kasim *et al.*, 2017). Nesse sistema, as macroalgas marinhas são espalhadas directamente na gaiola de rede flutuante sem amarrar.

Na colheita, a gaiola de rede flutuante pode ser directamente puxada para a costa para que o processo seja de forma mais facilitada (Kasim *et al.*, 2020).

e. Sistema intensivo de tanques

O cultivo de macroalgas em tanques tem sido uma estratégia para o melhor controle das condições ambientais, pois os parâmetros ambientais são importantes principalmente para as espécies mais delicadas para o mercado fresco. Porém, este tipo de cultivo seja mais custoso, requer infra-estruturas terrestres e mão de obra mais qualificada (FAO, 2009).

As mudas das macroalgas para o cultivo podem ser amarradas ou colocadas no tanque de forma livre (Radulovich *et al.*, 2015). Empregando-se a Aquacultura Multi-Trófica Integrada Marinha, pode influenciar significativamente a biofiltração dos efluentes dos tanques das pisciculturas, de forma a remover o excesso de nutrientes da água (Chopin, 2011).

2.2.2. Técnicas de cultivo

a. Técnica de *tie-tie*

A designação *tie-tie* emprega-se a técnica de amarração ou fixação das mudas das macroalgas as cordas principais de cultivo, com uma determinada fita. Esta técnica é praticada por comunidades litorâneas de renda muito baixa, onde encara-se a mão de obra do cultivo de macroalgas como meio principal de renda (Góes & Reis, 2011). Habitualmente, é empregada ao sistema de estacas, pois é executado em ambientes tranquilos que raramente ocorre perda de biomassa de macroalgas pela força da maré, mas há necessidade de tomar atenção na fixação, tendo em consideração o espaçamento de 30 cm (Ask & Azanza, 2002; Santos & Hayashi, 2022).

b. Técnica de redes tubulares

As redes tubulares são estruturas criadas com objectivo de melhorar o tempo de colocação das macroalgas nas estruturas de cultivo. As redes utilizadas são as mesmas para o ensacamento de mexilhões, com malha de 35mm entre os nós. Esta técnica apresenta facilidade plantio comparativamente a técnica de *tie-tie* utilizada por maiores produtores a nível mundial pela sua rentabilidade (Góes & Reis, 2011; Santos & Hayashi, 2022).

2.3. Substrato para o cultivo

A maioria das espécies de macroalgas necessita de um substrato para obter um desenvolvimento normal e concluir seu ciclo de vida (León-Alvarez *et al.*, 2016). Como não possuem sistema radicular como as plantas terrestres, elas não retiram do substrato os elementos nutritivos, mas retiram os nutrientes directamente do meio aquático que as circundam (Fourqurean *et al.*, 2012). A natureza química do substrato não interfere no sucesso de seu desenvolvimento. No entanto, a textura do substrato, ou seja, se é duro, rugoso ou liso, são algumas características que influenciam na fixação das espécies. Cada espécie possui requisitos específicos em relação ao substrato: rocha sólida, fosseis coral, cascalho, areia ou lama (Cullen-Unsworth & Unsworth, 2016), e substratos artificiais frequentemente considerados como técnicas de cultivo (boias de plástico, redes tubulares, cordas) (Brzeska-Roszczyk *et al.*, 2017).

Elas podem se fixar também a outros substratos, como conchas, casco de embarcações, raízes de mangal ou viver livremente na superfície do mar, longe da costa, devido a presença de vesículas de ar presentes em seus talos (Góes & Reis, 2011).

2.3.1. Cultivo em substrato com ervas marinhas

Ecossistemas de ervas marinhas são vegetações formados por uma ou mais espécies com alta ou baixa densidade, adaptando-se totalmente em águas de alta salinidade, que cobrem zonas costeiras marinhas rasas (Fourqurean, *et al.*, 2022). Afirma o Syamsuddin, (2022), que as características físicas do ecossistema de ervas marinhas mostram-se ideais para o cultivo de macroalgas marinhas. O mesmo autor explica que as ervas absorvem nutrientes da coluna água, folhas e sedimentos através das raízes, sendo que os sedimentos acumulam muita matéria orgânica, o que torna bom habitat para bactérias em decomposição, pois, através desse processo há liberação do carbono, nitrogénio, fósforo e outros minerais, permitido assim altas taxas de crescimento das macroalgas marinhas.

Os solos de ervas marinhas geralmente são arenosos, lodosos, ricos em nutrientes e com boa circulação da água, e esses ecossistemas, fornecem habitats para uma ampla variedade de espécies faunísticas e florais que dependem do ambiente para sobreviver (Sogard *et al.*, 1987; Eckrich & Holmquist, 2000). Entre as espécies faunísticas, é comum encontrar

pequenos peixes, moluscos, crustáceos (como caranguejos e camarões), ouriços-do-mar, estrelas-do-mar e muitos outros organismos marinhos que se alimentam, se reproduzem ou se abrigam nas áreas de ervas marinhas. Quanto às espécies florais, além das próprias ervas marinhas, é possível observar macroalgas que aderem aos mesmos substratos (Eckrich & Holmquist, 2000; Tweedley *et al.*, 2008).

2.3.2. Cultivo em substrato sem ervas marinhas

Para o cultivo de macroalgas deve se tomar em consideração as necessidades específicas de cada espécie em relação ao solo, como a composição química, a textura e a capacidade de retenção de água. O cultivo de macroalgas em substrato sem ervas marinhas, envolve áreas de fundo marinho onde não há presença de ervas marinhas, o que facilita o desenvolvimento das algas devido à falta de competição por espaço e nutrientes. A ausência de ervas marinhas permite uma maior disponibilidade de recursos para as algas, além de reduzir o risco de interferência fotossintética (Msuya & Salum, 2011; León-Alvarez *et al.*, 2016; Alexandre *et al.*, 2017).

2.4. Herbivoria e branqueamento durante o cultivo das macroalgas marinhas

As macroalgas são majoritariamente consumidas por vários organismos como peixes, ouriço-do-mar, caranguejos, tartarugas, e para minimizar os danos gerados pelo consumo, apresentam diversos mecanismos de defesas de tolerância à herbivoria, como morfológicas e químicas (Smale *et al.*, 2016; Rasher & Hay, 2014). Esta tolerância à herbivoria pode ser alcançada através da regeneração e produção rápida de novos tecidos, sendo considerada menos custosa para as macroalgas em comparação aos demais mecanismos (Marinho-Soriano, 2013; Smale *et al.*, 2016). Por outro lado, as macroalgas podem aumentar sua taxa de crescimento em períodos do ano quando os herbívoros estão em baixas densidades ou quando estão menos ativos metabolicamente, podem evitar os predadores quando crescem ou são cultivadas em locais onde não são encontradas com facilidade (Rasher & Hay, 2014). O branqueamento das macroalgas é tido por aquacultores filipinos como ‘ice-ice’, um termo em inglês, para descrever o tecido esbranquiçado senescente que causa a quebra de talos saudáveis. O branqueamento foi identificado como um grande problema para estas culturas

(Doty & Alvarez, 1975; Uyenco *et al.*, 1981). O estresse foi identificado como o principal factor que promove o branqueamento (Doty, 1978), e a sua ocorrência em eucheumoides comerciais é sazonal e possivelmente se correlacione com mudanças nos padrões dos ventos das monções (Doty & Alvarez, 1975).

O Syamsuddin (2022), observou que a principal causa da doença branqueamento é a condição de factores abióticos extremos que excedem o limite de tolerância das algas marinhas, como exposição a intensidade luminosa muito alta, baixa salinidade da água e deficiências nutricionais que tornam as macroalgas marinhas susceptíveis a infecções bacterianas, incluindo pseudomonas, vírus e fungos. O sintoma inicial desse patógeno é na forma de manchas brancas no talo, depois muda de cor para pálido, a textura é facilmente esmagada, apodrece e finalmente o talo cai (Syamsuddin, 2022). Largo *et al.* (1995a) e Solis *et al.* (2010), mostram que certas bactérias induzem o branqueamento, principalmente em propágulos sob estresse de temperatura de 33-35°C e luz e a salinidade igual ou a baixo de 20 ppt, e alguns fungos marinhos como *Aspergillus ochraceus*, *A. terreus* e *Phoma sp.*, produzem enzimas que degradam algas ou carragenases e celulase, e preferindo a carragenana como fonte de carbono, apoiando o seu potencial como agentes causadores (Largo *et al.* 1995b).

2.5. Macrofauna associada ao cultivo das macroalgas

A macrofauna é um grupo de animais com tamanho visível ao olho nu e que desempenham papéis importantes nos ecossistemas (Ray & Grassle, 1991). Tem sido realizado vários estudos ambientais com enfoque a macrofauna, para entender a saúde e a dinâmica dos ambientes naturais, como solos, habitats marinhos e zonas costeiras (Snelgrove, 1998).

Alguns organismos macrofaunísticos, como pequenos crustáceos, alimentam-se de fitoplâncton e zooplâncton, contribuindo para o controle dessas populações e mantendo o equilíbrio ecológico. Os moluscos e anelídeos ajudam na decomposição da matéria orgânica, promovendo a reciclagem de nutrientes e mantendo a saúde em zonas de cultivo das macroalgas (Snelgrove, 1998; Ólafsson, 2003).

2.5.1. Tipos de macrofauna associada

A macrofauna associada ao cultivo de macroalgas pode incluir uma variedade de grupos taxonómicos como os crustáceos (camarão, caranguejos), moluscos (mexilhão), anelídeos (minhocas marinhas e sanguessugas) e equinodermes (estrelas-do-mar e ouriços-do-mar), contudo, cada um com funções ecológicas específicas (Ray & Grassle, 1991; Ólafsson, 2003).

2.5.2. Impactos positivos da macrofauna no cultivo de macroalgas

a. Promoção da saúde do ecossistema

Os anelídeos promovem a decomposição da matéria orgânica como as macroalgas mortas e detritos, facilitando a reciclagem de nutrientes e mantendo a saúde geral do ecossistema de cultivo. Os pequenos camarões e caranguejos, alimentam-se de fitoplâncton e zooplâncton, ajudando a controlar suas populações e evitando o bloom das microalgas que podem ser prejudiciais às macroalgas (Corrigan *et al.*, 2022).

b. Criação de microhabitats

Organismos como moluscos e crustáceos podem criar microhabitats dentro do cultivo de macroalgas, aumentando a complexidade estrutural e promovendo a biodiversidade local. Esses microhabitats podem oferecer abrigo e alimento para outras espécies marinhas (Smale *et al.*, 2013; Corrigan *et al.*, 2022).

c. Aumento da biodiversidade

A presença de macrofauna pode aumentar a diversidade biológica dentro do sistema de cultivo, o que pode resultar em ecossistemas mais saudáveis (Newell, 1988).

2.5.3. Impactos negativos da macrofauna no cultivo de macroalgas

a. Danos directos às macroalgas

Herbivoria: Alguns organismos como peixes, ouriço-do-mar podem se alimentar das macroalgas, causando danos directos. Isso pode reduzir a biomassa e a produtividade das macroalgas e, em casos extremos, pode levar a perdas significativas das mesmas (Gama *et al.*, 2008; Balducci *et al.*, 2001).

Afixação e Competição: Organismos como anêmonas podem se fixar nas macroalgas ou competir por espaço, alterando a estrutura das macroalgas e prejudicando o crescimento e a eficiência do cultivo (Gama *et al.*, 2008).

b. Alterações no ambiente do cultivo

Modificação do Substrato: A actividade de escavação e movimentação por parte de organismos como caranguejos e anelídeos pode alterar o substrato ao redor das macroalgas, potencialmente afectando a fixação e o crescimento das macroalgas (Snelgrove, 1998).

Mudanças na qualidade da água: A presença de grandes populações de macrofauna pode afectar a qualidade da água ao alterar os níveis de nutrientes e a turbidez, o que pode impactar a saúde das macroalgas (Sfriso & Marcomini, 1996).

2.6. Factores bióticos e abióticos que afectam o cultivo de macroalgas marinhas

O crescimento de macroalgas é influenciado por uma série de factores bióticos e abióticos, incluindo, luz solar, fitoplâncton, temperatura, salinidade, nutrientes. Contudo, é de extrema importância considerar esses factores ao planejar e manter um cultivo de macroalgas saudável, pois, essas interacções podem ajudar a otimizar as condições de cultivo e promover um crescimento adequado das macroalgas (Sudatti *et al.*, 2011; Lalegerie, *et al.*, 2019).

A **luz solar** é uma fonte primária de energia para as macroalgas, pois utilizam a luz para realizar a fotossíntese, convertendo-a em energia química que sustenta seu crescimento e desenvolvimento. A intensidade, a duração e a qualidade da luz são cruciais. As macroalgas têm adaptações específicas para diferentes condições de luz, portanto, algumas espécies desenvolvem-se em áreas mais rasas e mais iluminadas, enquanto outras podem crescer em áreas mais profundas com pouca luz (Häder & Figueroa, 1997).

Oxigénio é importante para o processo da fotossíntese, daí que a sua disponibilidade na água afecta directamente o crescimento das macroalgas. Os níveis adequados de oxigénio são

essenciais para o metabolismo celular e para a produção de energia durante a fotossíntese (Wakibia *et al.*, 2006; Lovato *et al.*, 2013; Hendri *et al.*, 2020).

O **fitoplâncton**, composto por organismos microscópicos fotossintéticos, desempenha um papel indirecto, mas crucial, no crescimento das macroalgas. Ele contribui para a cadeia alimentar marinha, na disponibilidade de nutrientes essenciais, como nitratos, fosfatos e carbonato, que as macroalgas utilizam para seu desenvolvimento. Além disso, o fitoplâncton realiza a fotossíntese, gerando oxigénio e matéria orgânica consumida por outros organismos marinhos, o que aumenta a produtividade do ecossistema marinho. Daí que, as macroalgas se beneficiam do ciclo de nutrientes e da interacção ecológica promovida pelo fitoplâncton (Häder & Figueroa, 1997). Porém, o fitoplâncton pode competir com as macroalgas por esses nutrientes essenciais. Embora o fitoplâncton e as macroalgas ocupem diferentes nichos no ambiente marinho, ambos podem precisar dos mesmos nutrientes para se desenvolver. Portanto, em condições de eutrofização, o fitoplâncton pode se multiplicar rapidamente e consumir grande parte dos nutrientes disponíveis, possibilitando baixa disponibilidade de nutrientes para as macroalgas, comprometendo o seu crescimento (Kavanaugh *et al.*, 2009).

Segundo Parakkasi *et al.* (2020), o cultivo de macroalgas marinhas no início pode mostrar impacto positivo ao aumentar o número de espécies e a abundância de fitoplâncton, porém, diminui durante o tempo de cultivo, juntamente com a ocorrência de doenças do branqueamento nas macroalgas.

A **temperatura da água** e a **salinidade** são principais factores que influenciam a sobrevivência e o crescimento das algas em uma escala espacial (Baumann & Dohrty, 2013; León-Alvarez, 2016). A distribuição de uma espécie marinha deve reflectir não somente sua preferência ou tolerância às variações ambientais, mas também sua habilidade em resistir as mudanças ambientais com o tempo (Hurd *et al.*, 2014).

Geralmente, as macroalgas apresentam diferentes processos de crescimento e desenvolvimento em relação à variação da salinidade (Smale *et al.*, 2016). A pressão osmótica afecta a distribuição da humidade dentro e fora da membrana semipermeável, assim como a absorção dos nutrientes pelas macroalgas. Para se adaptar as variações de salinidade, as macroalgas modificam as concentrações internas de iões (K^+ , Na^+ e Cl^-) e de

osmólitos orgânicos (Phang *et al.*, 2015). Estas mudanças regularizam a parte interna e externa duma célula (Viana *et al.*, 2021).

O **pH** da água afecta a disponibilidade e solubilidade de nutrientes essenciais implicando no crescimento das macroalgas, sendo que a maioria delas preferem ambientes com pH neutro a ligeiramente alcalino (pH em torno de 7-8) (Wakibia *et al.*, 2006; Hendri *et al.*, 2020).

A **disponibilidade de nutrientes** é sem dúvida um dos factores que regulam a biologia das macroalgas (Phang *et al.*, 2015). A concentração de nutrientes tem sido mostrada por limitar o crescimento e a produtividade e, em alguns casos, pode controlar o conteúdo bioquímico, reprodução, desenvolvimento, morfologia e distribuição das macroalgas (Viana *et al.*, 2021).

Alguns nutrientes podem limitar a taxa de crescimento de algumas espécies se estiverem em baixas concentrações. Nitrogénio e Fósforo, são considerados os principais elementos limitantes para o desenvolvimento das macroalgas. A Amónia (NH_4^+), Nitrito (NO_2^-) e Nitrato (NO_3^-) são as formas mais comuns de nitrogénio inorgânico dissolvido no ecossistema aquático (Phang *et al.*, 2015).

2.7. Composição nutricional

Os macronutrientes e micronutrientes são fornecidos por fontes alimentares das origens animal e vegetal (Kim SE-kwon, 2011). As macroalgas comparativamente a muitos vegetais, são ricas em hidratos de carbono, proteínas e minerais. Contudo, a composição nutricional das macroalgas pode estar associada ao ambiente (Syamsuddin, 2022) e a disponibilidade do teor de nutrientes e a fase do ciclo de vida onde crescem ou são cultivadas (Fleurence, 1999; Mabeau, 1993).

2.7.1. Proteínas

A proteína é um nutriente essencial para o crescimento, porem seja necessário tê-la não somente em quantidade, mas em qualidade. A sua qualidade em produtos alimentares, tem sido avaliada conteúdo e composição em aminoácidos essenciais (AAE) (FAO, 2013; Maehre *et al.*, 2014;).

As macroalgas vermelhas são ricas em proteínas, com cerca de 10-30% de peso seco, sendo comparável a quantidade de proteína encontrada na soja (Burtin, 2003; Mišurcová *et al.*, 2014). Os índices de AAE em macroalgas vermelhas, encontram-se na faixa recomendada pela Organização Mundial da Saúde (OMS) e a Organização para a Alimentação e Agricultura das Nações Unidas (FAO) para o consumo diário. Deste modo, podem ser consideradas como uma boa fonte alimentar de proteína de origem vegetal. Contudo, algumas macroalgas contêm aminoácidos essenciais mais elevados que dos legumes (Kim *et al.*, 2008; Jeevitha *et al.*, 2013).

2.7.2. Minerais

As macroalgas marinhas possuem grande variedade e elevados níveis de alguns sais minerais variando de 8-40% do peso seco, por isso, consideradas melhores fontes de oligoelementos como Cálcio, Ferro, Iodo e Sódio, sendo assim usadas como aditivos de sais minerais na indústria alimentar (Rupérez, 2002). O alto conteúdo de sais minerais está directamente relacionado com a sua capacidade de retenção de substâncias inorgânicas marinhas devido à troca iónica entre a superfície celular da macroalga e o meio ambiente (Fleury, 1991).

A composição mineral de macroalgas varia mediante o filo, a espécie (Hou & Yan, 1998), as variações ambientais e fisiológicas, origem geográfica, sazonalidade e exposição às ondas (Bocanegra *et al.*, 2009). Segundo o mesmo autor, em geral, as macroalgas marinhas possuem níveis elevados de minerais: Sódio (Na), Magnésio (Mg), Potássio (K) Fósforo (P), Iodo (I), Ferro (Fe) e Zinco (Zn). Contudo, elas possuem quantidades elevadas de oligoelementos comparativamente aos vegetais, o que atrai o interesse para a suplementação diária da sociedade em geral (Cardoso *et al.*, 2014).

CAPÍTULO III

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. Área de Estudo

A ilha de Inhaca situa-se a nordeste da Baía de Maputo em Moçambique (Figura 1), é virtualmente o extremo norte isolado da península que separa a Baía do Oceano Índico, entre latitudes de 25°57'49" S e 26°05'00" S e longitudes de 32°53'00" E e 33°00'00" E. A ilha possui uma área total de cerca de 42 km², sendo assim, maior ilha em relação a ilha dos Portugueses (as duas formam o Arquipélago da Inhaca). A baía de Maputo tem 32km de largura, distando a Ilha de Inhaca da Cidade de Maputo (Macnae & Kalk, 1962; Pereira & Nascimento, 2016). O lado Leste, a ilha de Inhaca está exposta ao Oceano Índico, ao vento dominante sudeste e a um aumento brusco da profundidade no litoral, também o seu lado Oeste recebe os estuários de cinco rios que não secam no inverno, porém pela ampla abertura a Norte, a água Oriental ao redor da costa de Inhaca tem influência marinha, acarretando em pouca influência estuarina (Macnae & Kalk, 1962; Kalk 1995). A amplitude da maré varia entre 0,1m e 3,9m, com uma variação da temperatura e salinidade de 20-39°C e 30-39‰ respectivamente (Bandeira & Pienaar, 2002). Na zona costeira ocorrem cerca de 200 espécies de macroalgas marinhas onde 64 pertencem a divisão Chlorophyta, 23 Phaeophyceae e 118 Rhodophyta (Critchley *et al.*, 1997) e também há uma cobertura de 7 comunidade de ervas marinhas identificadas a volta da Ilha sendo, *Thalassia hemprichii*, *Cymodocea rotundata*, *Thalassodendron ciliatum*, *Zostera capensis*, *Cymodocea serrulata*, *Halophila ovalis* e *Thalassodendron ciliatum* (Bandeira & Pienaar, 2002). A Ilha de Inhaca apresenta em zonas arenosas e lamacentas uma distribuição de aproximadamente 400 espécies de fauna marinha (Macnae & Kalk, 1962).

