



UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA

FACULTAD CIENCIAS DEL MAR

CARRERA BIOLOGÍA

TEMA:

**ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO DE SEMILLAS DE *Anadara tuberculosa* (CONCHA
PRIETA) APLICANDO OCHO DIETAS EN CONDICIONES CONTROLADAS.**

TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

Previo a la obtención del título de:

BIÓLOGO

AUTOR:

LUIGI GUILLERMO BARZOLA ORRALA

TUTOR:

BLGA. ÁNGELA REYES LAÍNEZ MSc.

LA LIBERTAD-ECUADOR

2026

UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA

FACULTAD CIENCIAS DEL MAR

CARRERA BIOLOGÍA

TEMA:

ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO DE SEMILLAS DE *Anadara tuberculosa* (CONCHA PRIETA) APLICANDO OCHO DIETAS EN CONDICIONES CONTROLADAS.

TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

Previo a la obtención del título de:

BIÓLOGO

AUTOR:

LUIGI GUILLERMO BARZOLA ORRALA

TUTOR:

BLGA. ÁNGELA REYES LAÍNEZ MSc.

LA LIBERTAD-ECUADOR

2026

DECLARACIÓN DEL DOCENTE TUTOR

En mi calidad de Docente Tutor del Trabajo de Integración Curricular, “**ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO DE SEMILLAS DE *Anadara tuberculosa* (CONCHA PRIETA) APLICANDO OCHO DIETAS EN CONDICIONES CONTROLADAS.**”),

elaborado por Barzola Orrala Luigi Guillermo, estudiante de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias de Mar de la Universidad Península de Santa Elena, previo a la obtención del título de Biólogo. Me permito declarar que luego de haber dirigido su desarrollo y estructura final del trabajo, se cumple y se ajusta a los estándares académicos. Razón por la cual, apruebo en todas sus partes encontrándose apto para la evaluación docente especialista.

Atentamente

Blga. Angela María Reyes, MSc

DOCENTE TUTOR

C.I.0913401014

DECLARACIÓN DEL DOCENTE DE ÁREA

En mi calidad de Docente Especialista, del Trabajo de Integración Curricular “ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO DE SEMILLAS DE *Anadara tuberculosa* (CONCHA PRIETA) APLICANDO OCHO DIETAS EN CONDICIONES CONTROLADAS.”, elaborado por LUIGI GUILLERMO BARZOLA ORRALA , estudiante de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Península de Santa Elena, previo a la obtención del título de Biólogo, me permito declarar que luego de haber evaluado el desarrollo y estructura final del trabajo, éste cumple y se ajusta a los estándares académicos, razón por la cual, declaro que se encuentra apto para su sustentación.

Atentamente



Blga. Jodie Barquea Arteaga M. Sc.
DOCENTE DE ÁREA
C.I. 0918674359

DECLARACIÓN EXPRESA

Declaro con total responsabilidad que las ideas, datos y resultados expuestos en este trabajo de integración curricular con el tema “ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO DE SEMILLAS DE *Anadara tuberculosa* (CONCHA PRIETA) APLICANDO OCHO DIETAS EN CONDICIONES CONTROLADAS.”, me corresponde exclusivamente y el patrimonio intelectual de la misma a la Universidad Península de santa elena.



Luigi Guillermo Barzola Orrala

CI: 2400027427

DEDICATORIA

Dedico este trabajo al único eterno y sabio Dios “Jesús” es su nombre, por darme la vida, salud y fortaleza para cumplir este sueño de esta etapa estudiantil.

A Lanny Fiorella Yagual Suarez, por su incansable paciencia, empatía, tiempo, su preciada compañía incondicional durante años y largas noches, por brindarme su apoyo en todo momento de este camino, no existen palabras para expresar el profundo agradecimiento.

A mis padres, Leonel Barzola Orrala y Sandra Orrala Borbor, por brindarme su respaldo en su momento por creer en mí, acompañándome en esta etapa de mi vida, motivándome y que con perseverancia, esfuerzo y sacrificio se logran las metas.

A mis hermanas Leonela, Valentina, Genesis, Yesly, por su paciencia, apoyo, compañía, la cual son mis motivos de este esfuerzo y a su vez que vean el ejemplo vivo que en las manos de Jesús todo se cumple.

A mis abuelos, Pedro Barzola y especialmente a Rosa Orrala por estar presente en mi vida y ayudarme incondicionalmente.

A la familia Yagual Suarez, los que me ayudaron sin importar sus necesidades estoy eternamente agradecido con su apoyo, cariño y respeto.