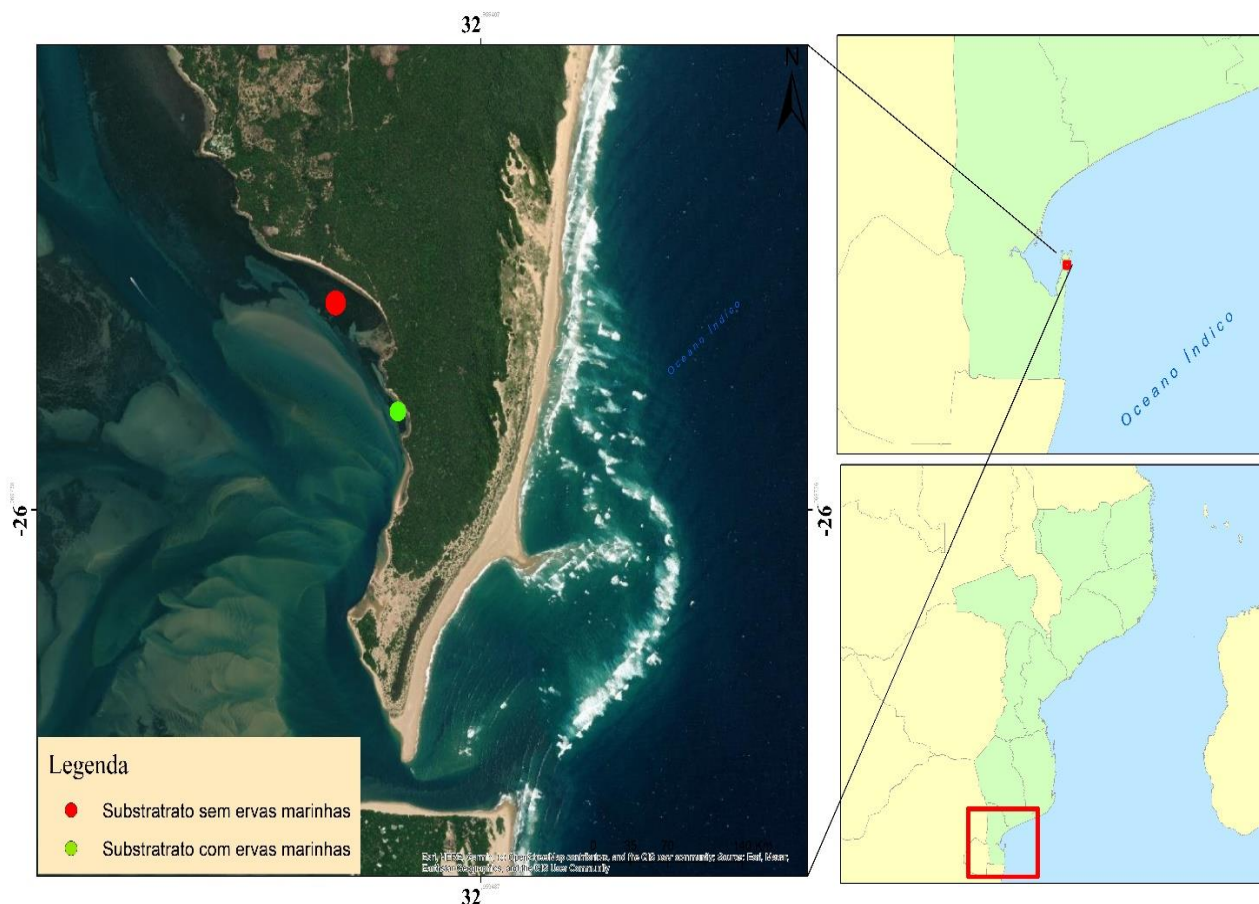


Figura 2: Mapa da costa da Ilha de Inhaca mostrando os dois pontos de estudo na praia da Ponta Torres. **Fonte:** ArcGis database, earth image.

3.2. Material Vegetal

Kappaphycus alvarezii e *Eucheuma denticulatum* (Figura 3), são macroalgas utilizadas no presente estudo. As suas mudas foram adquiridas na SJ-Chamo Consultores, Cidade de Pemba-província de Cabo Delgado. Fez-se o transporte destas, por cerca de 72h, no interior de sacos de rede de nylon, em caixas térmicas para a conservação da qualidade, até chegarem ao local onde procedeu-se com a aclimação e posteriormente o cultivo.

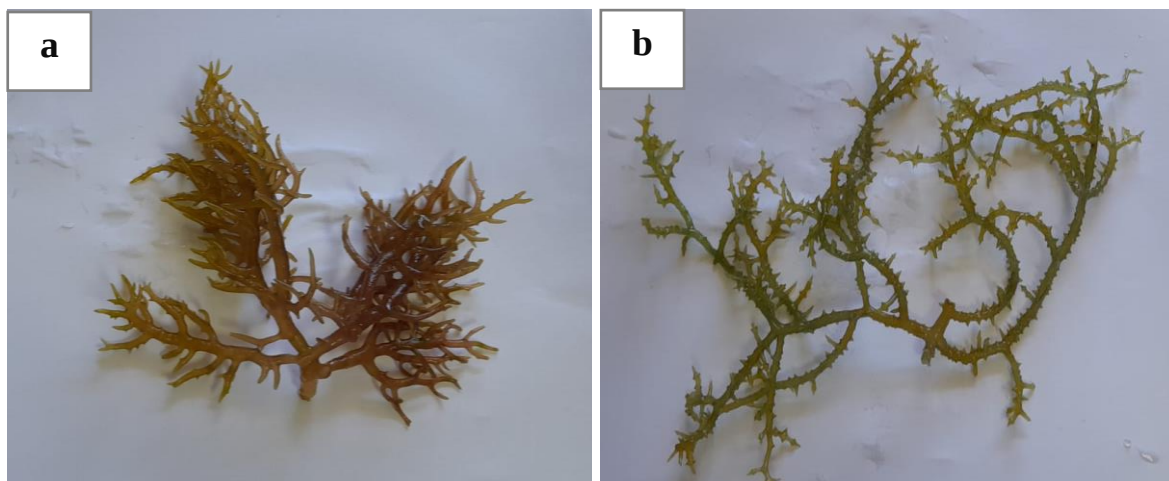


Figura 3: Espécies de macroalgas marinhas em estudo. **a** - *Kappaphycus alvarezii*; **b** - *Eucheuma denticulatum*: (Fonte: autora).

3.3. Sistema de Cultivo

As macroalgas foram submetidas a aclimação no local proposto para o experimento, durante 15 dias após a chegada, para adaptarem-se e recuperarem a fisiologia que possivelmente afectou-se durante o transporte. Foram colocadas em gaiolas fechadas de fio de polietileno (normalmente usadas para piscicultura), construídas pela equipe de trabalho. Após a aclimação, as macroalgas eram levadas para a replicagem em terra.

O estudo foi concretamente realizado na praia da Ponta Torres (Figura 2), onde foram testados dois pontos: substrato arenoso colonizado com ervas marinhas (SC.EM) *Thalassia hemprichii* e substrato arenoso, limpo sem ervas marinhas (SS.EM).

Os experimentos tiveram duração de 45 dias, em dois ciclos de época quente e fria. O primeiro, foi realizado nos meados de Janeiro-a-final de Fevereiro de 2023 e o segundo teve no final de Abril-a-Meados de Julho de 2023.

3.3.1. Sistema de Estacas

O experimento de cultivo foi realizado em sistema de estacas (Figura 3), nas épocas quente e fria, tendo sido testado na técnica de *tie-tie* (amarração), em dois tratamentos de substrato com ervas marinhas (SC.EM) e de substrato sem ervas marinhas (SS.EM). Em regiões onde o nível de água na maré viva, varia em média entre 0,1 a 1 m durante a maré baixa e cerca de 5m durante a maré alta. O experimento ocupou uma área de 12.5m² (5m x 2.5m) contendo

6 réplicas (cordas de polipropileno de 6mm) para cada tratamento, tendo distado 50cm duma réplica a outra e, cada par de estacas era fixado a uma distância de 5m entre si, em paralelo a linha de costa com consideração a direcção da corrente da água.

As estacas eram colhidas nas zonas circunvizinhas ao local do cultivo. Eram seleccionadas e preparadas para obter as dimensões desejadas de diâmetro médio de 50mm, comprimento de 1-1,20m, com umas das extremidades bem afiadas de modo a facilitar a fixação no substrato.

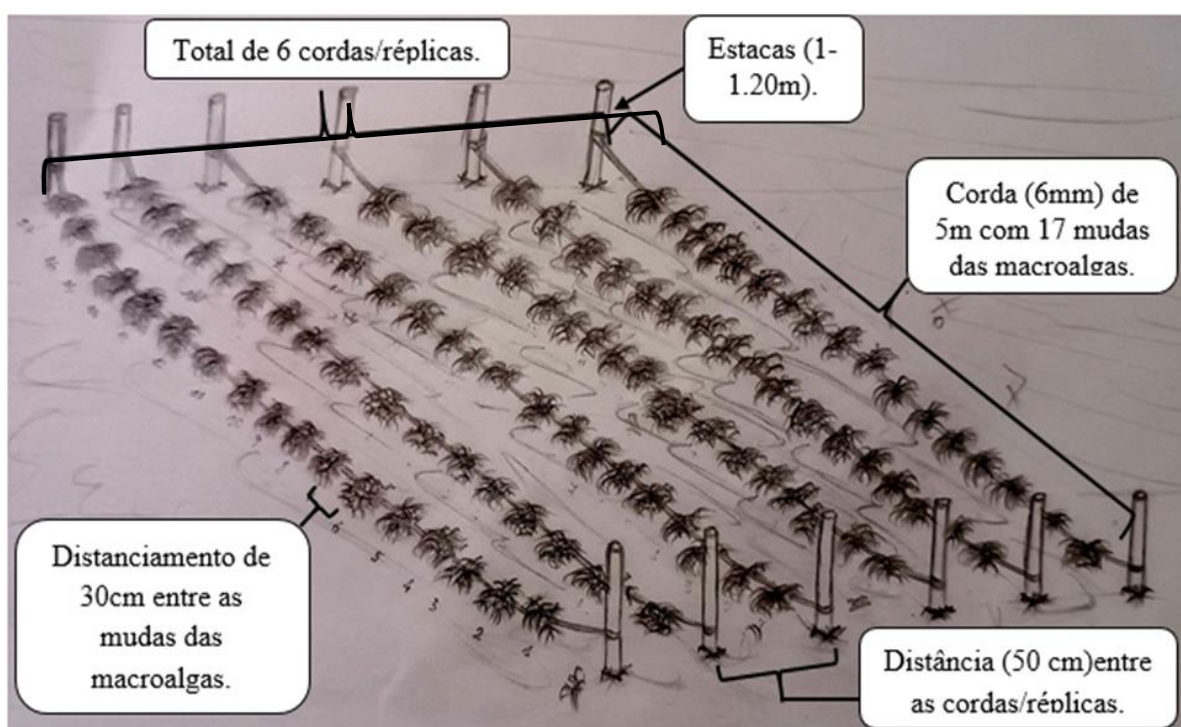


Figura 4: Esboço do sistema de cultivo em estacas.

a. Técnica de *tie-tie*

Para o cultivo foi utilizada a técnica de *tie-tie*, segundo a metodologia descrita por Lirasan e Twide (1993), com algumas modificações.

Utilizou-se 12 estacas que foram utilizadas aos pares, de modo a fixarem as 6 cordas (réplicas) com 5m de comprimento, em cada tratamento. As mudas das macroalgas eram pesadas em saco plástico antes de serem colocadas nas cordas, para obtenção dum peso uniforme. Nos dois tratamentos, em épocas quente e fria, o peso médio inicial das mudas, era de $1500 \pm 0.0g$ para cada corda (réplica). As mudas das macroalgas eram amarradas nas cordas (réplicas) a um peso médio de 90 g/*tie-tie* com distância de 30 cm entre si, somando

17 mudas/corda. Posteriormente, as cordas com mudas, eram etiquetadas e levadas ao local do experimento para o cultivo. Eram posicionadas/amarradas entre cada par de estacas acima de substrato (fixação do solo).

Os *tie-ties* (feitos de cordas comerciais de ráfia) eram cortados em pequenos comprimentos de 20 cm e amarrados na corda de polipropileno, com um nó e deixando na forma similar de um baloiço de modo a facilitar a colocação da muda (figura 5). Quinzenalmente era feito o monitoramento para o controle de crescimento, quebra das mudas, e consequentemente a pesagem e os cálculos de crescimento de cada réplica, o experimento tendo durado 45 dias em cada época.

O número de mudas perdidas e com branqueamento, em cada corda era registada. Os talos mais jovens e saudáveis da colheita eram seleccionados como estoques para o ciclo de cultivo seguinte. As estacas saudáveis de cada área eram também reutilizadas.



Figura 5: Fixação da muda de macroalgas com *tie-tie* à corda de polipropileno, para o cultivo. (Crédito da foto: autora).

3.4. Monitoria do crescimento

Para esse objectivo foi verificada a variável do ganho da biomassa e a taxa de crescimento relativo, tendo em conta a perda de biomassa de mudas das macroalgas.

3.4.1. Determinação da Biomassa

Para a obtenção da Biomassa (g), as macroalgas eram retiradas das suas estruturas e pesadas de réplica por réplica, com uma balança eléctrica digital de pêndulo (KAPBOM KA-B107 até 50Kg) (Figura 6). Após a pesagem, a biomassa era obtida excluindo o peso da corda (125g). Posteriormente, eram devolvidas às suas estruturas de cultivo para o contínuo de monitoramento do crescimento.

O ganho da biomassa em gramas, era calculado com base na fórmula utilizada por Hendri *et al.* (2020):

$$\text{GBm (g)} = \text{Bm}_f - \text{Bm}_i$$

Fr. 1

O ganho da biomassa em percentagem, era calculado usando a fórmula descrita abaixo (Cunha *et al.*, 1999):

$$\text{GBm (\%)} = [(\text{Bm}_f * 100) / \text{Bm}_i] - 100$$

Onde Bm_i e Bm_f é a Biomassa inicial e final, respectivamente.

Fr.2



Figura 6: Pesagem da Biomassa (g) das macroalgas no experimento. (Fonte: autora).

3.4.2. Determinação de Taxa de Crescimento Relativo (TCR)

As Taxas de Crescimento Relativo (TCR) eram determinadas com base nas pesagens quinzenais das macroalgas marinhas, feitas durante o cultivo.

A TCR é expressa como aumento percentual no peso por dia, foi determinado para cada corda de acordo com a fórmula (Hung *et al.*, 2009):

$$(TCR, \% \text{ dia}^{-1}) = [(P_f / P_i)^{1/t} - 1] \times 100\%$$

Fr.3

Onde P_i e P_f é o peso inicial e final por intervalo de tempo entre as médias, respectivamente.

Durante o monitoramento era possível notar a falta dalgumas mudas, devido a quebra pelo vento, herbivoria e branqueamento, daí que para o cálculo **percentual de mudas com perda de biomassa**, utilizou-se a seguinte fórmula (Cunha *et al.*, 1999):

$$(PBm, \%) = [(n_i / n_f) \times 100\%] / n_i$$

Fr.4

Onde n_i e n_f é o número inicial e final de mudas, respectivamente.

a. Observação da herbivoria e branqueamento

A observação da herbivoria realizou-se usando uma maquina de filmagem que era colocada nos locais de cultivo experimental no interior da água para registar momentos de invasão pelos organismos herbívoros, também era feita a observação no momento do monitoramento e pesagem das macroalgas, dos tipos de organismos que se instalavam nas mesmas, daí que se fazia a observação dos talos roídos e as quebradas. E, a observação do branqueamento era realizada no monitoramento, onde era possível notar o branco dos talos e a fragilidade, daí era feita a contagem das mudas existentes e saudáveis. Essas observações serviram de apoio para os cálculos percentuais das mudas com perdas de biomassa.

3.5. Monitoramento da macrofauna associada ao cultivo das macroalgas

Para a observação da macrofauna associada ao cultivo, era feita a colecta de organismos nas macroalgas. Durante o monitoramento quinzenal do cultivo experimental, cada corda/réplica com macroalgas era atentamente observada a fauna existente e posteriormente registada, para o conhecimento dos tipos de organismos associados ao cultivo das macroalgas.

3.6. Monitoramento dos factores abióticos

As variáveis de qualidade da água em dois locais de cultivo de macroalgas, nas épocas quente e fria, eram monitoradas simultaneamente com amostragem dos nutrientes. A amostragem era realizada quinzenalmente, maioritariamente, na maré vazante. A colecta de água e a medição dos parâmetros abióticos eram feitas na profundidade onde as macroalgas estavam a crescer.

3.6.1. Medição dos parâmetros físicos, químicos

Os parâmetros da qualidade da água eram medidos directamente no campo (*in situ*), como a Temperatura (°C), Oxigénio Dissolvido (mg/l) e o pH era utilizado multiparâmetro (Lovibond 150) (Anexo 1) e as leituras de Salinidade (‰) eram determinadas por refractómetro portátil manual RHS-10ATC.

a. Análise da concentração de nutrientes

Para as análises de nutrientes (Amonia-NH₄⁺, Nitrito-NO₂⁻, Fosfato-PO₄³⁻), eram colectadas quinzenalmente as amostras de água dos locais de cultivo, em garrafas plásticas de 500ml,

acondicionadas em caixa térmica com gelo e transportadas para o laboratório do Departamento de Ciências Biológicas- Faculdade de Ciências, onde eram conservadas à 4°C até o início das análises.

A análise das concentrações dos nutrientes dissolvidos, fez-se usado espectrofotômetros HANNA (Anexo 1), manuais de luz visível iris, cada um com referência específica para cada tipo de nutriente (NH_4^+ -HI 93733050mg/l; NO_2^- -HI 937080-130mg/l; PO_4^{3-} -HI 937170-150mg/l), tendo-se analisado com base na metodologia descrita nos manuais de instruções dos espectrofotômetros. Onde para a análise de Amónia (NH_4^+) foi utilizado o reagente A (solução líquida) e para o Fosfato (PO_4^{3-}) foram utilizados dois reagentes, o A e o B (pó), e para o Nitrito (NO_2^-) o reagente B. Cada amostra de água era dividida em três e analisada, de modo a obter resultados robustos. Foram seguidos os procedimentos de análise disposto nos manuais, sendo que para a análise de Amónia, adicionou-se 1ml de amostra de água com 9ml do reagente A, agitada a mistura, submeteu-se ao espectrofotómetro por 10 minutos para a leitura.

Para fosfato foram adicionados 10 ml da amostra de água numa cuveta e posteriormente colocada no espectrofotómetro manual de modo a calibrá-lo, seguidamente foi adicionada uma saqueta do reagente B e 10 gotas do reagente A, agitou-se levemente a amostra e colocou-se no espectrofotómetro manual para fazer a leitura em 5 minutos.

A análise de nitrito, consistiu na adição de 10 ml da amostra de água na cuveta e adição do reagente B, posteriormente fez-se a leitura no espectrofotómetro manual por 10 minutos.

3.7. Identificação de fitoplâncton presente nas áreas de cultivo

A amostragem do fitoplâncton era realizada no início e no fim do cultivo de macroalgas, nas épocas quente e fria.

Para a identificação e determinação da diversidade do fitoplâncton, foram realizadas análises qualitativa e quantitativas, onde, foram obtidas amostras colectadas por meio de filtragem de água com rede cilíndrica-cónica com boca de 0,5 m de diâmetro e malha de 20 µm. O conteúdo retido na rede era armazenado em garrafas plásticas rotuladas e fixadas com solução de Lugol neutro numa concentração final de cerca de 2% (2ml) para 100ml da amostra. Posteriormente, as amostras eram levadas ao laboratório para identificação e

contagem do número de indivíduos presentes em cada amostra, usando câmaras de sedimentação de Utermohl (1958), com volume de 10ml em microscópio óptico invertido (Anexo: Figura 2) acoplado ao sistema de captação de imagens no laboratório de biologia 9, do Departamento de Ciências Biológicas - DCB da Universidade Eduardo Mondlane. Com auxílio de chaves de identificação de Bourrelly (1966, 1968), Patrick e Reimer (1966, 1975), Komárek e Anagnostidis (1986), e Krammer e Lange-Bertalot (1986), sendo actualizados pela base de dados WORMS.

A determinação da diversidade do fitoplâncton foi realizada através da equação do índice de Shannon-Wiener (Krebs, 1989):

$$H' = - \sum_{i=1}^s (P_i * \ln P_i)$$

Fr. 6

Em que $p_i = N_i/N$, sendo N_i = número de indivíduos da espécie i e N = ao número total de indivíduos da amostra. H' é expresso em bits/célula.

3.8. Análise da composição nutricional em macroalgas marinhas

A amostragem das macroalgas *K. alvarezii* e *E. denticulatum*, foi realizada nos dois tratamentos, no final do ciclo da época fria, de forma aleatória e em triplicata, somando um total de 12 amostras (6 de cada espécie). Conservou-se separadamente, 200g de cada amostra de macroalgas, em sacos plásticos fechados de 1l e etiquetados com codificação da réplica. Posteriormente enviadas ao laboratório de solos do Instituto de Investigação Agrária de Moçambique-IIAM, para análises da composição nutricional, onde foram analisadas Cinzas, Humidade; Cálcio, Magnésio, Sódio, Potássio, Nitrogénio, Proteína e a Proteína total.

3.9. Análises estatísticas

As análises descritivas como para factores ambientais (temperatura, salinidade, oxigénio, pH e nutrientes), foram calculadas no Excel, e os dados foram apresentados como como valores máximos, mínimos, médias e desvios padrão. A análise estatística dos dados de crescimento das macroalgas marinhas foi realizada utilizando o software RStudio 4.3.3. Inicialmente, foram avaliados os dados da taxa de crescimento relativo e do ganho de biomassa total,

considerando o período de cultivo de 45 dias. Para isso, levaram-se em consideração variáveis como diferentes substratos (com e sem ervas), diferentes épocas (quente e fria) e espécies (*Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum*). A comparação entre os grupos de dados de crescimento e a composição nutricional e mineral das macroalgas, foram realizadas por meio do teste t, utilizando o t de Student para dados com variâncias homogêneas e o t de Welch para dados com variâncias não homogêneas. Em seguida, foi realizada uma análise mais detalhada dos dados referentes aos 15, 30 e 45 dias de cultivo, com foco na taxa de crescimento relativo e no ganho de biomassa. Para essas comparações quinzenais, foi utilizado o teste de ANOVA (Análise de Variância), a fim de verificar diferenças nas médias de crescimento ao longo do período de cultivo. Todas as análises estatísticas foram conduzidas considerando um nível de significância de 5% ($p\text{-value} < 0,05$).

CAPÍTULO IV

4. RESULTADOS

4.1. Crescimento das macroalgas cultivadas no SS.EM e SC.EM

A tabela 1 abaixo apresentada, demonstra o Ganho da biomassa total e a Taxa de crescimento relativo das macroalgas marinhas *K. alvarezii* e *E. denticulatum* em duas épocas, quente e fria. Por tanto, foram realizadas análises comparativas de crescimento considerando variáveis como diferentes substratos (com e sem ervas), diferentes épocas (quente e fria) e espécies (*Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum*).

A comparação do crescimento do *K. alvarezii* no SS.EM e SC.EM, tendo em consideração Ganho da biomassa total e a Taxa de crescimento relativo, mostra que houve diferenças estatisticamente significativas ($p < 0.05$) entre as médias das duas condições (SS.EM e SC.EM) tanto na época quente como na época fria.

Na época quente, as médias do ganho da biomassa total e da taxa de crescimento relativo das macroalgas cultivadas no SC.EM são consideravelmente menores (4291.7 ± 194.8 g, 286 % - GBm e 3.9 ± 0.1 %dia⁻¹ - TCR), e no SS.EM observou-se maiores médias (8798.3 ± 407.7 g, ou seja, 587 % - GBm e 6.4 ± 0.2 %dia⁻¹ – TCR) (Tabela 1).

Na época fria, assim como na época quente, as médias do ganho da biomassa total e da taxa de crescimento relativo das macroalgas *K. alvarezii* cultivadas no SC.EM são consideravelmente menores (3478.3 ± 106.7 g, 221 % - GBm e 3.5 ± 0.1 %dia⁻¹ - TCR), e no SS.EM observou-se maiores médias (3600 ± 57.6 g, 240 % - GBm e 3.4 ± 0.03 %dia⁻¹ – TCR) (Tabela 1).

A comparação do crescimento do *E. denticulatum* no SS.EM e SC.EM, tendo em consideração Ganho da biomassa total e a Taxa de crescimento relativo, assim como para *K. alvarezii*, mostra que houve diferenças estatisticamente significativas ($p < 0.05$) entre as médias das duas condições (SS.EM e SC.EM) tanto na época quente como na época fria.

Contudo, *E. denticulatum* é a que apresentou valores mais elevados de crescimento neste experimento principalmente na época quente. Tendo sido no SS.EM, com as médias de GBm e da TCR, de 10713.3 ± 205.1 g, ou seja, 714 % e de 7.2 ± 0.1 %dia⁻¹, respectivamente. Porém,

apresentou resultados mais baixos no SC.EM, com médias negativas do ganho de biomassa de $(-178.3) \pm 147$ g, ou seja, -12 % e da TCR de $(-0.2) \pm 0.2$ %dia⁻¹ (Tabela 1).

Comparando o crescimento de *K. alvarezii* em duas épocas de cultivo, quente e fria, observou-se que as médias em 45 dias de cultivo de GBm e TCR são estatisticamente significativas ($p < 0.05$), igualmente na comparação de crescimento de *E. denticulatum*, tendo mostrado magnitude na diferença ($p < 0.05$).

Comparando o crescimento das duas espécies *K. alvarezii* e *E. denticulatum* considerando estas duas amostras independentes. Na época quente, no SS.EM não houve diferenças significativas nas medias dos valores de crescimento ($p > 0.05$). e no SC.EM verifica-se que houve diferenças significativas entre as médias ($p < 0.05$).. Na época quente, no SS.EM essas duas espécies apresentam diferenças estatisticamente significativas ($p < 0.05$) entre si. Igualmente no SC.EM que também, verifica-se que houve diferenças significativas entre as médias ($p < 0.05$).

Tabela 1 – Média do ganho de biomassa total ($\pm dp$), percentual do ganho da biomassa total e de Taxa de Crescimento Relativo ($\pm dp$) de *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum* obtidos durante o cultivo, com diferença estatisticamente significativa ($p < 0.05$). As macroalgas foram cultivadas em dois locais um com ervas marinhas – SC.EM e outro sem ervas marinhas – SS.EM

Espécie de macroalgas marinhas	Época	SC.EM		SS.EM	
		Média $\pm dp$		Média $\pm dp$	
		Ganho de Biomassa total	TCR (%dia ⁻¹)	Ganho de Biomassa total	TCR (%dia ⁻¹)
<i>K. alvarezii</i>	Quente	4291.7 $\pm$ 194.8 g 286 %	3.9 $\pm$ 0.1	8798.3 $\pm$ 407.7 g 587 %	6.4 $\pm$ 0.2
	Frio	3478.3 $\pm$ 106.7 g 321 %	3.5 $\pm$ 0.1	3600 $\pm$ 57.6 g 240 %	3.4 $\pm$ 0.03
<i>E. denticulatum</i>	Quente	$(-178.3) \pm 147$ g -12 %	$(-0.2) \pm 0.2$	10713.3 $\pm$ 205.1 g 714 %	7.2 $\pm$ 0.1
	Frio	2406.7 $\pm$ 84.1 g 160 %	2.5 $\pm$ 0.1	4425 $\pm$ 49.2 g 295 %	3.9 $\pm$ 0.01

4.1.1. Ganho de biomassa Quinzenal

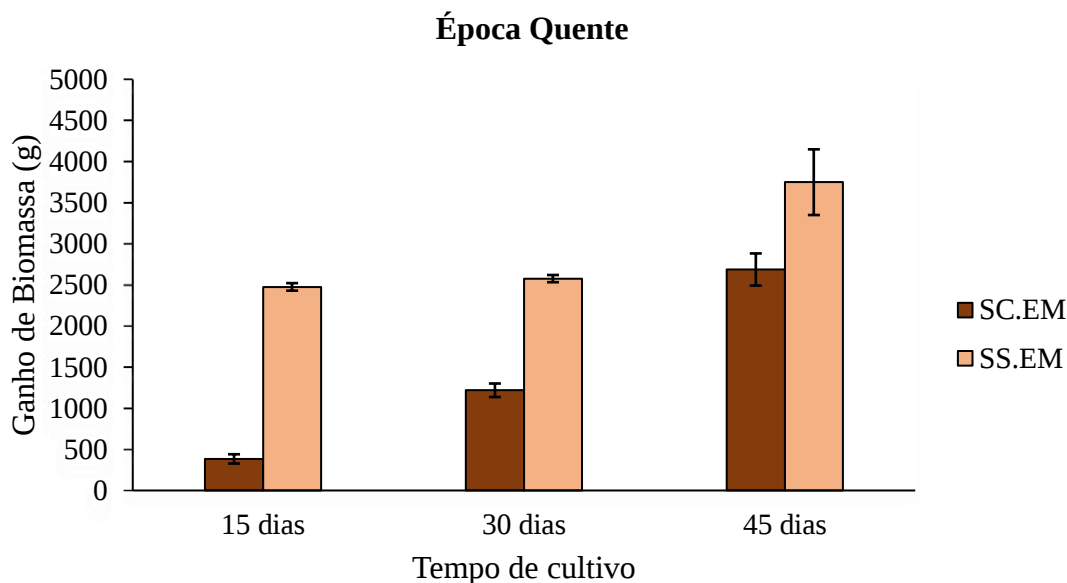


Figura 7: Média de Ganho de Biomassa ($\pm$ dp) em gramas da macroalga marinha *Kappaphycus alvarezii*, no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época quente, ($p < 0.05$).

A comparação de ganho da biomassa quinzenal para a espécie *K. alvarezii* na época quente, que foi realizada, revela que há diferenças significativas entre os dias 15, 30 e 45 no crescimento em SC.EM ($p < 0.05$), porém apresentando maiores valores aos 45 dias de cultivo (2688.3 ± 195.7 g), seguidos por 30 e 15 dias. No SS.EM, o teste realizado revela que todas as comparações entre os valores quinzenais (15, 30 e 45 dias) são significativamente diferentes ($p < 0.05$), com as maiores diferenças entre a primeira quinzena comparado com 30 e 45 dias.

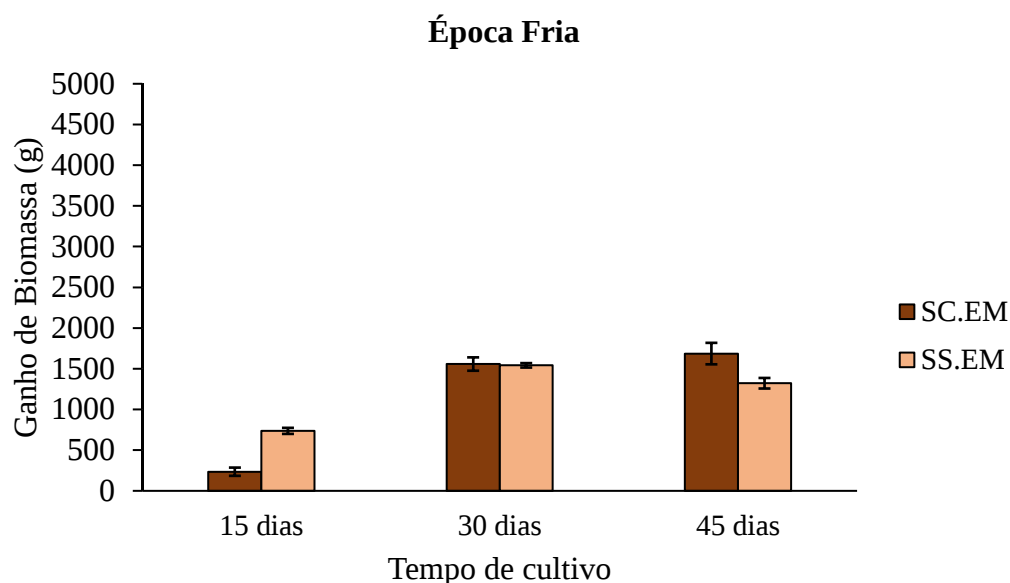


Figura 8: Média de Ganho de Biomassa ($\pm$ dp) em gramas da macroalga marinha *Kappaphycus alvarezii*, no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época fria, ($p < 0.05$).

Na comparação do ganho de biomassa quinzenal para o SC.EM e SS.EM houve diferenças significativas com $p < 0.05$. O cultivo de macroalgas na época fria no SC.EM apresentou uma tendência inversa à do SS.EM. Nos primeiros dias, o ganho de biomassa foi modesto (235 ± 50.5 g), mas nos últimos 15 dias verificou-se um aumento expressivo (1685.8 ± 131.9 g), superando o desempenho inicial. Esta recuperação tardia permitiu que o SC.EM atingisse um ganho de biomassa superior ao do substrato sem ervas no final dos 45 dias (Figura 8).

Ao comparar os dois substratos, ficou evidente que o SC.EM foi mais eficiente em promover o crescimento contínuo e o ganho de biomassa quinzenal, particularmente nas fases finais do experimento. As macroalgas no SS.EM, apesar de mostrar um crescimento inicial mais rápido, não conseguiu manter essa taxa ao longo do tempo, resultando numa desaceleração significativa, enquanto o SC.EM permitiu uma adaptação gradual e um aumento sustentado no crescimento das macroalgas, resultando num desempenho geral superior.

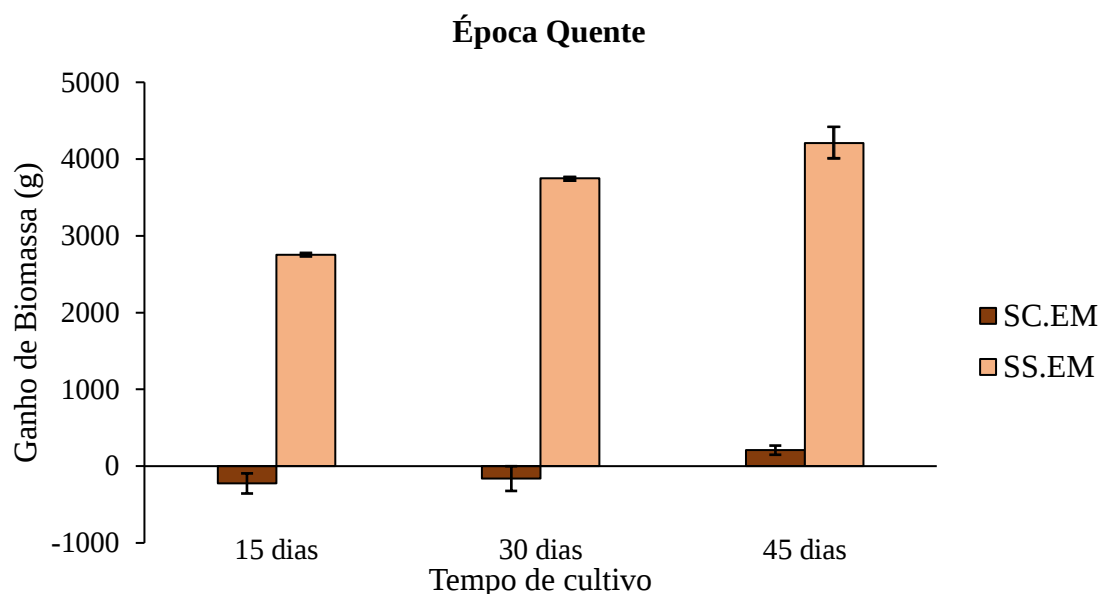


Figura 9: Média de Ganho de Biomassa ($\pm$ dp) em gramas da macroalga marinha *Eucheuma denticulatum*, no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época quente, ($p < 0.05$).

Os testes realizados para a comparação da biomassa quinzenal para *E. denticulatum* na época quente, revelam que existem diferenças significativas no crescimento das macroalgas entre os períodos de 15, 30 e 45 dias de cultivo ($p < 0.05$) tanto para o SC.EM como para o SS.EM. Confirma-se que as comparações entre 15 dias vs. 30 dias, 15 dias vs. 45 dias, e 30 dias vs. 45 dias são estatisticamente significativas no SC.EM. Pois, no SC.EM o peso reduziu, com a média mais baixa nos primeiros 15 dias, de $(-225) \pm 130.9$ g, aos 30 dias começou a reduzir a perda (-161.7 ± 160.9) g, e aos 45 dias, foi notório o ganho de biomassa da *E. denticulatum* no SC.EM que teve média de 208.3 ± 59.8 g. Quando ao SS.EM revela que não há diferenças estatisticamente significativas ($p > 0.05$), pois teve um aumento de biomassa gradual ao longo do período de cultivo. O ganho da biomassa na primeira quinzena foi de 2755 ± 17.9 g e foi aumentando até 4209.2 ± 202.4 g aos 45 dias de cultivo (figura 9).

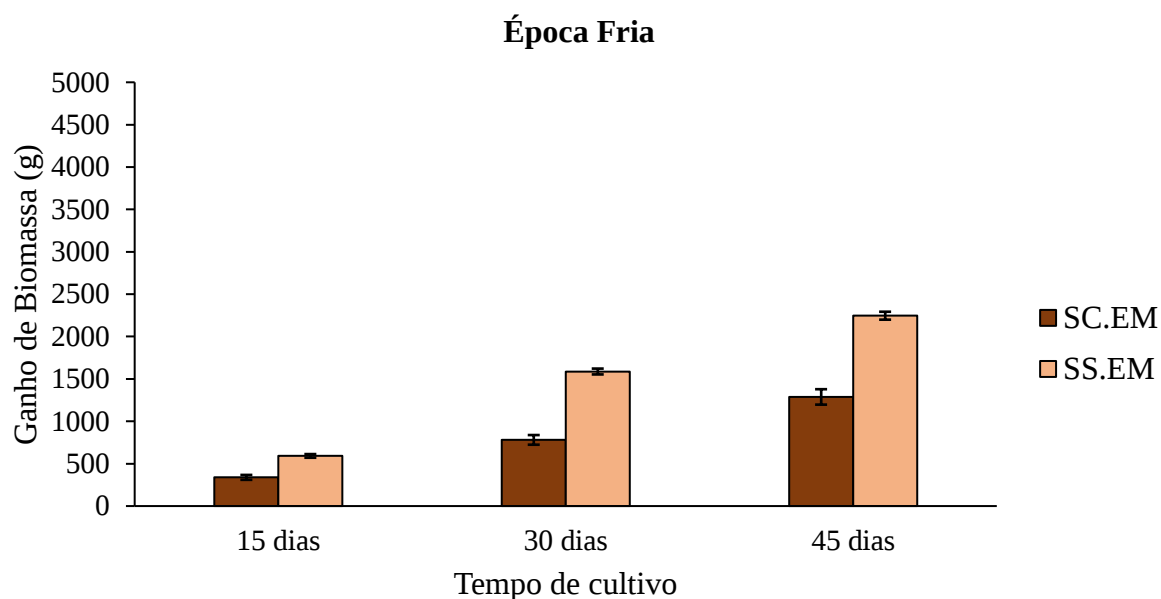


Figura 10: Média de Ganho de Biomassa ($\pm$ dp) em gramas da macroalga marinha *Eucheuma denticulatum*, no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época fria, ($p>0.05$).

Os testes realizados para a comparação da biomassa quinzenal para *E. denticulatum* na época fria, revelam que não existem diferenças significativas no crescimento das macroalgas entre os períodos de 15, 30 e 45 dias de cultivo ($p>0.05$) tanto para o SC.EM como para o SS.EM). Pois verifica-se pelo crescimento gradual que apresenta (Figura 10).

4.1.2. Taxa de Crescimento Relativo (TCR) quinzenal

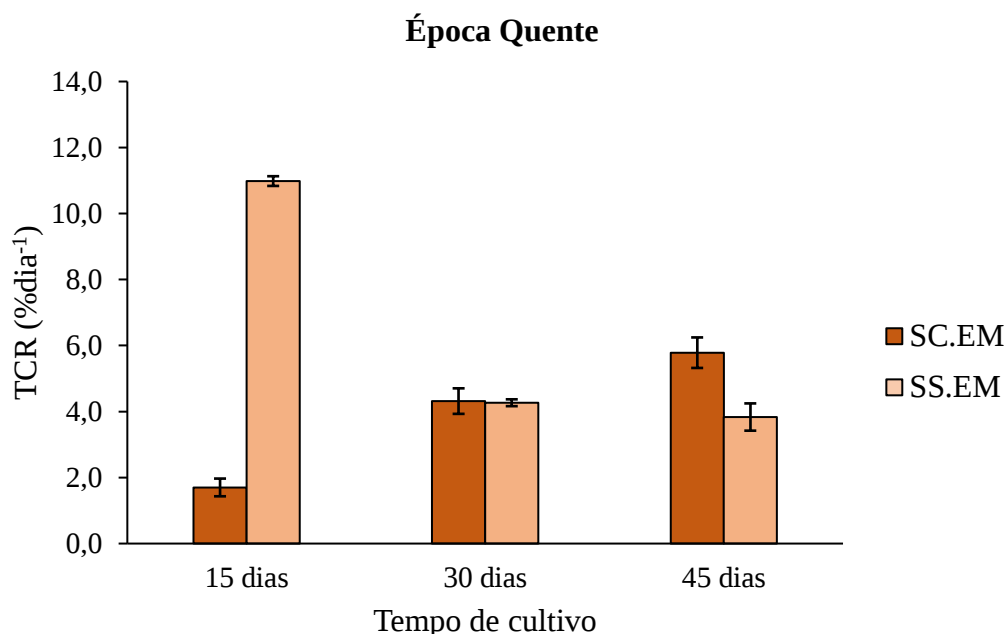


Figura 11: Média ($\pm dp$) da Taxa de Crescimento Relativo (TCR, %dia⁻¹) da macroalga marinha *Kappaphycus alvarezii*, cultivada no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época quente ($p < 0.05$).