A la Familia Orrala Ángel y Ángel Orrala, por su apoyo y abrirme las puertas de su hogar y enseñándome la perseverancia, sacrificio y sobre todo Fe.

A la toda mi familia paterna y materna por de una u otra forma brindarme ese cariño, respeto y sobre todo su apoyo.

LUIGI BARZOLA...

AGRADECIMIENTO

Mis más sinceros agradecimientos a la Universidad Estatal Península de Santa Elena, por formarme como profesional y brindándome los conocimientos que en todo momento nos transmitieron profesionalismo y responsabilidad, pasión para con el estudiante.

Agradezco a mi tutor de tesis Blga Angela Reyes Láinez MSc, a la que es de admirar y valorar por excelente docente e investigadora, gracias por esa confianza y por haber impartido ese conocimiento, orientación a lo largo del desarrollo de este tema, también a la Blga María Herminia Cornejo Rodríguez Ph.D , por su conocimiento y observaciones importantes que permiten formarme como estudiante.

Quiero expresar mis más sinceros agradecimientos al Blgo Daniel Fortunato Rodríguez Pesantes MSc. Por su valioso conocimiento, dirección, enseñanza, apoyo y colaboración a su vez por hacerme ver esa visión en el campo profesional.

Al señor Tito Santos, quien me impartió sus conocimientos. A, mis amigos y compañeros estudiantil Jorge López, Alison Juvenal, Arsenio Espinoza por su ayuda, confianza y respeto especialmente al Blgo Eduardo Espinoza.

A la IEAN JESUS” Valdivia” la cual pertenezco, a todos sus miembros gracias por sus oraciones en mi vida espiritual, en especial a mi amigo y Pastor, David Quintanilla, también a Cecibel Orrala, Darío Orrala, Neris Ángel, Manuel Ángel, Flor Suarez y Franklin Yagual.

TRIBUNAL DE GRADO

Trabajo de Integración Curricular presentado por **Luigi Guillermo Barzoloa Orrala** como requisito parcial para la obtención del grado de Biólogo de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Estatal Península de Santa Elena.

Trabajo de Integración Curricular **APROBADO** el: 16 de diciembre del 2025.



Ing. Jimmy Villón Moreno, MSc
DIRECTOR DE CARRERA
PRESIDENTE DEL TRIBUNAL



Blga. Jodie J. Darquea Arteaga MSc
PROFESOR DE ÁREA
MIEMBRO DEL TRIBUNAL



Blga. Ángela Reyes Lainez MSc
DOCENTE TUTOR
MIEMBRO DEL TRIBUNAL



Blg. Richard Duque Marin, MSc
DOCENTE GUÍA DE LA UIC II
MIEMBRO DEL TRIBUNAL



Lic. Pascual Roca Silvestre, MSc
SECRETARIO DEL TRIBUNAL

INDÍCE

RESUMEN	XVIII
1.INTRODUCCIÓN	1
2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	4
3. JUSTIFICACIÓN	5
4. OBJETIVOS	6
4.1 Objetivo general.....	6
5. HIPÓTESIS.....	7
6. MARCO TEÓRICO.....	8
6.1 Generalidades de los bivalvos.....	8
6.1.1 Semillas de <i>Anadara tuberculosa</i>	9
6.1.2 Aspectos Morfológicos de <i>A. tuberculosa</i>	10
6.1.3 Ubicación taxonómica de <i>A. tuberculosa</i> (Sowerby,1988).....	12
6.1.4 Estado poblacional de <i>A. tuberculosa</i>	13
6.2 Reproducción	13
6.2.1 Reproducción en medio natural	13
6.2.2 Reproducción en condiciones controladas.....	15
6.3 Hábitat.....	18
6.4 Importancia del cultivo de concha prieta	19
6.5 Importancia de las microalgas en el cultivo de semillas de <i>Anadara tuberculosa</i>	20
6.5.1 <i>Isochrysis galbana</i> (Parke,1949).	20
6.5.2 <i>Chaetoceros gracilis</i> (Ehrenberg, 1844).....	22

6.3.3 <i>Pavlova lutheri</i> (J.C.Green, 1975)	22
6.5.3 Levadura de cerveza <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	23
7. METODOLOGÍA	25
7.1 Área de estudio	25
7.2 Diseño experimental	26
7.3 Desinfección de sala experimental.....	27
7.4 Obtención de semillas	28
7.5 Microalgas.....	29
7.5.1 Cultivo de microalgas	30
7.5.2 Suministro de dietas para el cultivo de Semillas	31
7.6 Levadura	33
7.6.1 Preparación de levadura.....	33
7.7 Implementación y siembra de semillas	34
7.7.1 Mantenimiento y toma de datos de semillas	34
7.7.2 Tasa de Crecimiento.....	35
7.7.3 Supervivencia de semillas de <i>Anadara tuberculosa</i>	35
7.8 Perfil de ácidos grasos de los alimentos sobre el crecimiento de semillas de <i>A. tuberculosa</i>	36
7.9 Análisis estadístico.....	37
8. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS.....	38
8.1 Evaluación de las dietas de microalgas y levadura en las semillas de <i>Anadara tuberculosa</i>	38
8.2 Tasa de supervivencia	39