Durante o experimento realizado com *K. alvarezii* cultivado em diferentes substratos (SS.EM e SC.EM), foram observadas variações significativas na taxa de crescimento médio ao longo do tempo com $p < 0.05$. O comportamento observado no SC.EM foi distinto do SS.EM. No início do experimento, a taxa de crescimento médio foi relativamente baixa, com as macroalgas a demonstrarem um desempenho fraco nos primeiros 15 dias ($1,7 \pm 0,3$ % dia⁻¹). No entanto, ao contrário do que aconteceu no SS.EM, essa taxa de crescimento foi aumentando gradualmente ao longo do tempo. Após os primeiros 15 dias, o crescimento começou a intensificar-se e, no intervalo entre o 30º ($4,3 \pm 0,4$ % dia⁻¹) e o 45º dia ($5,8 \pm 0,5$ % dia⁻¹), observou-se uma aceleração ainda maior, culminando num crescimento mais vigoroso no final do período experimental.

Em contraste, no SS.EM verificou-se que a taxa de crescimento inicial foi alta, sobretudo nos primeiros 15 dias ($10,9 \pm 0,2$ % dia⁻¹), mas, ao longo do tempo, essa taxa começou a diminuir de forma acentuada. No 30º dia, já era notável uma queda significativa no ritmo de crescimento ($3,8 \pm 0,4$ % dia⁻¹), culminando em taxas bastante baixas no final do experimento, ao 45º dia ($3,8 \pm 0,4$ % dia⁻¹). Apesar da diminuição progressiva da taxa de crescimento médio

ao longo do período experimental no SS.EM, o acúmulo de biomassa foi contínuo, indicando que as macroalgas continuaram a crescer, embora a um ritmo mais lento. O ganho de biomassa total, mesmo com a diminuição da taxa de crescimento, manteve-se até ao final do experimento, reflectindo um acúmulo substancial de matéria ao longo do tempo.

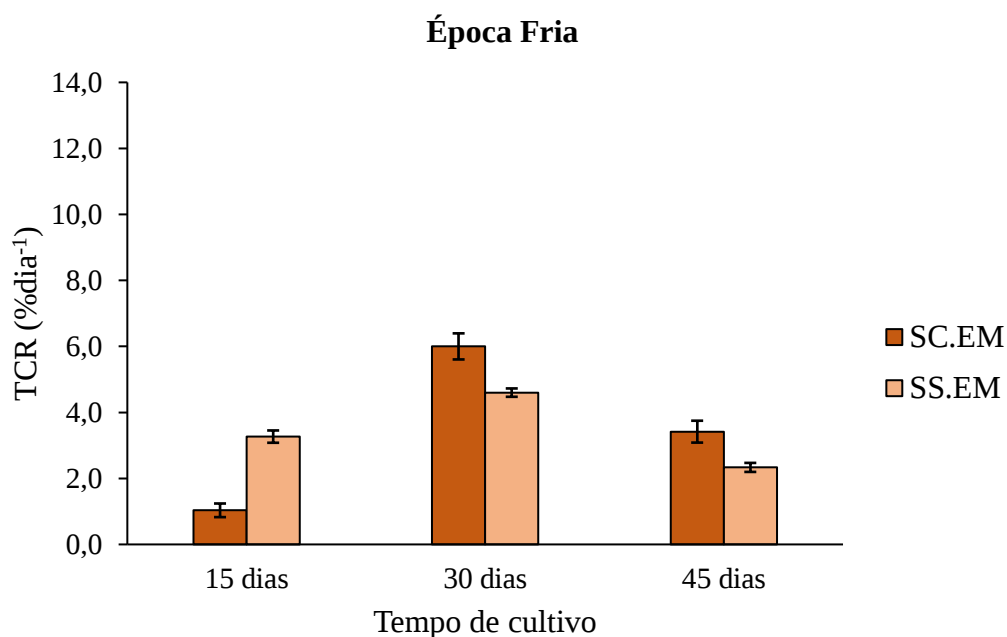


Figura 12: Média ($\pm dp$) da Taxa de Crescimento Relativo (TCR, %dia⁻¹) da macroalga marinha *Kappaphycus alvarezii*, cultivada no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época quente ($p < 0.05$).

As comparações da TCR de *K. alvarezii* cultivada no SC.EM como SS.EM durante a época fria, mostram que não há diferenças estatisticamente significativa ($p < 0.05$). entretanto, na primeira quinzena a taxa no SC.EM foi baixa apresentando uma média de 1 ± 0.2 % dia⁻¹, e ao 30º dia apresentou uma subida expressiva de TCR de 6.0 ± 0.4 % dia⁻¹ tendo sido a maior em todo ciclo e posteriormente foi baixando até 2.3 ± 0.1 % dia⁻¹ aos 45 dias de cultivo. Este mesmo comportamento verificou-se na TCR das macroalgas cultivadas no SS.EM, embora tenha apresentado uma boa taxa de crescimento aos 15 dias de 3.3 ± 0.2 % dia⁻¹ quando comparado ao SC.EM. E aos 30 dias foi aumentando ligeiramente até 4.6 ± 0.1 % dia⁻¹ e aos 45 dias mostrou a redução de média de 2.3 ± 0.1 % dia⁻¹ (Figura 12).

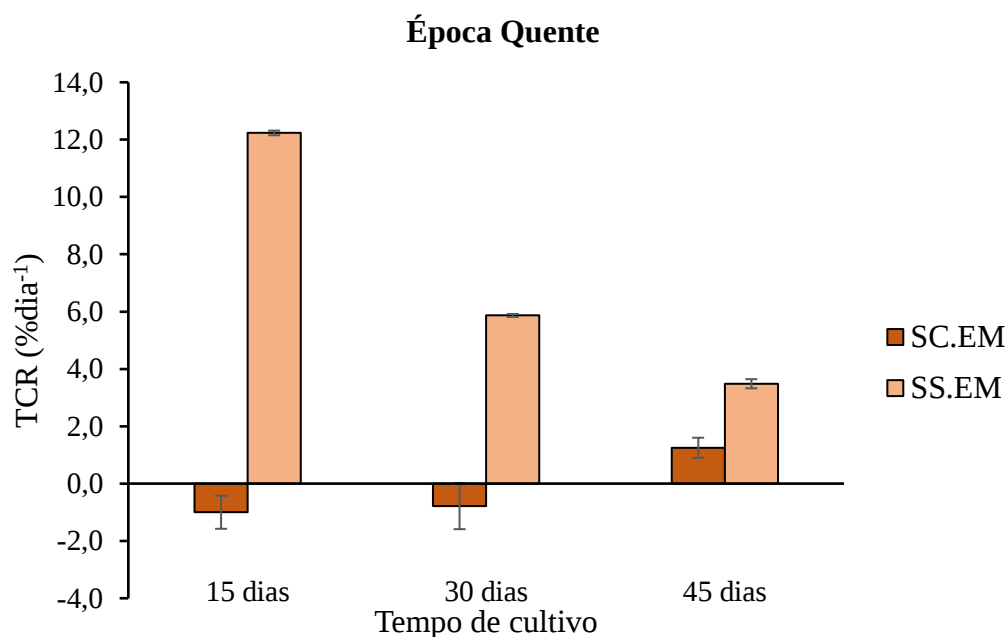


Figura 13: Média ($\pm dp$) da Taxa de Crescimento Relativo (TCR, %dia⁻¹) da macroalga marinha *Eucheuma denticulatum*, cultivada no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época quente ($p < 0.05$).

As TCR na época quente, obtidas no cultivo de *E. denticulatum* se mostraram com valores negativos no SC.EM e positivos no SS.EM, com diferenças significativas nas médias ($p < 0.05$). Na primeira quinzena, no SC.EM, a taxa apresentou uma ligeira redução nas médias de -1 ± 0.6 % dia⁻¹, aos 30 dias de cultivo foi registada uma pequena melhoria da taxa (-0.8 ± 0.8 % dia⁻¹) embora negativa, aos 45 dias de cultivo foi registada uma taxa positiva numa média de 1.3 ± 0.4 % dia⁻¹ tendo recuperado a sua TCR. Contrariamente do cultivo em SC.EM, o SS.EM apresentou uma taxa muito elevada com uma média de 12.2 ± 0.1 % dia⁻¹ na primeira quinzena, e aos 30 dias foi registado a redução com uma taxa de 5.9 ± 0.1 % dia⁻¹ e por fim foi registado uma taxa porém mais baixa de 3.5 ± 0.1 % dia⁻¹ aos 45 dias de cultivo (Figura 13). Contudo, a redução da TCR foi observada pela perda de biomassa devido a altas evidências de herbivoria no SC.EM e durante o período de formação de banco de areia, que favoreciam a exposição por mais tempo causando branqueamento no SS.EM.

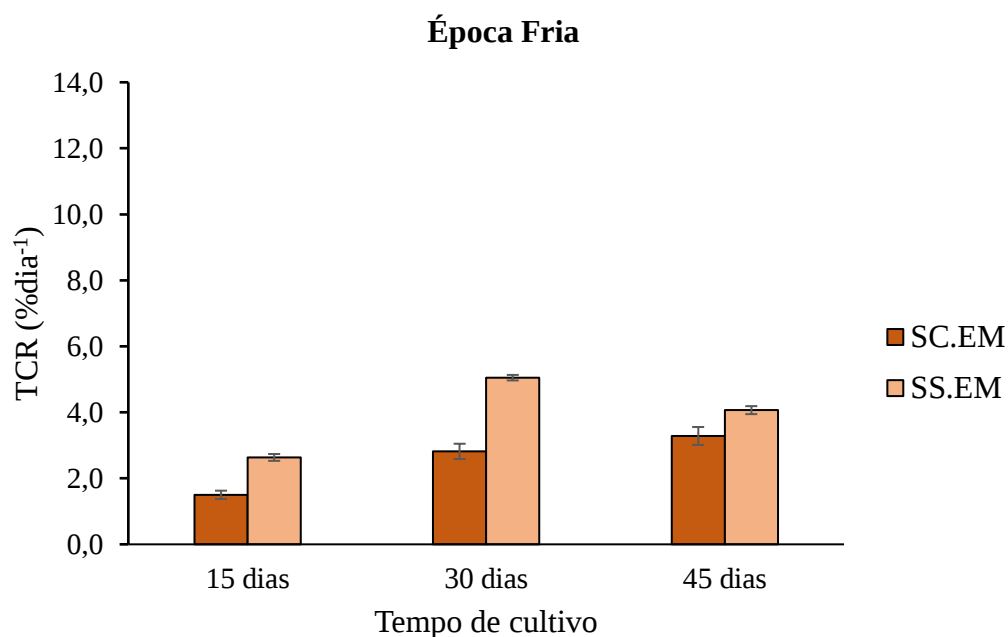


Figura 14: Média ($\pm dp$) da Taxa de Crescimento Relativo (TCR, %dia⁻¹) da macroalga marinha *Eucheuma denticulatum*, cultivada no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época fria ($p < 0.05$).

A TCR mostrou um aumento positivo e contínuo na época fria, no SC.EM e SS.EM. Os resultados revelam haver diferenças estatisticamente significativas ($p < 0.05$) no SS.EM entre os 15, 30 e 45 dias de cultivo. E não apresentam diferenças significativas no SC.EM ($p > 0.05$). Aos 15 dias de cultivo no SC.EM, a taxa foi de 1.5 ± 0.1 % dia⁻¹, aos 30 dias foi aumentando ligeiramente até 2.8 ± 0.2 % dia⁻¹, e por fim também sem aumento muito expressivo foi de 3.3 ± 0.3 % dia⁻¹. No SS.EM a taxa foi de 2.6 ± 0.1 % dia⁻¹, aos 30 dias alcançou o seu pico máximo de 5.1 ± 0.1 % dia⁻¹ durante todo o cultivo e aos 45 foi baixando para uma média de 4.1 ± 0.1 % dia⁻¹ contrariamente do SS.EM (Figura 14).

4.1.3. Redução da biomassa durante o cultivo das macroalgas

As perdas de biomassa foram observadas durante o cultivo. E por este motivo algumas TCR foram baixas e outras negativas com uma biomassa final menor que a inicial, como o caso de *E. denticulatum* que mostra os valores mais elevados da perda de biomassa (Tabela 2). Tendo sido verificada a herbivoria e branqueamento como consequência perda de biomassa (Figura 15).

Tabela 2: Percentagem da perda da biomassa por fragmentação de mudas de *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum* durante os 45 dias de cultivo.

Espécie	Época	SC.EM (%)			SS.EM (%)		
		15 dias	30 dias	45 dias	15 dias	30 dias	45 dias
<i>K. alvarezii</i>	Quente	15.7±9.9	4.2±4.7	0	1.9±2.8	0	0
	Fria	10.8±7.1	0	0	0	2±1.1	25.9±7.8
<i>E. denticulatum</i>	Quente	59.8±57.9	18.2±9.2	0	0	2.9±2.9	0
	Fria	6.9±4,0	2.1±2.9	3.1±6.1	0.9±2.2	0	0

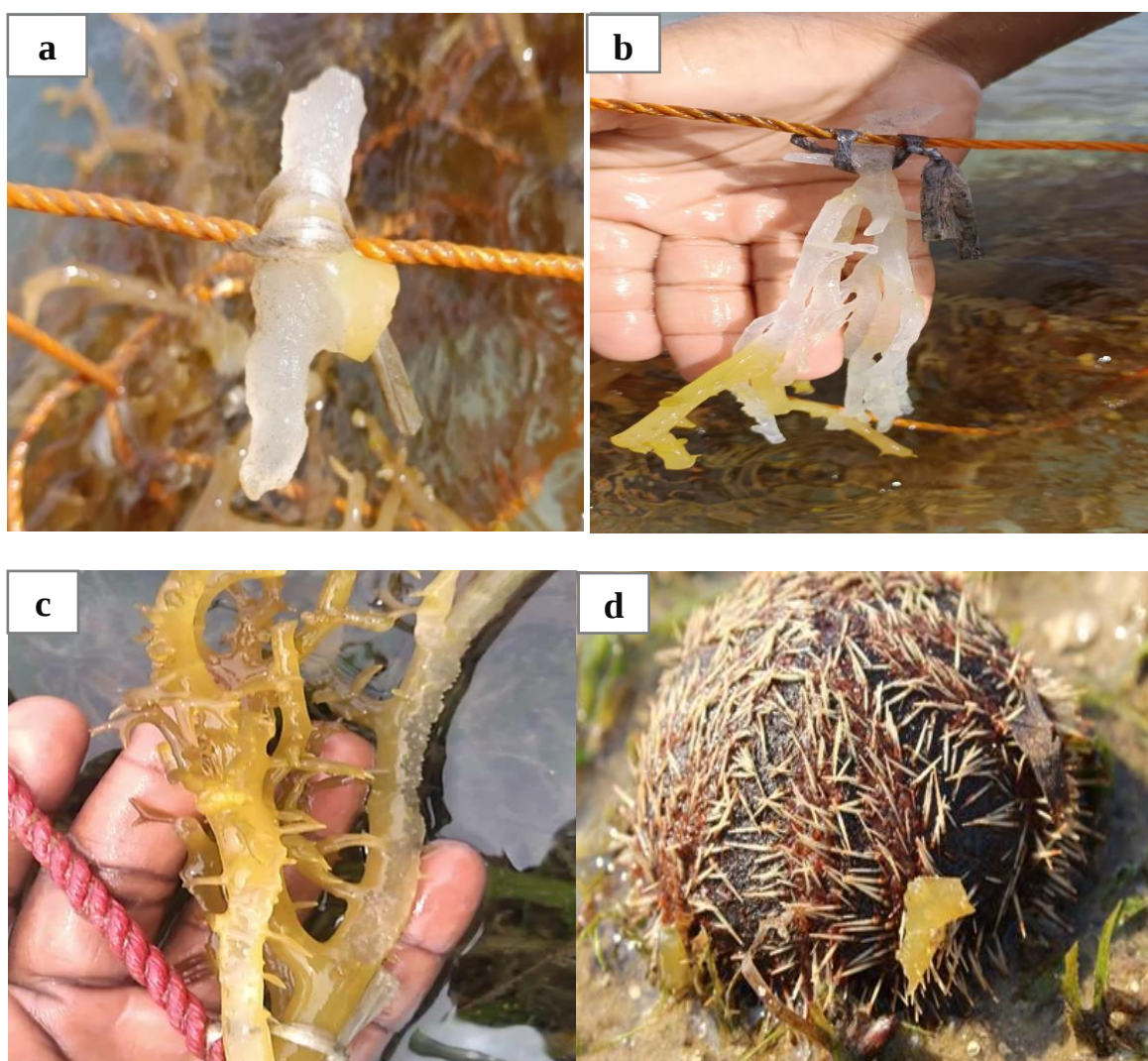


Figura 15: Mudras com perdas da biomassa. **a, b** – Branqueamento; **c** – Herbivoria; **d** - Ouriço-do-mar (Fonte: autora).

4.2. Macrofauna associada ao cultivo das macroalgas

Nos dois locais de cultivo (SC.EM e SS.EM) foram observados vários tipos de organismos associados ao cultivo das macroalgas desde os peixes maioritariamente na fase de alevinos e juvenil, os invertebrados como holotúrias, caranguejo, ouriços-do-mar, mexilhão, camarão, larvas de camarão e também foi observada a alta deposição de ovos de lulas e de choco na época quente. A maioria dos herbívoros (Figura 15) como ouriço-do-mar, caranguejo e peixes, aparecia logo no início do cultivo para consumir as algas oportunamente. Contudo, os maiores causadores na perda de tecidos, foram os peixes e ouriços-do-mar.

Porém, os organismos biofiltradores como as holotúrias e mexilhão e também outros como lulas e chocos que aproveitavam as algas para servirem de substrato para seus ovos, apareciam após os 15 dias de cultivo, quando as algas estivessem desenvolvidas (Figura 16). Os ovos de lulas e chocos por causa de se afixarem nos talos das algas dificultavam o desenvolvimento normal das mesmas.

O aparecimento da macrofauna associada, foi intensa no SC.EM, contrariamente do SS.EM, que foi pouco, e foi somente de organismos dimersais e pelágicos como peixes, camarão e as suas larvas e os ovos de lulas. Contudo, esse cenário foi notório apos o aumento da biomassa inicial, ou seja, apos aos 15 dias de cultivo.



Figura 15: Organismos associados. **a** – Holotúria; **b** – Caranguejo; **c** – Ovos de choco; **d** - Ovos de lula (Fonte: autora).

4.3. Factores ambientais

4.3.1. Factores abióticos

Os valores da média dos parâmetros da qualidade de água referentes ao local de cultivo com (SC.EM) e sem ervas marinhas (SS.EM) das épocas quente e fria, estão apresentados na tabela abaixo (Tabela 3). Os valores mostram-se próximos ou dentro da faixa considerada óptima para o cultivo das macroalgas.

Tabela 3: Parâmetros da qualidade da água registados durante o cultivo das macroalgas marinhas no SC.EM (substrato com ervas marinhas) e no SS.EM (substrato sem ervas marinhas), época quente e fria.

		SC.EM	SS.EM	
Época	Parâmetros da qualidade de água	Média (±) Dp (variação)	Média (±) Dp (variação)	Faixa óptima
Quente	OD [mg/l]	12.3±0.4 (11.9-13)	13.1±0.3 (12.8-13.6)	≥ 5 (Hendri <i>et al.</i> , 2020)
	Temp. (°C)	29.3±1.1 (27.5-31.5)	29.4±1.5 (27.2-31.6)	25-29/30 (Trono & Ohno, 1989; Sulu <i>et al.</i> , 2003)
	Sal. (‰)	36.5±0.8 (35-37)	36.8±0.4 (36-37)	30-40 (Ask & Azanza, 2002)
	pH	8.1±0.4 (7.5-8.8)	8.2±0.4 (7.5-8.8)	7.5-8.4 (Trono, 1989)
	NH ₄ ⁺ [mg/l]	0.020±0.001	0.012±0.001	0.015-0.045 (Asni, 2015)
	NO ₂ ⁻ [mg/l]	0.018±0.002	0.023±0.002	< 0.5 (Asni, 2015)
	PO ₄ ³⁻ [mg/l]	0.024±0.005	0.019±0.004	0.01-0.051 (Asni, 2015)
Fria	OD [mg/l]	10.2±1.4 (8.1-12.9)	10.6±2.1 (8.1-14.3)	≥ 5 (Hendri <i>et al.</i> , 2020)
	Temp. (°C)	22.9±1.2 (21.5-25.5)	23±1.2 (21.5-25.6)	25-29/30 (Trono & Ohno, 1989; Sulu <i>et al.</i> , 2003)
	Sal. (‰)	35.4±1.5 (33-35.4)	35.4±1.5 (33-37)	30-40 (Ask & Azanza, 2002)
	pH	8.3±0.2 (8.1-8.7)	8.2±0.1 (8.1-8.4)	7.5-8.4 (Trono, 1989)
	NH ₄ ⁺ [mg/l]	0.037±0.022	0.067±0.015	0.015-0.045 (Asni, 2015)
	NO ₂ ⁻ [mg/l]	0.023±0.010	0.050±0.007	< 0.5 (Asni, 2015)
	PO ₄ ³⁻ [mg/l]	0.046±0.012	0.051±0.003	0.01-0.051 (Asni, 2015)

4.3.2. Factor biótico

a. Composição e diversidade do fitoplâncton

Durante o estudo, três classes de fitoplâncton foram encontradas maioritariamente dispersas nos dois locais de cultivo de macroalgas marinhas. Classes de Bacillariophyceae, Dinophyceae e Chrysophyceae.

Com base no Número das espécies e no Índice de diversidade (H') de fitoplâncton identificado, Bacillariophyceae é a classe que apresenta maiores valores quando comparadas as outras classes de fitoplâncton. A época quente mostrou maiores números de espécies e diversidade de fitoplâncton no cultivo de macroalgas em substrato com ervas marinhas e na época fria no substrato sem ervas marinhas.

O número de espécies de fitoplâncton com base na localização do cultivo de macroalgas, registou até 31 espécies encontradas em substrato com ervas marinhas, com uma diversidade de 3.3 H' na época quente, e até 27 espécies encontradas na área de cultivo de macroalgas em substrato sem ervas, com diversidade de 3.1 H' , época fria, no final do cultivo das macroalgas (Tabela 4).

Tabela 4: Números de Espécies - Nº E. e o Índice de Diversidade - I.D. (H') em bits/célula, do fitoplâncton com base nos substratos, no início e no fim de cultivo de macroalgas.

		Classes Fitoplantônica							Total	
		Bacilarophyceae		Dinophyceae		Chrysophyceae				
Tempo de cultivo	Época	Local de cultivo	Nº E	ID (H´)	Nº E	ID (H´)	Nº E	ID (H´)	Nº E	ID (H´)
Início	Quente	SC.EM	12	2.2	4	0.9	2	0.7	18	3.3
		SS.EM	14	2.4	0	0	0	0	14	2.4
	Fria	SC.EM	17	2.6	0	0	0	0	17	2.6
		SS.EM	20	2.9	0	0	0	0	20	2.9
Fim	Quente	SC.EM	22	2.3	6	0.7	2	0.3	31	3.3
		SS.EM	21	2.9	0	0	0	0	21	2.9
	Fria	SC.EM	20	2.8	2	0.7	0	0	23	3.5
		SS.EM	27	3.1	0	0	0	0	27	3.1

4.4. Composição nutricional das macroalgas marinhas

As composições nutricionais das duas espécies estudadas são apresentadas na Tabela 5. Os resultados dos dois locais de cultivo, indicam altos valores de humidade e cinzas enquanto mostram baixos valores de proteína e proteína bruta. Os teores de humidade dos materiais de macroalgas secas da espécie *Kappaphycus alvarezii* não apresentaram diferenças significativas entre os dois locais de cultivo ($p < 0.05$), mas a espécie *Eucheuma denticulatum*

mostrou valores de humidade de 10.01 ± 0.19 % $100g^{-1}$ no SC.EM e de 9.43 ± 0.44 % $100g^{-1}$ no SS.EM, revelando diferença estatisticamente significativa ($p < 0.05$). Os valores de cinzas na espécie *Kappaphycus alvarezii* revelam diferenças significativas ($p < 0.05$) com médias de 17.52 ± 0.31 % $100g^{-1}$ no SC.EM e 18.15 ± 0.23 % $100g^{-1}$ no SS.EM. Contrariamente dos valores da *Eucheuma denticulatum* que não apresentam diferenças significativas ($p > 0.05$) com médias de 19.36 ± 1.19 % $100g^{-1}$ no SE.EM e de 19.03 ± 0.01 % $100g^{-1}$ no SS.EM. A diferença entre a proteína e proteína bruta das espécies *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum* não apresentaram valores estatisticamente significativos entre os dois locais de cultivo.

Tabela 5: Médias ($\pm Dp$) dos conteúdos de humidade, cinzas, proteína e proteína bruta, expressas em % $100g^{-1}$ das espécies de macroalgas *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum*.

	<i>Kappaphycus alvarezii</i>				<i>Eucheuma denticulatum</i>			
	Média ($\pm$) Dp (% $100g^{-1}$)				Média ($\pm$) Dp (% $100g^{-1}$)			
Local de cultivo	Humidade	Cinza	Proteína	Proteína Bruta	Humidade	Cinza	Proteína	Proteína Bruta
SC.EM	11.4 ± 2.03	17.52 ± 0.31	0.04 ± 0	0.82 ± 0.13	10.01 ± 0.19	19.36 ± 1.19	0.04 ± 0.01	0.58 ± 0.03
SS.EM	10.45 ± 0.42	18.15 ± 0.23	0.04 ± 0	0.69 ± 0.03	9.43 ± 0.44	19.03 ± 0.01	0.05 ± 0.01	0.82 ± 0.03
<i>p-value</i>	0.505	0.047	0.423	0.249	0.001	0.125	0.519	0.686

4.4.1. Minerais

Os resultados na Tabela (6) mostram que as macroalgas das espécies *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum* amostradas continham grandes quantidades de Ca, Mg, Na e K, e a estatística revela que não há diferenças significativas dos minerais entre os locais de cultivo com $p > 0.05$.

O resultado de *Kappaphycus alvarezii* revela maiores quantidades de Mg com médias de 9.15 ± 13.29 mg. $100g^{-1}$ no SC.EM e 6.1 ± 5.28 mg. $100g^{-1}$ na macroalga cultivada no SS.EM, revela igualmente maior quantidade de K no cultivo em SS.EM com média de 31.2 ± 7.99 mg. $100g^{-1}$ e a média de 35.47 ± 3.2 mg. $100g^{-1}$ da macroalga cultivada no SC.EM. O resultado da *Eucheuma denticulatum* revela maiores quantidades de Ca no SS.EM com média de 58.33 ± 2.89 mg. $100g^{-1}$ e no SS.EM com 53.33 ± 10.41 mg. $100g^{-1}$, e revela a quantidade de Na com médias de 44.43 ± 3.33 mg. $100g^{-1}$ no SC.EM e 38.62 ± 3.37 mg. $100g^{-1}$ no SS.EM. E,

apresenta menor valor de Mg com uma média de $4.07 \pm 4.66 \text{ mg.100g}^{-1}$ e a ausência do mesmo no cultivo em SS.EM.

Tabela 6: Médias ($\pm$ Dp) dos minerais, expressos em mg.100g^{-1} das espécies de macroalgas *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum*.

<i>Kappaphycus alvarezii</i>					<i>Eucheuma denticulatum</i>			
Média (±) Dp (mg.100g ⁻¹)								
Local de cultivo	Ca	Mg	Na	K	Ca	Mg	Na	K
SC.EM	40±5	9.15±13.29	35.47±3.2	28.43±3.4	53.33±10.41	4.07±4.66	44.43±3.33	15.22±5.5
SS.EM	28.33±15.28	6.1±5.28	34.31±7.91	31.2±7.99	58.33±2.89	0.00±0.00	38.62±3.37	25.1±13.24
<i>p-value</i>	0.336	0.736	0.829	0.619	0.507	0.269	0.519	0.318

CAPÍTULO V

5. Discussão

Os resultados obtidos neste estudo indicam um bom desempenho no cultivo das espécies de macroalgas *K. alvarezii* e *E. denticulatum* tanto no substrato com ervas marinhas quanto no substrato sem ervas. No entanto, a espécie *E. denticulatum*, cultivada em substrato com ervas marinhas durante a época quente, apresentou uma perda significativa de biomassa ($p < 0.05$). Esses resultados são consistentes com o estudo de Msuya & Salum (2011), que observou que o cultivo de macroalgas no substrato com ervas marinhas pode levar a um baixo crescimento devido à competição por nutrientes e espaço, especialmente nas condições mais quentes. No entanto, é importante considerar que a perda de biomassa também pode ser atribuída a outros factores, como alta herbivoria e branqueamento excessivo, conforme sugerido por Collén *et al.* (1995), Largo *et al.* (1995b) e Msuya *et al.* (2013). Contudo, os resultados deste estudo indicam que *E. denticulatum* obteve o melhor rendimento no cultivo em substrato sem ervas durante a época quente. Esse desempenho superior pode ser atribuído a vários factores inter-relacionados, como a competição minimizada por nutrientes e espaço nesse tipo de substrato permitindo que a espécie aproveite de maneira mais eficiente os recursos disponíveis, além disso, a melhor qualidade de água proporcionando maior circulação e menor interferência das ervas marinhas (Collén *et al.* 1995; Msuya & Salum, 2011; Msuya *et al.* 2013). Em contrapartida, o cultivo de *K. alvarezii* mostrou-se eficaz tanto no substrato com ervas marinhas quanto no substrato sem ervas, indicando que esta espécie pode ter sido mais tolerante a variações nas condições ambientais e à competição por nutrientes e espaço. E comparando o crescimento das duas espécies com outros quadrantes nota-se que há potencial de cultivo das carragenófitas na Ilha de Inhaca, principalmente para *K. alvarezii*, que geralmente tem sido espécie com dificuldades de crescimento em várias áreas de cultivo, como Tanzânia, Madagáscar, Quênia e Filipinas, onde geralmente o *Kappaphycus* apresenta crescimento muito inferior ao de *Eucheuma*, sugerindo que o género pode ser mais vulnerável a factores ambientais, como o aquecimento da água e a competição com outras espécies, limitando seu desempenho em determinadas regiões (Msuya *et al.*, 2022). Adicionalmente, o branqueamento é sugerido como um factor que tem afectado negativamente o crescimento de *Kappaphycus spp.* em várias regiões. Alguns estudos como de Tahliluddin & Terzi (2021) indicam que o branqueamento pode prejudicar

significativamente a produtividade dessa espécie. Um estudo nas Filipinas relatou perdas de até 15% na produção de *Kappaphycus* entre 2011 e 2013, devido ao branqueamento e à infestação por epífitas (Cottier-Cook *et al.*, 2016). Este fenómeno de branqueamento pode ser uma explicação adicional para o menor desempenho de *Kappaphycus* em algumas regiões.

O ganho de biomassa no cultivo das eucheumoides neste estudo, realizado em 45 dias, foi significativamente superior no substrato sem ervas marinhas para *Eucheuma denticulatum*. Durante a época quente, a espécie obteve uma média de $10.713,3 \pm 205,1$ g, o que representou um aumento de +700%. Já na época fria, o ganho foi de $4.425 \pm 49,2$ g, correspondendo a um aumento de +200% (Tabela 1). Estes resultados foram óptimos quando comparados aos resultados do estudo de Ndobe *et al.*, (2020) que obteve cerca de 600% de ganho de biomassa para as eucheumoides no final de cultivo de 45 dias. Também realçar que um estudo de Yahya *et al.* (2020), com experimento realizado em estacas obteve entre 2000-5080 g. A espécie *K. alvarezii* neste estudo teve ganho de biomassa de +200 % (4291.7 ± 194.8 g; 3478.3 ± 106.7 g) nas épocas fria e quente no substrato com ervas marinhas, e, +500% (8798.3 ± 407.7 g) na época quente, + 200% (3600 ± 57.6 g) na época fria, no substrato sem ervas marinhas (Tabela 1). Estes valores apontam melhor crescimento em relação aos resultados obtidos no relatório realizado por Oliveira (2021), que o ganho de biomassa esteve entre 33.33-475% no cultivo de 45 dias em sistema de estacas.

Os resultados da redução de biomassa descritos na Tabela 2, presumem, portanto, que os factores bióticos como herbivoria e branqueamento podem ter influenciando nos resultados da biomassa e TCR ao longo do experimento de cultivo, tendo em consideração os efeitos negativos dos factores bióticos na taxa de crescimento relativo, relatados em alguns estudos em comparação do crescimento em diferentes locais de cultivo (Msuya *et al.*, 2014; Hurtado *et al.*, 2014; Kimathi *et al.* (2018). Os valores mais elevados da perda da biomassa neste estudo foram observados no cultivo da espécie *E. denticulatum* em substrato com ervas marinhas na época quente com médias de $59.8 \pm 57.9\%$ aos 15 dias e 18.2 ± 9.2 aos 30 dias de cultivo (Tabela 2). E, comparando os resultados das duas espécies neste estudo, nota-se que *K. alvarezii* teve menos perda de biomassa que a *E. denticulatum*, o que torna a Ilha de Inhaca com um bom potencial para o cultivo da mesma, diferindo ou superando outros

quadrantes, como o exemplo de Tanzânia que tem maiores perdas na produção de *K. alvarezii* (Msuya *et al.*, 2022).

As taxas de crescimento relativo foram comparadas. A taxa obtida no cultivo da espécie *K. alvarezii* nos dois locais de cultivo em época quente e fria, pode ser considerado boa para o cultivo quando comparada ao valor recomendado para o cultivo comercial das euclimoides que é de 3.5% dia⁻¹ (Doty, 1987, Glenn & Doty, 1990). Apesar da taxa obtida em substrato com ervas marinhas na época quente da espécie *E. denticulatum* (-0.2±0.2%dia⁻¹) tenha ficado distante do valor recomendado da TCR (%dia⁻¹), a taxa obtida em substrato sem ervas marinhas (3.9±0.01%dia⁻¹) ficou mais próxima do valor recomendado para o cultivo das euclimoides. Kimathi *et al.* (2018), os seus resultados apontam que no sistema de estacas TCR (%dia⁻¹) de *E. denticulatum* pode ser obtida até 5.5% dia⁻¹, e a TCR (%dia⁻¹) de *K. alvarezii* obtiveram até 2.9% dia⁻¹, porém dependendo das estações do ano e do local de cultivo. Contudo, os resultados desse estudo apontam valores maiores da TCR (%dia⁻¹) da *E. denticulatum* (7.2±0.1%dia⁻¹) em substrato sem ervas marinhas na época quente e valores da TCR (%dia⁻¹) de *K. alvarezii* foram até 6.4±0.2%dia⁻¹ também no mesmo local e época (Tabela 2). Apesar de ter se obtido valores altos no cultivo dessas duas espécies neste estudo, nota-se que semelhantemente do estudo de Kimathi *et al.* (2018), a espécie *E. denticulatum* cresce mais que o *K. alvarezii*.

Comparando os resultados deste estudo com outros, relativamente ao cultivo das carragenófitas em substrato com ervas e sem ervas marinhas percebe-se que as taxas de crescimento relativo se revelam maioritariamente mais baixos na presença de ervas marinhas e altos em substrato arenoso sem ervas marinhas. Os resultados de estudo de Msuya *et al.* (2011), apontam que os valores mais baixos de TCR (%dia⁻¹) no crescimento de *E. denticulatum* foram registados no substrato com ervas marinhas e os mais elevados sem ervas marinhas, sugerindo mais estudo aprofundado do efeito das ervas marinhas. O mesmo cenário, foi verificado neste estudo, onde, a taxa de crescimento relativo das duas espécies foi maior no substrato sem ervas marinhas. Contudo, os resultados de Syamsuddin (2022), apontam que, *K. alvarezii* obteve maior ganho de biomassa e alta de taxa de crescimento relativo quando cultivada no substrato com ervas marinha usando o sistema de estacas, sustentando a possibilidade de redução da herbivoria às carragenófitas, pela disponibilidade

de alimento natural em forma de folhas, caules e raízes de ervas marinhas, algas epífitas e animais presos ao substrato sedimentar.

Os resultados dos factores abióticos neste experimento mostraram-se dentro ou aproximados a faixa óptima considerada para o cultivo das carragenófitas. O Luning (1990) e Syamsuddin (2022) relatam que, temperatura, o pH e a salinidade da água são factores ambientais que afectam o metabolismo e a taxa de crescimento e a produção da biomassa das carragenófitas. A temperatura da água no substrato com e o substrato sem ervas marinhas não mostraram diferenças. Porém, apresentaram valores entre 27.2-31.6°C na época quente e valores de 21.5-25.6°C na época fria (Tabela 3). Esses valores podem ser considerados óptimos quando comparados com a temperatura da água nas zonas onde as carragenófitas, como *Eucheuma denticulatum* e *Kappaphycus alvarezii*, estão distribuídas naturalmente, com temperaturas variando entre 20°C e 30°C (Ask *et al.*, 2001; Brzeska-Roszczyk *et al.*, 2017; Syamsuddin, 2022). Sulu *et al.* (2003), relata que as eucheumoides podem crescer a uma temperatura da água de 25-29°C, sendo que nas zonas tropicais pode obter o melhor rendimento na faixa de 25-30°C (Trono & Ohno, 1989). O estudo de Msuya (2015), aponta que o intervalo da temperatura da água de 29-34°C afectou a produtividade *Kappaphycus*. Portanto, é importante salientar que o cultivo em águas rasas pode afectar a produtividade pela exposição das macroalgas a altas temperaturas, causando branqueamento e consequentemente a mortalidade das mesmas, principalmente nos eventos da maré viva mais altas em épocas quentes (Mmochi *et al.*, 2005), o que poderá ter causado o branqueamento e perda da espécie *E. denticulatum* neste experimento em substrato com ervas marinhas na época quente onde havia muita exposição, tendo terminado com perdas da biomassa (-178.3±147g) equivalente a (-12)% e da TCR (-0.2±0.2%dia⁻¹) (Tabela 1). Os resultados de Kimathi *et al.* (2018), apontam que há uma relação entre a temperatura do ar e parâmetros de qualidade da água, que pode se manifestar pela síndrome de branqueamento causando a perda da biomassa das macroalgas.

O pH da água em dois locais (SC.EM e SS.EM) na época quente variou de 8.1-8.7 e na época fria teve uma variação de 7.5-8.8 (Tabela 3). Contudo, indica que os dois locais de cultivo podem ser classificados como habitats com água de boa produtividade. O Trono (1989) afirma que esta faixa é ideal para o desempenho das carragenófitas, pois considera a variação de 7.5-8.4 como a melhor para o crescimento e desenvolvimento das macroalgas. Tendo em

conta que o pH é um factor químico que determina a disponibilidade de nutrientes a serem absorvidos pelas macroalgas para o seu crescimento. Nesta faixa de pH, a decomposição da matéria orgânica que se acumula no substrato com ervas marinhas ocorre mais rapidamente, liberando imediatamente vários nutrientes necessários às carragenófitas (Syamsuddin, 2022), o que pode ter influenciado no desempenho de *K. alvarezii* nas duas épocas de cultivo.

A salinidade nos dois locais de cultivo (SC.EM e SS.EM) na época quente variou entre 35-37‰, enquanto isso, na época fria nos dois locais variou de 33-37‰ (Tabela 3), estes valores encontram-se dentro da faixa considerada ótima para o cultivo das eucheumoides 30-40‰ (Ask & Azanza, 2002). Para o Dawes (1981), a faixa ótima de salinidade para o crescimento de *Eucheuma sp.* é de 30-35 ‰, contrariado por Munoz *et al.* (2004), que, afirma que a salinidade desejada para o crescimento de *K. alvarezii* é 18-35‰. A salinidade adequada para o crescimento de das eucheumoides nas zonas tropicais, é de 29-34‰ (Doty, 1987). A faixa muito boa é de 22-30‰ (Raikar *et al.*, 2001). A faixa de salinidade que mostrou melhor crescimento foi de 30‰ (Sulu *et al.*, 2003). Nesse estudo observou-se que os valores da salinidade água da área do cultivo das carragenófitas são ótimos para o cultivo, o que está com Ask & Azanza, (2002).

Os resultados obtidos a cada ciclo, em 45 dias de cultivo das macroalgas nesse estudo revelam que, o maior número de espécies de fitoplâncton foi encontrado no final de cultivo das macroalgas, em substrato com ervas marinhas, na época quente com valor total de 31 espécies. A alta diversidade de fitoplâncton foi encontrada no início do cultivo também em substrato com ervas marinhas na mesma época, com valor de 3.8 H' (Tabela 4). A partir desses resultados, observou-se que, o substrato com ervas marinhas apresentou número maior de espécies e alta diversidade de fitoplâncton, semelhantemente aos resultados obtidos no estudo de Parakkasi *et al.* (2020). Contudo, a classe Bacillariophyceae apresentou maior número e diversidade de fitoplâncton em dois locais de cultivo das carragenófitas e nas duas épocas. Onde foram encontrados no fim dos 45 de cultivo de macroalgas, em substrato sem ervas, na época fria, 27 espécies e 3.1 H'. Para o Arinardi *et al.* (1997) e Collins *et al.* (2014), este cenário pode revelar a capacidade desse fitoplâncton responder as variações nas condições ambientais para que possam sobreviver quando comparados com espécies de fitoplâncton de outras classes.

Com base na observação dos resultados nos dois locais, em época quente e fria, no início e no fim do cultivo das carragenófitas, o índice de diversidade de fitoplâncton não teve grandes variações (Tabela 4). Contudo, estes valores de índice de diversidade (H') foram incluídos nas categorias média ($1 \leq 3 H'$) e alta ($3 \leq 4 H'$) (Krebs, 1989; Masson, 1981). Com base nessas categorias, pode-se explicar que as espécies fitoplanctônicas tiveram os habitats de cultivo das carragenófitas com condições ideais de crescimento e desenvolvimento. Os resultados revelam que o número de espécies de fitoplâncton aumentou durante o cultivo das carragenófitas, tanto na época quente como fria nos dois locais de cultivo (Tabela 4). Assim, isso pode indicar que o cultivo das carragenófitas contribuíram positivamente no aumento do número de espécies e ou pode ter havido uma competição de nutrientes (Kavanaugh *et al.*, 2009). Contudo, pelo tempo do experimento, área e pelo experimento ter sido realizado em mar aberto, essa possibilidade pode ser prematura de se considerar. Estes resultados divergem-se dos de Parakkasi *et al.* (2020), que o número de espécies de fitoplâncton reduziu da mesma forma em substrato sem ervas e com ervas marinhas no fim do cultivo das carragenófitas, e por este motivo, o cultivo das mesmas foi considerado com contribuição negativa para as alterações no número de espécies.