8.2.1 Tasa de crecimiento Diaria.....	40
8.3 Caracterización del perfil de ácidos grasos de los alimentos en semillas de <i>Anadara tuberculosa</i>	41
9. DISCUSIÓN	44
10. CONCLUSIONES	47
11. RECOMENDACIONES	48
BIBLIOGRAFÍA	49
ANEXOS	68

INDÍCE DE FIGURAS

Figura 1. Morfología externa de la concha prieta	9
Figura 2. Vista Exterior e Interior de las valvas de <i>A. tuberculosa</i>	11
Figura 3. <i>A. tuberculosa</i>	12
Figura 4. Esquema general del ciclo de vida de <i>A. tuberculosa</i>	15
Figura 5. Ciclo reproductivo en laboratorio de la concha prieta.....	17
Figura 6. Mangle rojo <i>Rhizophora mangle</i> habitát natural de <i>A.tuberculosa</i>	19
Figura 7. Localización del laboratorio Rio Chico Lab, Provincia de Santa Elena ubicado en la comuna Cadeate.....	25
Figura 8. Etapas experimentales y tiempos de manejo experimental del cultivo de <i>Anadara tuberculosa</i>	26
Figura 9. Sala experimental en el laboratorio Rio Chico lab.....	27
Figura 10. Semillas de <i>Andara tuberculosa</i> para la siembra del Experimento.....	28.
Figura 11. Conteo de microalgas	29
Figura 12. Esquema del cultivo de microalga.....	30
Figura 13. Suministro de las microalgas en cada una de las réplicas durante el cultivo larvario. 32	
Figura 14. Levadura de cerveza <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	33
Figura 15. Dietas y sus réplicas durante el cultivo.	34
Figura 16. Dietas más eficientes durante el cultivo.	38
Figura 17. Porcentajes de supervivencia de las semillas en base a las ocho dietas evaluadas. ...	39.
Figura 18. Tasa de Crecimiento	40

INDÍCE DE TABLAS

Tabla 1. Taxonomía de <i>Anadara tuberculosa</i>	12
Tabla 2. Composición nutricional de la microalga <i>Isochrysis galbana</i> . Fuente:(Perez, 2019)	21
Tabla 3. Composición nutricional de la microalga <i>Chaetoceros gracilis</i> Fuente:(Shirouchi et al., 2023).	22
Tabla 4. Composición nutricional de la microalga <i>Pavlova lutheri</i> . FuenteGanga et al. (2021). 23	
Tabla 5. Composición nutricional de la levadura <i>Saccharomyces cerevisiase</i> . Fuente:(Otero,2012).....	23
Tabla 6. (TCD) Tasa de crecimiento diaria	40

ANEXOS

Anexo 2. Biometría Inicial y Final de <i>Anadara tuberculosa</i>	68
Anexo 3. Cultivo alimentado en la sala experimental.	68
Anexo 4. Siembra de levadura <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	68
Anexo 5. Observación de Microalgas y levadura	69
Anexo 6. Mantenimiento y Recambio de agua 100 %.....	69
Anexo 7. Alimentación de cultivo	70
Anexo 8. Replicación de microalgas	70
Anexo 9. Medio de cultivo Guillard F/2.....	71
Anexo 10. Tratamiento del agua para el cultivo	72
Anexo 11. Prueba de ANOVA.	72
Anexo 13. Comparación múltiples de Tukey.....	¡Error! Marcador no definido.
Anexo 14. Alimentación de microalgas durante el cultivo (cel/ml)	74
Anexo 15. Análisis de los resultados del perfil de ácidos grasos.....	78
Anexo 16. Conteo de microalgas y levadura en unidades experimentales 3 L.....	79

GLOSARIO

Intervalval

Estructura que une a las dos valvas del animal y la zona indispensable del mismo porque es la encargada de salvaguardar la vida del organismo al hacer presión y cerrarse fuertemente por medio de músculos aductores.

Ácidos grasos Saturados

No tiene un doble enlace entre los átomos de carbono y se presentan solidas en temperatura ambiente, forman parte de las membranas celulares.