Os resultados da composição nutricional neste estudo indicam que a espécie *K. alvarezii* não apresentou diferenças significativas entre a humidade, proteína e proteína bruta (Tabela 5), porem, revela a diferença significativa entre os valores de cinza em dois locais de cultivo, e indicam que espécie *E. denticulatum* revela não haver diferenças significativas nos valores de cinza, proteína e proteína bruta, porem revelam diferença estatisticamente significativa com $p < 0.05$. Os teores de humidade na espécie *K. alvarezii* foram de 10.45 a 11.4%100g⁻¹ e da espécie *E. denticulatum* foram de 10.01±0.19%100g⁻¹ cultivada no substrato com ervas marinhas e 9.43±0.44%100g⁻¹ cultivada no substrato sem ervas marinhas, achando-se próximo ou dentro do intervalo obtido nos resultados de Osman *et al.* (2011), que, foi de 10.6 a 13.37%100g⁻¹. Osman *et al.* (2011), ainda revela que essa faixa pode ser suficiente para evitar o desenvolvimento de microrganismos que podem afectar negativamente o cultivo das macroalgas.

Os resultados dos dois locais de cultivo das carragenófitas, mostram que *K. alvarezii* continha grandes quantidades de minerais (Ca, Mg, Na, K) que estiveram entre os valores de 6.1±5.28 - 40±5 mg 100g⁻¹ (Tabela 6), quando comparadas com valores no estudo de

Kumar *et al.* (2015), que obteve Ca: 0.84 ± 0.33 mg $100g^{-1}$, Mg: 0.74 ± 1.82 mg $100g^{-1}$, Na: 2.23 ± 0.36 mg $100g^{-1}$, K: 4.10 ± 0.44 mg $100g^{-1}$. O estudo de Fayaz *et al.* (2005), teve um valor muito elevado de cálcio em *K. alvarezii* de 159.54 ± 0.41 mg $100g^{-1}$ comparativamente a outras espécies de macroalgas vermelhas, e sustenta que a quantidade dos minerais nesta carragenófitas pode pelo seu metabolismo e capacidade de absorver directamente elementos da água do mar. Os resultados da *E. denticulatum* nos dois locais de cultivo, mostram que a mesma continha quantidades significativas de Ca, Na e K, exceptuando Mg (Tabela 6), que no cultivo em substrato com ervas marinhas continha 4.07 ± 4.66 mg $100g^{-1}$ e no substrato sem ervas não continha. Esses resultados de Ca (53.33 ± 10.41 - SC.EM; 58.33 ± 2.89 - SS.EM) mg $100g^{-1}$, Na (44.43 ± 3.33 - SC.EM; 38.62 ± 3.37 - SS.EM) mg $100g^{-1}$ e K (15.22 ± 5.5 - SC.EM; 25.1 ± 13.24 - SS.EM) mg $100g^{-1}$, em carragenófitas, apontam que o teor de Cálcio assemelha-se ao valor no teste da composição nutricional e mineral em macroalgas vermelhas no estudo de Osman *et al.* (2011), que obteve Ca: 57.3076 ± 0.007 mg $100g^{-1}$, menos os teores de Sódio (19.286 ± 0.001 mg $100g^{-1}$) e Potássio (11.9301 ± 0.021 mg $100g^{-1}$), que no presente estudo foram elevados.

6. Conclusão

- A medição e análise de parâmetros ambientais (temperatura, pH, salinidade, nutrientes) durante o processo de cultivo indicam que a água do local de estudo é adequada e ideal para o cultivo de *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum*;
- Após as análises da composição nutricional e mineral feitas nesse estudo, pode considerar-se que, as eucheumoides *Kappaphycus alvarezii* e *Eucheuma denticulatum* são um excelente recurso pois possuem boa quantidade de minerais, cinzas e proteínas;
- Os resultados sugerem que o substrato sem ervas marinhas tem o melhor desempenho no cultivo das macroalgas em sistema de estacas;
- Os resultados sugerem a necessidade do cultivar as carragenófitas em substrato limpo sem ervas marinhas evitando a herbivoria por organismos que se associam as ervas e, numa área que não há total vazamento de maré para evitar o branqueamento pela alta exposição ao sol para o aumento de escala de produção;
- Tanto *K. alvarezii* como *E. denticulatum* tiveram bom desempenho, no entanto, *K. alvarezii* destaca-se na Ilha de Inhaca em relação a outros locais. O estudo mostrou que, apesar de dificuldades de crescimento em outros locais do mundo, *Kappaphycus alvarezii* na Ilha de Inhaca apresentou boas taxas de crescimento provavelmente por ser menos predado e pela maior adaptação no inverno;
- *E. denticulatum* teve melhores resultados nesse estudo em substrato sem ervas marinhas, especialmente na época quente. Isso destaca a importância de considerar factores como competição com ervas, herbivoria e risco de branqueamento para o sucesso do cultivo na Ilha de Inhaca.

7. Constrangimentos

Durante a realização do cultivo experimental foi verificada a alteração do fundo num dos locais de cultivo, pois nalguns meses se transformava em banco de área o que favorecia a alta exposição das macroalgas ao sol por longo período de tempo, causando estresse às mesmas.

Aparecimento espaço-temporal de espécies herbívoras que consumiam demasiadamente as macroalgas nos dois locais de cultivo, porém, principalmente no substrato com ervas marinhas.

Para este sistema de cultivo, a maior limitação é de depender da maré baixa para chegar ao local de cultivo.

8. Recomendações

Aos investigadores e produtores é recomendada a atenção na dinâmica espacial e sazonal para reduzir as perdas de produção das macroalgas marinhas e otimizar cada vez mais a técnica de cultivo e o sucesso no cultivo.

Segundo os resultados obtidos nesse estudo, ficou perceptível que algumas indústrias falhem devido a escolha de sistema de cultivo, o baixo monitoramento e o local de cultivo, daí que as indústrias são recomendadas a optar pelo cultivo das carragenófitas em substrato sem ervas marinhas para evitar perdas por herbívora, pois no habitat de ervas ficam concentradas diversas espécies que alimentam-se de organismos florais e numa área que a água não vaze completamente ou onde as macroalgas não fiquem longos períodos de exposição solar. Esta atenção pode consideravelmente garantir ou maximizar a produção, usando o sistema de estacas que é de baixo custo e flexível. Por outro lado, a Ilha de Inhaca pode ser uma boa escolha para se fazer a produção da carragenófitas em uma larga escala. Pois, com base nesse estudo pode ser considerado local com condições favoráveis da qualidade da água onde até *Kappaphycus* por exemplo, que tem dado problemas pelo fraco crescimento no cultivo em Tanzânia e no norte do país (Cabo Delgado e Nampula) na de Ilha de Inhaca obtém boas taxas de crescimento relativo até $6.4 \pm 0.2\% \text{dia}^{-1}$ e mais de 500% de ganho de biomassa, no tempo de cultivo de 45 dias. Considerando também que conta com uma costa rasa, facilitando a execução das actividades de cultivo em estacas.

9. Referências bibliográficas

- Agardh, J.G. (1847). Nya alger från Mexico. Öfversigt af Kongl. Vetenskaps-Akademiens Förhandlingar, Stockholm 4: 5-17.
- Akhtar, A., Khan Md.S., Hasan M., Farhaduzzaman A.M., Osman M.H., Shovon, Md.N.H. (2022). Baseline Survey Report on Seaweed Cultivation, Processing, and Marketing for Employment Generation in Bangladesh's Coastal Poor Communities. International Journal of Innovative Science and Research Technology. ISSN No:- 2456-2165. DOI: 10.5281/zenodo.7478867
- Alexandre, A., Baeta A., Engelen A.H., Santos R. (2017). Interactions between seagrasses and seaweeds during surge nitrogen acquisition determine interspecific competition. Scientific Reports | 7: 13651 | DOI:10.1038/S41598-017-13962-4.
- Areces, A.J. (1995). Cultivo comercial de carragenófitas del género *Kappaphycus* Doty. In: Alveal K., Ferrario M.E., Oliveira E.C. & Sar E. (eds). Manual de métodos ficológicos. Universidad de Cocepción, Concepción, Chile. Pp 529-549.
- Arinardi, O.H., A.B. Sutomo., S.A. Yusuf., Trimaningsih., Asnaryanti & S.H. Riyono. 1997. Kisaran Kelimpahan dan Komposisi Plankton Predominan di Kawasan Timur Indonesia. LIPI, Jakarta.
- Ask, E.I., Azanza, R.V. (2002). Advances in cultivation technology of commercial euclimatoid species: a review with suggestions for future research. Aquaculture 206 Science B.V. All rights reserved. PII: S0044-8486(01)00724-4. 257– 277.
- Ask, E.I., Batibasaga A., Zertuche-González J.A., de San M. (2001). Three decades of *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta) introduction to non-endemic locations. Proceedings, 17th International Seaweed Symposium, Chapman ARO, Anderson RJ, Vreeland VJ, Davison IR (eds), Cape Town, 49–57.
- Asni, A. (2015). Analisis Produksi Rumput Laut (*Kappaphycus alvarezii*) Berdasarkan Musim dan Jarak Lokasi Budidaya Diperaian Kabupaten Bantaeng. Jurnal Akuatik. Vol. 6, No. 2: 145-148.
- Balducci, C., Sfriso A., Pavoni, B. (2001). Macrofauna impact on *Ulva rigida* C. Ag. production and relationship with environmental variables in the lagoon of Venice. 52(1), 0–49. doi:10.1016/s0141-1136(00)00259-2

- Bandeira, S.O. & Pienaar, R.N. (2002). *Diversity and distribution of seagrasses around Inhaca Island, southern Mozambique*. *South African Journal of Botany*, 68(2), 191–198. doi:10.1016/S0254-6299(15)30419-1
- Baumann, H. & Doherty, O. 2013. Decadal changes in the world's coastal latitudinal temperature gradients. *PLoS ONE*, v. 8.
- Bindu, M.S. & Levine, I.A. (2011). The commercial red seaweed *Kappaphycus alvarezii* an overview on farming and environment. 23(4), 789–796. doi:10.1007/s10811-010-9570-2.
- Bixler, H.J. & Porse, H. (2011) A decade of change in the seaweed hydrocolloids industry. *Journal of Applied Phycology*. 23, 321-335.
- Bocanegra, A., Bastida, S., Benedí, J., Ródenas, S., & Sánchez-Muniz, F.J. (2009). Characteristics and nutritional and cardiovascular-health properties of seaweeds. *Journal of medicinal food*, 12(2), 236–258.
- Bourrelly, P. (1966). *Les algues d'eau douce*. Tome I: Les algues vertes. Édition N. Boubée & Cie, Paris. 572 p.
- Bourrelly, P. (1968). *Les algues d'eau douce*. Tome II: Les algues jaunes et brunes. Édition N. Boubée & Cie, Paris. 440 p.
- Bryceson, I. & Massinga, A. (2002). Coastal Resources and Management Systems Influenced by Conflict and Migration: Mecúfi, Mozambique. *AMBIO: A Journal of the Human Environment*, 31(7), 512–517. doi:10.1579/0044-7447-31.7.512
- Brzeska-Roszczyk, P., Barańska, A., Kruk-Dowgiałło, L. (2017). A review of the selected methods of macroalgae cultivation in marine waters. *BMI*, 2017; 32(1): 129-136. DOI.10.5604/01.3001.0010.6980.[https:// bullmaritimeinstitute.com/resources/html/articlesList?issueId=9519](https://bullmaritimeinstitute.com/resources/html/articlesList?issueId=9519).
- Buck B. H., Buchholz C. M. (2004). The offshore ring: A new system design or the open ocean aquaculture of macroalgae. *Journal of applied Phycology*, 16, 355-368.
- Bulboa, C.R. & Paula, E.J. (2005). Introduction of non-native species of *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Gigartinales) in subtropical waters: comparative analysis of growth rates of *Kappaphycus alvarezii* and *Kappaphycus striatum* in vitro and in the sea in south-eastern Brazil. *Phycological Research* 53:183-188.

- Burtin, P. (2003). Nutritional Value of Seaweeds. *Electronic Journal of Environmental, Agricultural and Food Chemistry*, 2(4), 1579–4377.
- Cardoso, S., Carvalho L., Silva P., Rodrigues M., Pereira O., Pereira, L. (2014). Bioproducts from Seaweeds: A Review with Special Focus on the Iberian Peninsula. *Current Organic Chemistry*, 18(7), 896–917.
- Carpena, M., Perez P.G., Oliveira P.G., Chamorro F., Paz O., Lopes C.L., Cao H., Gandara, J. S., Prieto M.A. (2023). Biological properties and potential of compounds extracted from red seaweeds. *Phytochem Rev* 22:1509–1540. DOI.org/10.1007/s11101-022-09826-z.
- Carvalho, A.M., Bandeira, S.O. (2003). Seaweed flora of Quirimbas Archipelago, northern Mozambique, In: Chapman ARO, Anderson RJ, Vreeland VJ and Davison IR (eds). *Proceedings of the XVIIth International Seaweed Symposium*, Cape Town, South Africa. Oxford University Press, Oxford pp 319–324
- Chapman, A. P. (1998). Seaweeds and their uses, Camelot press, London, 299-300.
- Chopin, T. (2011). Progression of the Integrated Multi-Trophic Aquaculture (IMTA) concept and upscaling of IMTA systems towards commercialization. **Aquaculture Europe** 36: 4–12.
- Chung, I.k., Beardall J., Mehta, S., Sahoo, D., Stojkovic (2011). Using marine macroalgae for carbon sequestration: a critical appraisal. *Journal of Applied Phycology* 23, 877-886. <https://doi.org/10.1007/s10811-010-9604-9>.
- Corrigan, S., Brown, A.R., Ashton, I.G.C., Smale, D.A., Tyler, C.R. (2022). Quantifying habitat provisioning at macroalgal cultivation sites. *Reviews in Aquaculture*. Doi: 10.1111/raq.12669
- Cotas, J., Gomes, L., Pacheco, D., Pereira, L. (2023). Ecosystem Services Provided by Seaweeds. *Hydrobiology* **2023**, 2, 75–96.
- Cottier-Cook, E., Nagabhatla, N., Badis, Y., Campbell, M., Chopin, T., Dai W., Fang, J., He P., Hewitt, C., Kim, G. (2016). Safeguarding the future of the global seaweed aquaculture industry. United Nations University and Scottish Association for Marine Science Policy Brief.12p. Retrieved from <http://voices.nationalgeographic.com/files/2016/08/Final-unu-seaweed-aquaculturepolicy-for-printing.pdf>

- Critchley, A.T., Aken, M.E., Bandeira, S. O., Kalk, M. (1997). A revised list of seaweeds from Inhaca Island, Mozambique. *S Afr J Bot* 63:426–435
- Cullen-Unsworth, L.C. & Unsworth, R.K.F. (2016). Strategies to enhance the resilience of the world's seagrass meadows. *Journal of Applied Ecology*. 53,967–972.
- Cunha, S.R., Pazeto, F.D., Crestani, D.E.V., Lima, G.B., Nascimento, J., Santanna, F., Manzoni, G.C., Marenzi, A.W.C., Mafra Jr., L.L. (1999). Potencial de crescimento de macroalgas cultiváveis presentes na enseada de armação do Itapocoroy (Penha, SC): avaliação preliminar. *Notas téc. Facimar*, 3: 17-25.
- Dawes, C.J. (1981). *Marine Botany*. New York: John Wiley And Sons University of South Florida. p. 268
- Doty, M.S. (1973). Farming the red seaweed *Euclima* for Carrageenans. *Micronesica*, 9:59-73
- Doty, M.S. (1973). Farming the red seaweed, *Euclima*, for carrageenans. *Micronesia* 9:59–73.
- Doty, M.S. (1978). *Euclima*-current marine agronomy. In: Krauss RW (ed) *The marine plant biomass of the Pacific Northwest coast*. Oregon State University Press, Corvallis, OR, pp 203– 214.
- Doty, M.S. (1987). The production and use of *Euclima* in case studies of seven commercial seaweed research. *FAO Technical Paper No. 281*. Rome.
- Doty, M.S., Alvarez V.B., (1975). Status, problems, advances and economics of *Euclima* farms. *Marine Technological Society Journal*, 9:30-35
- Eckrich, C.E., Holmquist, J.G. (2000). Trampling in a seagrass assemblage: direct effects, response of associated fauna, and the role of substrate characteristics. *Marine ecology progress series*. *Mar Ecol Prog Ser* 201: 199–209.
- FAO (2009). *Integrated Mariculture A Global Review*. FAO Fisheries and Aquaculture Technical Paper. No. 529. 183 pp.
- FAO (2012). *The state of world fisheries and aquaculture*. Rome. p.210
- FAO (2016). *The state of world fisheries and aquaculture 2016. Contributing to food security and nutrition for all*. FAO, Rome, 200 pp.
- FAO (2020). *The State of World Fisheries and Aquaculture. Sustainability in action*. FAO, Rome

- FAO. (2014). FishStatJ – Software for Fishery Statistical Time Series. Retrieved from <http://www.fao.org/fishery/statistics/software/fishstatj/en>.
- FAO. (2020). The State of World Fisheries and Aquaculture 2020. Sustainability in action. Rome. <https://doi.org/10.4060/ca9229en>
- FAO. (2022). The State of World Fisheries and Aquaculture 2022. Towards Blue Transformation. Rome, FAO. <https://doi.org/10.4060/cc0461en>
- FAO/WHO/UNU, (2015). Amino acid scoring patterns, <http://www.fao.org/docrep/meeting/004/m3013e/m3013e00.htm>
- Fayaz, M., Namitha, K.K., Murthy, K.N.C., Swamym, M., Sarada, R., Khanam, S., Subbarao, P.V., Ravishankar, G.A. (2005). Chemical Composition, Iron Bioavailability, and Antioxidant Activity of *Kappaphycus alvarezii* (Doty). J. Agric. Food Chem. 53, 792-797
- Fleurence, J. (1999). Seaweed proteins. Trends in Food Science & Technology, 10, 25–28.
- Fourqurean, J.W., Duarte C.M., Kennedy H., Marba N., Holmer M., Mateo M.A., Apostolaki, E.T., Kendrick G.A., *et al.* (2012). Seagrass ecosystems as a globally significant carbon stock. Nature Geoscience 5: 505–509.
- Gama, B.A.P., Santos, R.P.A., Pereira, R.C. (2008). The effect of epibionts on the susceptibility of the red seaweed *Cryptonemi* to herbivory and fouling. J Bioadhesion Biofilm Res. 24(3):209-218. Doi:10.1080/08927010802041253
- Ganesan, A.R., Shanmugam, M., Bhat, R. (2018). Producing novel edible films from semi refined carrageenan (SRC) and ulvan polysaccharides for potential food applications. International journal of biological macromolecules, v. 112, p. 1164-1170.
- Gaspar, R., Fonseca, R., Pereira, L. (2020). Illustrated Guide to the Macroalgae of Buarcos Bay, Figueira da Foz, Portugal, 1st ed.; MARE UC, DCV, FCT: Coimbra, Portugal; p. 128. [CrossRef].
- Gavino, C. & Trono, Jr. (1992). *Eucheuma* and *Kappaphycus*: Taxonomy and Cultivation. Marine Science Institute College of science. University of the Philippines at Quezon City, Philippines. Bull. Mar. Sci. Fish. Kochi Univ. No. 12, pp.51-65.

- Glenn, E.P. & Doty, M.S. (1990). Growth of the seaweeds *Kappaphycus alvarezii*, *K. striatum* and *Eucheuma denticulatum* as affected by environment in Hawaii. *Aquaculture*, 84: 245-255.
- Góes, H.G. de., Reis, R.P. (2011). An initial comparison of tubular netting versus tie-tie methods of cultivation for *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Solieriaceae) on the south coast of Rio de Janeiro State, Brazil. *J Appl Phycol* (2011) 23:607–613.
- Guiry, M.D & Morrison, L. (2015). “Internet information resources for marine algae,” in *Marine Algae Biodiversity, Taxonomy, Environmental Assessment, and Biotechnology*, eds L. Pereira & Neto J.L (Boca Raton, FL: CRC Press, Taylor & Francis), 357–376.
- Guiry, M.D. & Guiry, G.M. (2019). *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <http://www.algaebase.org>
- Häder, D. & Figueroa, F.L. (1997). Photoecophysiology of Marine Macroalgae. Invited Review. *Photochemistry and Photobiology*, 66(1): 1-14.
- Hayashi, L., Faria, G.S.M., Nunes, BG, Zitta, C.S., Scariot, L.A., Rover, T., Felix, MRL, Bouzon, Z.L. (2011). Effect of salinity on the growth rate, carrageenan yield, and cellular structure of *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Gigartinales) cultured in vitro. *J Appl Phycol* 23:439-447.
- Hayashi, L., Reis, R.P., Santos, A.A., Castelar, B., Robledo, D., Vega, G.B., Flower E. Msuya, F.E., Eswaran, K., Yasir, S.Md., Ali, M.K.M., Hurtado, A.Q. (2017). The Cultivation of *Kappaphycus* and *Eucheuma* in Tropical and Sub-Tropical Waters. In: Hurtado, A., Critchley, A., Neish, I. (eds) *Tropical Seaweed Farming Trends, Problems and Opportunities*. *Developments in Applied Phycology*, vol 9. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-319-63498-2_4
- Hehre, E.J. & Meeuwig, J.J. (2016). A global analysis of the relationship between farmed seaweed production and herbivorous fish catch. *PloS ONE*, 11: 1–17.
- Hendri, M., Apri, N.R., Siantori, D. (2020). Growth of *Eucheuma denticulatum* (spinosum) cultivated with a net bag verticulture method, *AACL Bioflux*, Volume 13. <https://doi.org/10.3390/hydrobiology2010006>.
- Hou, X.L.; Yan, X.J. (1998). Study on the concentration and seasonal variation of inorganic elements in 35 species of marine algae. *Sci. Total Environ.*, (222), 141-156.

- Hung, L.D., Hori, K., Nang, H.Q., Kha, T., Hoa, L.T. (2009). Seasonal changes in growth rate, carrageenan yield and lectin content in the red algae *Kappaphycus alvarezii* cultivated in Camranh Bay, Vietnam. *J Appl Phycol* 21:265–272.
- Hurd, C.L.; Harrison P.J.; Bischof, K.; Lobban, C.S. 2014. *Seaweed Ecology and Physiology*. 2. ed. Cambridge, UK: Cambridge University Press.
- Hurtado A.Q. (2013) Social and economic dimensions of carrageenan seaweed farming in the Philippines. En D. Valderrama, J. Cai, N. Hishamunda & N. Ridler, eds. *Social and economic dimensions of carrageenan seaweed farming*, pp. 91-113. Fisheries and Aquaculture Technical Paper No. 580. Rome, FAO. 204 pp.
- Hurtado, A.Q., Gerung, G.S., Yasir, S. Critchley, A.T. (2014). Cultivation of tropical red seaweeds in the BIMP-EAGA region. *J Appl Phycol* 26, 707–718. <https://doi.org/10.1007/s10811-013-0116-2>
- Jeevitha, M., Athiperumalsami, T., Kumar, V. (2013). Dietary fibre, mineral, vitamin, amino acid and fatty acid content of seagrasses from Tuticorin Bay, Southeast coast of India. *Phytochemistry*, 90, 135–146.
- Kalk, M. (1995). *A Natural History of Inhaca Island Mozambique*. Witwatersrand University Press, Johannesburg, South Africa.
- Kasim, M., Balubi, A.M., Mustafa, A., Nurdin, R., Patadjai, R.S., Jalil, W. (2020). Floating Cage: A new innovation of seaweed culture. *Emerging technologies, environment and research for sustainable aquaculture*. Doi: <http://dx.doi.org/10.5772/intechopen.90035>
- Kasim, M., Jamil, M.R., Irawati, N. (2017). Occurrence of macro-epiphyte on *Euclima spinosum* cultivated on floating cages. *AACL Bioflux* 10(3):633-639.
- Kasim, M., Mustafa, A. (2017). Comparison growth of *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Solieriaceae) cultivation in floating cage and longline in Indonesia. *Aquaculture reports* 6:49-55. Doi:10.1016/j.aqrep.2027.03.004
- Kasim, M., Mustafa, A., Munier, T. (2016). The growth rate of seaweed (*Euclima denticulatum*) cultivated in longline and floating cage. *AACL Bioflux* 9(2):291-299.
- Kavanaugh, M.T., Nielsen, K.J., Chan, F.T., Menge, B.A. & Letelier R.M. (2009). Experimental assessment of the effects of shade on an intertidal kelp: Do phytoplankton blooms inhibit growth of open-coast macroalgae? *Limnol. Oceanogr.*, 54(1), 276–288

- Kim, M.S., Kim, J.Y., Choi, W.H., & Lee, S.S. (2008). Effects of seaweed supplementation on blood glucose concentration, lipid profile, and antioxidant enzyme activities in patients with type 2 diabetes mellitus. *Nutrition research and practice*, 2, 62–67.
- Kim, SE-kwon. (2011). *Advances in Food and Nutrition Research - Marine Medicinal Foods*.
- Kimathi, A.G., Wakibia, J.G., Gichua, M.K. (2018). Growth rates of *Eucheuma denticulatum* and *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta; Gigartinales) cultured using modified off-bottom and floating raft techniques on the Kenyan coast. *West. Indian Ocean J. Mar. Sci.* 17(2): 11-24.
- Komárek, J. & Anagnostidis, K. (1986). Modern approach to the classification system of cyanophytes 2 - Chroococcales. *Algological Studies* 73: 157-226.
- Krammer, K. & Lange-Bertalot, H. (1986). *Subwasserflora von Mitteleuropa: Bacillariophyceae*. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart. 876 p.
- Krebs, C.J. (1989). *Ecological methodology*. Harper and Row Pub., New York. 745 p.
- Kumar, K.S., Ganesan, K., Rao, P.V.S. (2015). Seasonal variation in nutritional composition of *Kappaphycus alvarezii* (Doty) Doty—an edible seaweed. *J Food Sci Technol* 52, 2751–2760. <https://doi.org/10.1007/s13197-014-1372-0>
- Lalegerie, F., Gager, L., Stiger-Pouvreau, V., Connan, S. (2019). The stressful life of red and brown seaweeds on the temperate intertidal zone: effect of abiotic and biotic parameters on the physiology of macroalgae and content variability of particular metabolites. *Advances in Botanical Research*, Volume 95. doi:10.1016/bs.abr.2019.11.007.
- Largo, D.B., Fukami K., Nishijima T., (1995b). Occasional pathogenic bacteria promoting ice-ice disease in the carrageenan-producing red algae *Kappaphycus alvarezii* and *Eucheuma denticulatum* (Solieriaceae, Gigartinales, Rhodophyta). *Journal of Applied Phycology*, 7(6):545-554. DOI : 10.1007/BF00003941
- Largo, D.B., Fukami, K., Nishijima T., Ohno, M. (1995a). Laboratory-induced development of the ice-ice disease of the farmed red algae *Kappaphycus alvarezii* and *Eucheuma denticulatum* (Solieriaceae, Gigartinales, Rhodophyta). *Journal of Applied Phycology*, 7(6), 539-543. <https://doi.org/10.1007/Bf00003940>

- León. R.E.R. (2016). Manual para el cultivo experimental de la macroalga *Kappaphycus alvarezii* como alternativa productiva y sostenible para los pescadores artesanales del ecuador. cooperativa de producción pesquera artesanal. p124
- León-Alvarez, D., Rodríguez, V.D., López, G.N.A., Ponce, M.M.E., Fragoso, T.D., Candelaria, S.C., Núñez, R.M.L., Cruz, R.A. (2016). “Clave interactiva de identificación de géneros de algas marinas tropicales de México: III. Algas rojas.” Ed. Las prensas de Ciencias, Facultad de Ciencias, UNAM. Disco compacto. ISBN 978-607-02-8664-3.
- Lim, P.E., Yang, L.E., Tan, J.I., Maggs, C.A., Brodie, J. (2017). Advancing the taxonomy of economically important red seaweeds (Rhodophyta). *European Journal of Phycology*, 52(4), 438–451. doi:10.1080/09670262.2017.136517.
- Lima, A.P.S., Carneiro, R.N., Meireles, A.J.A. (2014). Ecosistema banco de algas e identidade territorial no município de Icapuí/CE: comunidade tradicional pesqueira e meio técnico-científico-informacional. REDE – Revista Eletrônica do PRODEMA Fortaleza, Brasil.
- Lirasan, T., & Twide, P. (1993). Farming *Eucheuma* in Zanzibar, Tanzania. Fourteenth International Seaweed Symposium, 353–355. doi:10.1007/978-94-011-1998-6_44.
- Lovato, T., Ciavatta, S., Brigolin, D., Rubino, A., Pastres, R., (2013). Modelling dissolved oxygen and benthic algae dynamics in a coastal ecosystem by exploiting real-time monitoring data. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 119(), 17–30. doi:10.1016/j.ecss.2012.12.025.
- Lüning, K. (1990). *Seaweeds: Their Environment, Biogeography, and Ecophysiology*. New York: John Wiley & Sons, Inc., 544 p.
- Mabeau, S. & Fleurence, J. (1993). Seaweed in food products: biochemical and nutritional aspects. *Trends in Food Science & Technology*, 4, 103-107.
- Macnae, W. & Kalk, M. (1962). The Fauna and Flora of Sand Flats at Inhaca Island, Moçambique. British Ecological Society. *Journal of Animal Ecology*, Feb., 1962, Vol. 31, No. 1 (Feb., 1962), pp. 93-128. <https://www.jstor.org/stable/2334>.
- Maehre, H.K., Malde, M.K., Eilertsen, K.E., Elvevoll, E.O. (2014). Characterization of protein, lipid and mineral contents in common Norwegian seaweeds and

evaluation of their potential as food and feed. Journal of the science of food and agriculture, 94(15), 3281–90.

- Marinho-Soriano E. (2013). Estudos Sobre Macroalgas Marinhas. In: Chellapa, S.; Marinho-Soriano, E.; Câmara, M. R.; Amado, A. M. Ciências Aquáticas: 50 Anos De Pesquisa No Rio Grande Do Norte, Brasil. Natal, Rn: Edufrn.
- Massingue A.O., Bandeira S.O. (2005). Distribution of seagrasses and common seaweeds around Nampula Province (Northern Mozambique) with emphasis on Moçambique Island. Western Indian Ocean J Mar Sci 4:175–183
- Masson, C.F. (1981). Biology of fresh water Pollution. Longman. Inc, New York. 250 p.
- McHugh, D.J. (2003). A Guide to the Seaweed Industry. FAO Fisheries Technical Paper No. 441. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, Italy.
- Mišurcová, L.; Buňka, F.; Vávra Ambrožová, J.; Machů, L.; Samek, D.; Kráčmar, S. (2014). Amino acid composition of algal products and its contribution to RDI. Food Chemistry, 151(), 120–125. doi:10.1016/j.foodchem.2013.11.04
- Mmochi, A.J., Shaghude, Y.W., Msuya, F.E. (2005). Comparative study of seaweed farms in Tanga, Tanzania. Report submitted to SEEGAAD Project pp. 37.
- Msuya F.E. & Salum D. (2011). Effect of the Presence of Seagrass and Nutrients on Growth Rates of Farmed *Kappaphycus alvarezii* and *Eucheuma denticulatum* (Rhodophyta). Western Indian Ocean Journal of Marine Science. Sci. Vol. 10, No. 2, pp. 129-135.
- Msuya, F.E. (2011). The impact of seaweed farming on the socioeconomic status of coastal communities in Zanzibar, Tanzania. World Aquacult 42:45–48.
- Msuya, F.E. (2013). Social and economic dimensions of carrageenan seaweed farming in the United Republic of Tanzania. In: Valderrama D, Cai J, Hishamunda N, Ridler N (eds) Social and economic dimensions of carrageenan seaweed farming. Fisheries and Aquaculture technical Paper no. 580. FAO, Rome.
- Msuya, F.E. (2015). Deep water device for farming seaweed: a way of producing higher valued *Kappahycus* for coastal communities in Tanzania. Submitted to Western Indian Ocean Marine Sciences Association under MARG 1, pp. 11-13.

- Msuya, F.E., Bolton, J., Pascal, F., Narrain, K., Betty Nyonje, B., Cottier-Cook, E. J. (2022). Seaweed farming in Africa: current status and future potential. *Journal of Applied Phycology* 34:985–1005. <https://doi.org/10.1007/s10811-021-02676-w>
- Msuya, F.E., Buriyo A., Omar I., Pascal B., Narrain K., Ravina J.M., Mrabu E., Wakibia J.G. (2014) Cultivation and utilisation of red seaweeds in the Western Indian Ocean (WIO) Region. *Journal of Applied Phycology* 26 (2): 699-705
- Msuya, F.E., Shalli, M.S., Sullivan, K., Crawford, B., Tobey, J., Mmochi, A.J. (2007). A comparative economic analysis of two seaweed farming methods in Tanzania. The Sustainable Coastal Communities and Ecosystems Program. Coastal Resources Center, University of Rhode Island and the Western Indian Ocean Marine Science Association. (www.crc.uri.edu, www.wiomsa.org).
- Mtolera, M.S., Collén, J., Pedersén, M., Semesi, A.K., (1995). Destructive hydrogen peroxide production in *Eucheuma denticulatum* (Rhodophyta) during stress caused by elevated pH, high light intensities and competition with other species. *European Journal of Phycology* 30(4):289-297. DOI:10.1080/09670269500651071
- Mtolera, M.S.P. (2003). Effect of Seagrass Cover and Mineral Content on and *Eucheuma* Productivity in Zanzibar. *Western Indian Ocean Journal of Marine Science*, 2(2), –. doi:10.4314/wiojms.v2i2.28439.
- Munoz, J., Freile-Pelegrin, Y., Robledo, D. (2004). Marculture of *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Solieriaceae) color strains in tropical waters of Yucatan, Mexico. *Aquaculture*. 239:161-177.
- Ndobe, S., Yasir, I., Salanggon, A. M., Wahyudi, D., Muslihudin, Adel, Y., Moore, A., Ederyan, Renol (2020). Eucheumatoid seaweed farming under global change - Tomini Bay seaweed trial indicates *Eucheuma denticulatum* (spinosum) could contribute to climate adaptation. *AACL Bioflux*, VL 13, Issue 5.
- Newell, R. (1988). Ecological changes in Chesapeake Bay; are they a result of over-harvesting the American oyster *Crassostrea virginica*? *Understanding the Estuary; Advances in Chesapeake Bay Research*. Baltimore: Chesapeake Research Consortium Publication 29.
- Nunes, A., Azevedo, G.Z., Dutra, S., Azevedo, F.G.Z., Dutra, F.S., Santos, B.R., Schneider, A.R., Oliveira, E.R., Moura, S., Maraschin, F.V.M., Lima, G.P.P.

- (2024). Uses and applications of the red seaweed *Kappaphycus alvarezii*: a systematic review. *J Appl Phycol.* <https://doi.org/10.1007/s10811-024-03270-6>
- Ólafsson, E. (2003). Do macrofauna structure meiofauna assemblages in marine soft-bottoms? A review of experimental studies. *Vie et milieu/life & environment*, pp.249-265. hal-03205296.
 - Oliveira, A.L. (2021). Aquicultura multitrófica: crescimento das macroalgas *Kappaphycus alvarezii* e *Hypnea musciformis* no cultivo do camarão marinho *Litopenaeus vannamei*. Relatório de estágio supervisionado obrigatório. Universidade federal rural de pernambuco. Dissertação
 - Oliveira, E.C., Osterlund, K., Mtolera, M.P. (2005). Seaweed farming in Tanzania. In: Sporrang N. & Bjork M. (eds) *Marine plants in Tanzania: a field guide to the seaweeds and seagrasses*, Stockholm University, Sweden. 237-248.
 - Osman, N.A., El-Manawy, I.M., Amin, A.S. (2011). Nutritional composition and mineral content of five macroalgae from red sea. *Egyptian J. of Phycol.* Vol.12.
 - Parakkasi, P., Rani C., Syamsuddin R., Najamuddin, Tambaru R. (2020). The impact of seaweed farming on the phytoplankton community structure. *Jurnal ilmu kelautan. Spermonde* (2020) 6(1): 16-25.
 - Patrick, R., Reimer, C.W., (1966). The diatoms of the United States, 1. Academy of Natural Sciences Monograph No. 13. 688 p.
 - Patrick, R.A., Reimer, C.W., (1975). The diatoms of the United States, 2. Academy of Natural Sciences Monograph No. 13. 213 p..
 - Pereira L. (2021). Macroalgae. *Encyclopedia* 1, 177–188. <https://doi.org/10.3390/encyclopedia1010017> (PUBMED).
 - Pereira, I.J.J.F., Nascimento, F.D.R. (2016). Avaliação dos recursos naturais na ilha da inhaca (oceano índico, moçambique): primeira aproximação. ISSN: 1984-8501 bol. Goia. Geogr. (Online). Goiânia, v. 36, n. 2, p. 307-325.
 - Pereira, L. (2009). *Guia Ilustrado das Macroalgas- Conhecer e Reconhecer Algumas Espécies da Flora Portuguesa*, 1st ed.; Coimbra University Press: Coimbra, Portugal; p. 90, ISBN 978-989-26-0002-4. [CrossRef]
 - Pereira, L. (2018). *Therapeutic and Nutritional Uses of Algae*; CRC Press/Taylor & Francis Group: Boca Raton, FL, USA; p. 560, ISBN 9781498755382. [CrossRef].

- Pereira, L. (2021). Macroalgae. Encyclopedia, 1, 177–188. <https://doi.org/10.3390/encyclopedia1010017>.
- Pereira, L., Filho, W., Azul, A.M., Brandli, L., Lange, S. A., Wall, T. (2020). Macroalgae: Diversity and Conservation. In Life below Water, 1st ed.; Leal. Eds.; Encyclopedia of the UN Sustainable Development Goals; Springer: Cham, Switzerland; pp. 1–13. [CrossRef]
- Peteiro, C., Freire, O. (2011). Effect of water motion on the cultivation of the commercial seaweed *Undaria pinnatifida* in a coastal bay of Galicia, Northwest Spain. Aquaculture, 314, 269-276.
- Peteiro, C., Salinas, J. M., Freire, O., Fuertes, C. (2006). Cultivation of the autoctonous seaweed *Laminaria saccharina* off the Galician coast (NW Spain): production and features of the sporophytes for an annual and biennial harvest. An International Journal of Marine Sciences, Thalassas, 22 (1), 45-53.
- Phang, S.M., Chu, W.L., Rabiei, R. (2015). Phycoremediation. In: Sahoo D., Seckbach J. (ed.) The Algae World. Cellular Origin, Life in Extreme Habitats and Astrobiology, vol. 26. Dordrecht: Springer Netherlands.
- Pickering, T.D., Skelton, P., Sulu, R.J. (2007). Intentional introductions of commercially harvested alien seaweeds. Botanica Marina, 50(5/6). doi:10.1515/bot.2007.039
- Radulovich, R., Neori, A., Valderrama D., Reddy C.R.K., Cronin H., Forster, J. (2015). Farming of seaweeds. In Seaweed Sustainability. Academic Press, 27-59.
- Raikar, S.V., Lima dan, M., Fujita, Y. (2001). Effect of temperature, salinity and light intensity on the growth of *Gracilaria spp.* (Gracilariales; Rhodophyta), from Japan, Malaysia and India. Indian Journal of Marine Science.30:98-104.
- Rasher, D.B. & Ha, M.E. (2014). Competition induces allelopathy but suppresses growth and anti-herbivore defense in a chemically rich seaweed. Proceedings of Royal Society B.
- Rauf, A., Wamnebo, M.I., Fattah, M.H., Harlina, H., Asni, A. (2021). Cultivation of seaweed using the basic stocking system in floating net cages on Salemo Island, Pangkep Regency, South Sulawesi, Indonesia. AACL Bioflux 14(2):976-980.
- Ray, G.C., Grassle, J.F. (1991) Marine biological diversity. BioScience 41, 453-457.

- Reddy, C.R.K., Yokoya, N.S., Yong, W.T.L., Luhan, M.R.J., Hurtado, A.Q. (2017). Micro-propagation of *Kappaphycus* and *Euclima*: Trends and Prospects. In: Hurtado, A., Critchley, A., Neish, I. (eds) Tropical Seaweed Farming Trends, Problems and Opportunities. Developments in Applied Phycology, vol 9. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-319-63498-2_5
- Ribeiro, F. (2007) Inventory of small-scale mariculture in Mozambique. WIOMSA SUCCESS Program. [http://www.wiomariculture.org/pubs/Mariculture %20 inventory % 20 Mazambique. pdf](http://www.wiomariculture.org/pubs/Mariculture%20inventory%20Mozambique.pdf).
- Rincones, R. E. (2006). Seaweed farming as a sustainable alternative for the development of coastal communities in the Guajira Peninsula, Colombia.
- Robledo, D., Hayashi L., Bulboa C., Kradolfer P. & Soriano G. (2014). Cultivation of red seaweeds: a Latin American perspective. J Appl Phycol 26:719–727.
- Ross, A.B., Jones J.M., Kubacki M.L., Bridgeman, T. (2008). Classification of macroalgae as fuel and its thermochemical behaviour. 99(14), 64946504. doi: 10.1016/j.biortech.2007. 11.036.
- Rupérez, P. (2002). Mineral content of edible marine seaweeds. *Food Chemistry*, 79, 23–26.
- Sahoo, D. & Seckbach, J. (2015). [Cellular Origin, Life in Extreme Habitats and Astrobiology] The Algae World Volume 26. Classification of Algae. 10.1007/978-94-017-7321-8 (Chapter 2), 31–55. doi:10.1007/978-94-017-7321-82.
- Santana, M.W. (2017). Prospecção de áreas propícias para o cultivo de macroalgas na região da costa negra, Ceará, Brasil. Universidade Federal do Ceará- Instituto de Ciências do Mar. programa de Pós-graduação em Ciências Marinhas Tropicais.
- Santos, A.A. (2014). Potencial de cultivo da macroalga *kappaphycus alvarezii* no litoral de Santa Catarina. Tese de Pós-graduação em Aquacultura. Repositório Institucional-UFSC, Florianópolis.
- Sfriso, A., & Marcomini, A. (1996). Decline of *Ulva* growth in the lagoon of Venice. *Bioresource Technology*, 58, 299-307.
- Smale, D.A., Burrows, M.T., Evans, A.J., King, N.G., Sayer, M.D., Yunnice, A., Moore, P.J. (2016). Linking Environmental Variables With Regional-Scale Variability In Ecological Structure And Standing Stock Of Carbon Within Kelp Forests In The United Kingdom. *Marine Ecology Progress Series*.