Moluscos bivalvos

Designados moluscos bivalvos por poseer dos valvas que protegen al molusco el cual es de característica blanda, mientras que las valvas o conchas externas sirven de protección por ser duras y resistentes.

Ácidos grasos Monoinsaturados

Grupo más predominante de los ácidos grasos por la presencia de omega 9

Anterior ventral

Esta zona del molusco bivalvo, la bisagra es el lado dorsal y el margen de la concha es el área ventral.

Dietas microalgales

Dietas que presentan diferentes combinaciones regidas para el cultivo de acuicultura en su mayoría porque son altos en su nutrición.

Anterior posterior

La lúnula y el escudo son las características externas, el umbo apunta hacia la cara anterior y el ligamento y el escudo hacia el lado posterior.

Umbo

La parte central cóncava más pronunciada o voluptuosa de la concha o valva de los bivalvos.

Ácidos grasos poliinsaturados

Llamados así por poseer doble enlace, son esenciales por lo que deben ser constantemente ingeridos en las dietas.

EPA

Ácido graso que es netamente polinsaturado ayuda a los moluscos bivalvo en su crecimiento.

DHA

Tiene un papel primordial en la integridad estructural de las membranas neuronales.

Ácidos grasos: grasas y lípidos esenciales para el cuerpo para aportar energía.

HUFA

Son los ácidos grasos altamente insaturados que contiene 20 o más átomos de carbono y múltiples enlaces.

ABREVIATURAS

CENAIM: Centro Nacional de Acuicultura e investigaciones Marinas

°C: Grados Celsius

ups: Unidad Práctica de salinidad

µm: Micrómetros

Cm: Centímetros

mm: Milímetro

TCD: Tasa de crecimiento Diaria

EPA: Acido eicosapentaenoico.

DHA: Acido docosahexaenoico.

HUFA: Ácidos grasos altamente insaturados

RESUMEN

Anadara tuberculosa es un molusco bivalvo que se distribuye desde México hasta el norte de Perú. Durante este estudio se analizó la tasa de crecimiento diario, tasa de supervivencia y correlación de ácidos grasos con la tasa de crecimiento diaria de *A.tuberculosa* con un promedio inicial de $4,5 \pm 0,005$ mm, aplicando ocho dietas en condiciones controladas. Se empleó *Isocrysis galbana* + *Chaetoceros gracilis* como (Dieta 1, control), *Pavlova lutheri* + *Chaetoceros gracilis* (Dieta 2), *Pavlova lutheri* + *Isocrysis galbana* (Dieta 3), *Pavlova lutheri* + *Saccharomyces cerevisiae* (Dieta 4), *Chaetoceros gracilis* + *levadura* (Dieta 5), *Saccharomyces cerevisiae* (Dieta 6), *Isocrysis galbana* + *Saccharomyces cerevisiae* (Dieta 7), *Isocrysis galbana* + *Chaetoceros gracilis* + *Pavlova lutheri* + *Saccharomyces cerevisiae* (Dieta 8). Donde se observaron diferencias estadísticamente significativas ($p = 0,000594$) en la tasa de crecimiento, donde la mejor dieta fue *Isocrysis galbana* + *Chaetoceros gracilis* con un promedio de longitud alcanzada de $13 \pm 3,02$ mm y una TCD $0,0120 \pm 0,003$ $\mu\text{m}/\text{día}$. En cuanto a la supervivencia presentó mejor rendimiento la dieta de *Pavlova lutheri* + *Isocrysis galbana* con promedio de 90 % y los ácidos grasos Σ HUFA el EPA y DHA son su principal fuente de crecimiento.

Palabras claves: *Anadara tuberculosa*, Tasa de crecimiento, Tasa de supervivencia, Composición de ácidos grasos.

ABSTRACT

Anadara tuberculosa is a bivalve mollusk distributed from Mexico to northern Peru. This study analyzed the daily growth rate, survival rate, and fatty acid content of *A. tuberculosa*, with an initial average daily growth rate of 4.5 ± 0.005 mm, using eight diets under controlled conditions. *Isocrysis galbana* + *Chaetoceros gracilis* was used as (Diet 1, control), *Pavlova lutheri* + *Chaetoceros gracilis* (Diet 2), *Pavlova lutheri* + *Isocrysis galbana* (Diet 3), *Pavlova lutheri* + *Saccharomyces cerevisiae* (Diet 4), *Chaetoceros gracilis* + *Saccharomyces cerevisiae* (Diet 5), *Saccharomyces cerevisiae* (Diet 6), *Isocrysis galbana* + *Saccharomyces cerevisiae* (Diet 7), *Isocrysis galbana* + *Chaetoceros gracilis* + *Pavlova lutheri* + *Saccharomyces cerevisiae* (Diet 8). Where statistically significant differences were observed ($p = 0.000594$) in the growth rate, where the best diet was *Isocrysis galbana* + *Chaetoceros gracilis* with an average length reached of 13 ± 3.02 and a TCD 0.0120 ± 0.003 $\mu\text{m}/\text{day}$. Regarding survival, the *Pavlova lutheri* + *Isocrysis galbana* diet showed the best performance, averaging 90%, HUFA fatty acids EPA and DHA are their main source of growth.