- Smale, D.A., Burrows, M.T., Moore, P., O'Connor, N., Hawkins, S.J. (2013). Threats and knowledge gaps for ecosystem services provided by kelp forests: a northeast Atlantic perspective. *Ecol Evol.* 3(11):4016-4038. Doi:10.1002/ece3.774
- Snelgrove, P.V.R. (1998). The biodiversity of macrofaunal organisms in marine sediments. *Biodiversity and Conservation* 7, 1123-1132.
- Sogard, S.M., Powell G.V.N., Holmquist J.G. (1987) Epibenthic fish communities on Florida Bay banks: relations with physical parameters and seagrass cover. *Mar Ecol Prog Ser* 40:25–39.
- Solis, M.J.L., Draeger, S., Cruz, T.E.E. (2010). Marine-derived fungi from *Kappaphycus alvarezii* and *K. striatum* as potential causative agents of ice-ice disease from farmed seaweeds. *Botanica Marina*, 53(6):587-594.
- Ssar, C. (2012). Macroalgas Marinhas do Brasil: Guia de Campo das Principais Espécies. Technical Books, Rio de Janeiro, 1. Ed., 178 p.
- Sudatti, D.B., Fujii, M.T., Rodrigues, S.V., Turra, A., Pereira, R.C. (2011). Effects of abiotic factors on growth and chemical defenses in cultivated clones of *Laurencia dendroidea* J. Agardh (Ceramiales, Rhodophyta). *Mar Biol* 158:1439–1446. Doi: 10.1007/s00227-011-1660-4.
- Sulu, R., Kumar, L., Hay, C., Pickering, T. (2003). *Kappaphycus* seaweed in the Pacific; review of introduction and field testing proposed quarantine Aquaculture Technical Papers/Pickering)ISSN 1683-7568 in protocols. In: The Institutes of Marine Resources. The University of the South Pacific.
- Syamsuddin, R. (2022). Seaweed *Kappaphycus alvarezii* Cultivation for Seagrass Ecosystem Conservation. Marine Ecosystems-Biodiversity, Ecosystem Services and Human Impacts. Faculty of Marine Science and Fisheries, Fisheries Department, Hasanuddin University, Makassar, Indonesia.
- Tahiluddin, A. B., & Terzi, E. (2021). Ice-ice disease in commercially cultivated seaweeds *Kappaphycus* spp. and *Eucheuma* spp.: A review on the causes, occurrence, and control measures. *Marine Science and Technology Bulletin*, 10(3), 234-243. <https://doi.org/10.33714/masteb.917788>
- Titlyanov, E. A., & Titlyanov, T. V. (2010). Seaweed cultivation: methods and problems. *Russian Journal of Marine Biology*, 36(4), 227-242.

- Trono, G.C. (1989). Present Status of Culture of Tropical Agarophytes. Nivercity of the Philipphines. Metro. Manila: Quenzon City.
- Trono, G.C. (1993). Eucheuma and Kappaphycus: taxonomy and cultivation. In M. Ōno & A.T. Critchley (Eds.), Seaweed Cultivation and Marine Ranching (pp. 75–88). Kanagawa International Fisheries Training Center, Japan International Cooperative Agency, Yokosuka, Japan.
- Trono, G.C., Ohno M. D. (1989). Seasonality in the biomass production of the Eucheuma strains in northern Bohol, Philippines. In: Umezaki I, editor. Scientific Survey of Marine Algae and their Resources in the Philippine Islands. Technical Report, Monbusho International Scientific Research Program, Japan. pp. 71-80.
- Tweedley, J.R., Jackson, E.L., Attrill, M.J. (2008). Zostera marina seagrass beds enhance the attachment of the invasive alga Sargassum muticum in soft sediments Marine ecology progress series. Mar Ecol Prog Ser 354: 305–309. doi: 10.3354/meps07242.
- Utermöhl, H. (1958). Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplankton-Methodik. SIL Communications, 1953-1996, 9(1), 1–38. doi:10.1080/05384680.1958.11904091
- Uyenco, F.R., Sanieel, L.S., Jacinto, G.S. (1981). The 'ice-ice' problem in seaweed farming. 10th International Seaweed Symposium. New York, USA: Walter de Gruyter. 625-630.
- Valderrama, D., Cai, J., Hishamunda, N., Ridler, N. (2015) Social and economic dimensions of carrageenan seaweed farming. Aquaculture Economics & Management, 19:251–277. DOI: 10.1080/13657305.2015.1024348.
- Viana, D.L., Oliveira, J.E.L., Hazin, F.H.V., Souza, M.C.D. (2021). Ciências do mar: Dos Oceanos do mundo ao nordeste do Brazil: Bioecologia, Pesca e Aquacultura: Volume 2. Edição Olinda, PE: via design.
- Vidotti, E.C., Rollemberg, M., Do, C.E. (2014). Algas: Da economia nos ambientes aquáticos à biorremediação e à química analítica. Quim. Nova, 27, 139–145.
- Wakibia, J.G., Bolton, J.J., Keats, D.W., Raitt, L.M. (2006) Factors influencing the growth rates of three commercial eucheumatoids at coastal sites in southern Kenya. Journal of Applied Phycology 18: 565-573.

- Weber-van Bosse, A. (1913). Marine algae. Rhodophyceae, of the "Sealark" Expedition, collected by Mr. J. Stanley Gardiner, M.A.. Transactions of the Linnean Society of London, Second Series, Botany 8: 105-142, 1 fig, pls 12-14.
- Yahya, B.M., Yahya, S.A.S., Mmochi, A.J., Jiddawi, N.S. (2020). Comparison of Seaweed Growth, Fish Abundance and Diversity in Deep Water Floating Raft with Tubular Nets and Shallow Water Off-bottom lines Seaweed Farms. College of Natural and Applied Sciences, University of Dar es Salaam. Tanzania Journal of Science 46(3): 840-850.

ANEXOS



Anexo 1: Instrumentos utilizados para monitoramento de parâmetros ambientais. A -Multiparâmetro, B - Refratômetro, C -Espectrofotômetros manuais. **(Foto: autora).**



Anexo 2: Microscópio Biológico Óptico invertido de Marca OMAX, Modelo: Omax invertida Contraste de fase Microscópio compuesto 40 X -400 X.

Anexo 3: Tabela de espécies fitoplantónicas encontradas no SC.EM, no início de cultivo das macroalgas na época quente.

Espécies Fitoplantónicas	Classe	Quant. Espécie
<i>Nitzschia pellucida</i>	Bacillariophyceae	15
<i>Bacillaria paxillifera</i>	Bacillariophyceae	10
<i>Guinardia flaccida</i>	Bacillariophyceae	8
<i>Actinocyclus ehrenbergi</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Thalassiosira rotula</i>	Bacillariophyceae	6
<i>Grammatophora marine</i>	Bacillariophyceae	22
<i>Grammatophora oceanica</i>	Bacillariophyceae	5
<i>Nitzschia spathulata</i>	Bacillariophyceae	11
<i>Nitzschia distans</i>	Bacillariophyceae	8
<i>Thalassiothrix longissima</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Leptocylindrus danicus</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Asterionellopsis glacialis</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Protoperidinium punctutatum</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Prorocentrum triestinum</i>	Bacillariophyceae	5
<i>Prorocentrum micans</i>	Bacillariophyceae	1
<i>protoperidinium ventricum</i>	Bacillariophyceae	16
<i>Dinobriyon balticum</i>	chrysophyceae	6
<i>Dinobriyon belgicae</i>	chrysophyceae	11

Anexo 4: Tabela de espécies fitoplantónicas encontradas no SS..EM, no início de cultivo das macroalgas na época quente.

Espécies Fitoplantónicas	Classe	Quant. Espécie
<i>Cerataulina dentata</i>	Bacillariophyceae	5
<i>Skeletonema costatum</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Guinardia flaccida</i>	Bacillariophyceae	6
<i>Grammatophora marine</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Bacteriastrum delicatulum</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Chaetoceros danicus</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Chaetoceros peruvianus</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Proboscia alata</i>	Bacillariophyceae	4

<i>Chaetoceros sp</i>	Bacillariophyceae	5
<i>Cyclotella choctawhatcheeana</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Guinardia striata</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Coscinodiscus gigas</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Coscinodiscus marginatus</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Chaetoceros coarctatus</i>	Bacillariophyceae	3

Anexo 5: Tabela de espécies fitoplantónicas encontradas no SC..EM, no início de cultivo das macroalgas na época fria.

Espécies Fitoplantónicas	Classe	Quant. Espécie
<i>Corethron criophilum</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Guinardia flaccida</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Nitzschia longissima</i>	Bacillariophyceae	9
<i>Gyrosigma balticu</i>	Bacillariophyceae	6
<i>Striatella unipunctata</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Chaetoceros curvisetus</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Proboscia alata</i>	Bacillariophyceae	4
<i>Guinardia striata</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Thalassiosira eccentrica</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Coscinodiscus centralis</i>	Bacillariophyceae	5
<i>Surirella fastuosa</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Grammatophora oceanica</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Pseudosolenia calcar-avis</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Hemiaulus sinensis</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Coscinodiscus wailesii</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Gramatophora sp</i>	Bacillariophyceae	2

Anexo 6: Tabela de espécies fitoplantónicas encontradas no SS..EM, no início de cultivo das macroalgas na época fria.

Espécies Fitoplantónicas	Classe	Quant. Espécie
<i>Guinardia delicatula</i>	Bacillariophyceae	3

<i>Chaetoceros decipiens</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Asterionellopsis glacialis</i>	Bacillariophyceae	4
<i>Skeletonema costatum</i>	Bacillariophyceae	4
<i>Chaetoceros peruvianus</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Ditylum brightwellii</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Chaetoceros paradoxus</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Leptocylindrus minimus</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Chaetoceros lorenzianus</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Grammatophora marina</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Chaetoceros coarctatus</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Chaetoceros curvisetus</i>	Bacillariophyceae	4
<i>Chaetoceros denticulatus</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Nitzschia longissima</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Rhizosolenia imbricata</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	Bacillariophyceae	5
<i>Gyrosigma balticum</i>	Bacillariophyceae	5
<i>Chaetoceros peruvianus</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Pseudo-nitzschia fraudulenta</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Chaetoceros danicus</i>	Bacillariophyceae	3

Anexo 7: Tabela de espécies fitoplantónicas encontradas no SC.EM, no fim de cultivo das macroalgas na época quente.

Especies	Classe Fitoplantónica	Quant. Individuos
<i>Rhizosolenia setigera</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Leptocylindrus dinacus</i>	Bacillariophyceae	5
<i>Odontella sinensis</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Nitzschia pellucida</i>	Bacillariophyceae	20
<i>Bacillaria paxillifera</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Guinardia flaccida</i>	Bacillariophyceae	5
<i>Actinocyclus ehrenbergi</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Thalassiosira rotula</i>	Bacillariophyceae	4
<i>Grammatophora marina</i>	Bacillariophyceae	44
<i>Grammatophora oceanica</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Lyrella atlantica</i>	Bacillariophyceae	1
<i>asterionellopsis glacialis</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Achnanthes brevipes</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Cymbella sp</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Nitzschia spathulata</i>	Bacillariophyceae	9

<i>Nitzschia distans</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Nitzschia longissima</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Chaetoceros diversus</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Thalassiothrix longissima</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Leptocylindrus danicus</i>	Bacillariophyceae	5
<i>Asterionellopsis glacialis</i>	Bacillariophyceae	1
<i>protoperidinium punctatum</i>	Dinophyceae	1
<i>Prorocentrum triestinum</i>	Dinophyceae	1
<i>Prorocentrum micans</i>	Dinophyceae	1
<i>protoperidinium ventricum</i>	Dinophyceae	28
<i>Ceratium breve</i>	Dinophyceae	1
<i>protoperidinium pentagonum</i>	Dinophyceae	1
<i>Heterosigma akashiwo</i>	Raphidophyceae	11

Anexo 8: Tabela de espécies fitoplantónicas encontradas no SS..EM, no fim de cultivo das macroalgas na época quente.

Especies fitoplantónica	Classe	Quant. Individuos
<i>Cerataulina dentata</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Skeletonema costatum</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Guinardia flaccida</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Grammatophora marine</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Bacteriastrium delicatulum</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Chaetoceros danicus</i>	Bacillariophyceae	4
<i>Chaetoceros peruvianus</i>	Bacillariophyceae	4
<i>Proboscia alata</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Chaetoceros sp</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Cyclotella choctawhatcheeana</i>	Bacillariophyceae	4
<i>Guinardia striata</i>	Bacillariophyceae	4
<i>Chaetoceros paradoxus</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Nitzschia amabilis</i>	Bacillariophyceae	4
<i>Chaetoceros decipiens</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Rhizosolenia imbricata</i>	Bacillariophyceae	4
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Coscinodiscus centralis</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Coscinodiscus gigas</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Coscinodiscus marginatus</i>	Bacillariophyceae	2

<i>Chaetoceros coarctatus</i>	Bacillariophyceae	1
-------------------------------	-------------------	---

Anexo 9: Tabela de espécies fitoplantónicas encontradas no SC..EM, no fim de cultivo das macroalgas na época fria.

Especies fitoplantónica	Classe	Quant. Individuos
<i>Corethron criophilum</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Guinardia flaccida</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Nitzschia longissima</i>	Bacillariophyceae	5
<i>Gyrosigma balticu</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Striatella unipunctata</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Chaetoceros curvisetus</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Pseudo-nitzschia fraudulenta</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Chaetoceros danicus</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Proboscia alata</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Guinardia striata</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Thalassiosira eccentrica</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Coscinodiscus centralis</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Surirella fastuosa</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Grammatophora oceanica</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Pseudosolenia calcar-avis</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Hemiaulus sinensis</i>	Bacillariophyceae	6
<i>Coscinodiscus wailesii</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Gramatophora sp</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Torodinium robustum</i>	Dinophyceae	1
<i>Triplos furca</i>	Dinophyceae	1

Anexo 10: Tabela de espécies fitoplantónicas encontradas no SS.EM, no fim de cultivo das macroalgas na época fria.

Especies fitoplantónica	Classe	Quant. Individuos
<i>Guinardia delicatula</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Chaetoceros decipiens</i>	Bacillariophyceae	4
<i>Asterionellopsis glacialis</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Skeletonema costatum</i>	Bacillariophyceae	10

<i>Chaetoceros peruvianus</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Ditylum brightwellii</i>	Bacillariophyceae	5
<i>Chaetoceros paradoxus</i>	Bacillariophyceae	4
<i>Leptocylindrus minimus</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Chaetoceros lorenzianus</i>	Bacillariophyceae	5
<i>Grammatophora marina</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Chaetoceros coarctatus</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Chaetoceros curvisetus</i>	Bacillariophyceae	5
<i>Chaetoceros denticulatus</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Nitzschia longissima</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Rhizosolenia imbricata</i>	Bacillariophyceae	5
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Gyrosigma balticum</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Chaetoceros peruvianus</i>	Bacillariophyceae	4
<i>Cylindrothecas closterium</i>	Bacillariophyceae	7
<i>Paralia sulcata</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Guinardia striata</i>	Bacillariophyceae	9
<i>Guinardia flaccida</i>	Bacillariophyceae	4
<i>Chaetoceros diversus</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Haslea wawriake</i>	Bacillariophyceae	3
<i>Bacillaria paxillifera</i>	Bacillariophyceae	2
<i>Pseudo-nitzschia fraudulenta</i>	Bacillariophyceae	1
<i>Chaetoceros danicus</i>	Bacillariophyceae	2

APÊNDICES

Apêndice 1: Script - Dados da Taxa de crescimento relativo da *Kappaphycus alvarezii* para substrato sem ervas e substrato com ervas na época quente, em 45 dias de cultivo.

```
taxa_quente_sem_ervas <- c(6.5, 6.3, 6.2, 6.3, 6.3, 6.6)
```

```
taxa_quente_com_ervas <- c(4.0, 4.0, 3.9, 4.1, 3.8, 3.8)
```

Cálculo das médias

```
media_sem <- mean(taxa_quente_sem_ervas)
```

```
media_com <- mean(taxa_quente_com_ervas)
```

Cálculo dos desvios padrão

```
desvio_sem <- sd(taxa_quente_sem_ervas)
```

```
desvio_com <- sd(taxa_quente_com_ervas)
```

Teste t de Student (variâncias iguais)

```
teste_t_student <- t.test(taxa_quente_sem_ervas, taxa_quente_com_ervas, var.equal = TRUE)
```

Teste t de Welch (variâncias desiguais)

```
teste_t_welch <- t.test(taxa_quente_sem_ervas, taxa_quente_com_ervas, var.equal = FALSE)
```

Exibindo os resultados

```
cat("Média (sem):", media_quente_sem_ervas, "\n")
```

```
cat("Desvio Padrão (sem):", desvio_quente_sem_ervas, "\n")
```

```
cat("Média (com):", media_quente_com_ervas, "\n")
```

```
cat("Desvio Padrão (com):", desvio_quente_com_ervas, "\n\n")
```

```
cat("Teste t de Student:\n")
```

```
print(teste_t_student)
```

Apêndice 2: Script - Dados da Taxa de crescimento relativo da *Kappaphycus alvarezii* para as épocas quente e fria sem ervas, no substrato sem ervas, em 45 dias de cultivo.

```
taxa_quente_sem_ervas <- c(6.5, 6.3, 6.2, 6.3, 6.3, 6.6)
```

```
taxa_fria_sem_ervas <- c(3.4, 3.4, 3.4, 3.4, 3.4, 3.4)
```

Cálculo das médias

```
media_quente <- mean(taxa_quente_sem_ervas)
```

```
media_fria <- mean(taxa_fria_sem_ervas)
```

Cálculo dos desvios padrão

```
desvio_quente <- sd(taxa_quente_sem_ervas)
```

```
desvio_fria <- sd(taxa_fria_sem_ervas)
```

Teste t de Student (variâncias iguais)

```
teste_t_student <- t.test(taxa_quente_sem_ervas, taxa_fria_sem_ervas, var.equal = TRUE)
```

Teste t de Welch (variâncias desiguais)

```
teste_t_welch <- t.test(taxa_quente_sem_ervas, taxa_fria_sem_ervas, var.equal = FALSE)
```

Exibindo os resultados

```
cat("Média (Quente):", media_quente, "\n")
```

```
cat("Desvio Padrão (Quente):", desvio_quente, "\n")
```

```
cat("Média (Fria):", media_fria, "\n")
```

```
cat("Desvio Padrão (Fria):", desvio_fria, "\n\n")
```

```
cat("Teste t de Student:\n")
```

```
print(teste_t_student)
```

```
cat("\nTeste t de Welch:\n")
```

```
print(teste_t_welch)
```

Nota relativa ao apêndice 1 e 2: Os dados da espécie *Eucheuma denticulatum* e os dados do ganho da biomassa total em 45 dias, tiveram o mesmo tratamento de análise usando o teste t.

Apêndice 3: Script - Dados de Taxa de crescimento relativo de *Kappaphycus alvarezii* para 15, 30 e 45 dias, na época quente em substrato com ervas.

```
crescimento <- data.frame(  
  dias15 = c(1.8, 2.1, 1.8, 1.6, 1.3, 1.6),  
  dias30 = c(4.1, 4.1, 3.9, 4.4, 5.0, 4.4),  
  dias45 = c(6.1, 6.0, 6.0, 6.2, 5.1, 5.3)  
)  
  
# Reorganizando os dados para o formato longo  
crescimento_long <- stack(crescimento)  
  
# Realizando ANOVA  
anova_result <- aov(values ~ ind, data = crescimento_long)  
summary(anova_result)  
  
# Realizando o Teste de Tukey  
tukey_result <- TukeyHSD(anova_result)  
print(tukey_result)  
  
# Visualizando o resultado do Teste de Tukey  
plot(tukey_result)
```

Apêndice 4: Script - Dados de Taxa de crescimento relativo de *Kappaphycus alvarezii* para 15, 30 e 45 dias, na época quente em substrato sem ervas.

```
crescimento <- data.frame(  
  dias15 = c(11.1, 11.0, 10.7, 11.1, 11.0, 11.0),  
  dias30 = c(4.2, 4.4, 4.5, 4.2, 4.2, 4.4),  
  dias45 = c(4.3, 3.4, 3.6, 3.6, 3.7, 4.4)
```

)

Reorganizando os dados para o formato longo

```
crescimento_long <- stack(crescimento)
```

Realizando ANOVA

```
anova_result <- aov(values ~ ind, data = crescimento_long)
```

```
summary(anova_result)
```

Realizando o Teste de Tukey

```
tukey_result <- TukeyHSD(anova_result)
```

```
print(tukey_result)
```

Visualizando o resultado do Teste de Tukey

```
plot(tukey_result)
```

Nota relativa ao apêndice 3 e 4: Os dados da espécie *Eucheuma denticulatum* e os dados do ganho da biomassa para 15, 30 e 45 dias, tiveram o mesmo tratamento de análise usando o teste ANOVA para a comparação das médias.