Keywords: *Anadara tuberculosa*, Growth rate, Survival rate, Fatty acid composition.

1.INTRODUCCIÓN

Anadara Tuberculosa (Sowerby,1833) proveniente de la familia Arcidae, conocida también como berberecho de manglar, concha de manglar, concha prieta, se constituye un recurso marino del Ecuador, siendo uno de los moluscos bivalvos que se reproduce de manera natural en los manglares de la Costa ecuatoriana y de naciones costeras del Pacífico americano, desde Baja California Sur, México, hasta tumbes, Perú (Silva-Benavides y Bonilla, 2014). A largo del tiempo, las comunidades pesqueras locales han explotado en gran medida esta especie. Investigaciones anteriores ha corroborado que *A. tuberculosa* es el molusco bivalvo más recolectado en los ecosistemas de manglares (MacKenzie, 2001) . Estas indagaciones se llevaron a cabo en Costa Rica (Nielsen y Zamora, 2006),México (Pérez Medina, 2005),Colombia (Lucero et al., 2012),Perú, Ecuador, El Salvador y Honduras (MacKenzie, 2001).

El aumento de la pobreza y la escasez de oportunidades económicas hacen que miles de familias en las costas del Ecuador y del Pacífico ecuatorial americano desarrollen actividades que ejercen presión sobre el recurso conchero (Prado-Carpio et al., 2018). Por lo que ha causado la degradación y la decadencia de muchos ecosistemas naturales a nivel mundial, lo cual es un peligro importante para la subsistencia de distintas especies. Los hábitats de manglares han sido severamente dañados por las practicas pesqueras extractivas (De Souza et al., 2017).

La sobreexplotación de este recurso marino en esta actualidad es un problema por resolver, en las costas del Ecuador la concha prieta se distribuye a partir de la reserva Ecológica Manglares

Cayapas Mataje (Noroeste de Esmeraldas, en la frontera con Colombia) hasta el Archipiélago de Jambelí (en la provincia El Oro, Sur, límite con Perú). La escasez de la concha prieta ha fomentado en muchas naciones de América latina iniciativas para producir semillas en condiciones controladas de laboratorio y sembrar cultivo de engorde en manglares, resaltando experiencias en Perú Nicaragua, Guatemala, Costa Rica, Panamá, El Salvador y México (Cordero et al., 2017; Diringer et al., 2012; Espinoza et al., 2019; Robles et al., 1999; Rivero, 2009; Vásquez et al., 2009).

En Ecuador, se han llevado a cabo ensayos de producción de semilla con el objetivo de repoblamiento y promoción para garantizar la seguridad alimenticia (Subsecretaria de Acuicultura, 2014). Por lo que la reproducción eficaz de *Anadara Tuberculosa* en condiciones de cautiverio podría reducir la presión pesquera actual a través de la producción de semillas de criadero o fomento del cultivo mediante métodos acuícolas hacia ciertos consumidores convencionales del hábitat de manglares (Rodríguez-Pesantes et al., 2022)

Actualmente en la provincia de Santa Elena se lleva a cabo la producción de semillas de *Anadara tuberculosa* en el Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas (CENAIM) siguiendo la metodología descrita por Rodríguez-Pesantes et al, (2022a). Donde son cultivadas a través de dietas de microalgas, cabe recalcar que la nutrición de los bivalvos se fundamenta sobre todo en la ingesta de microalgas y partículas suspendidas. Aunque las dietas se basan en microalgas como el componente alimenticio más importante de estos bivalvos, las reducciones de los costos de producción han fomentado nuevas alternativas viables. Es por esto que las células de *Saccharomyces cerevisiae* poseen capacidades de producir biomasa y niveles de proteínas de buena calidad, además de poseer un tamaño celular apropiado para la ingesta de dichos

organismos, indicando a la levadura como un sustituto potencial y contribuyendo a la optimización económica en los sistemas de cultivo (Papadopoulos et al., 2024).

En base a lo documentado previamente, el objetivo de esta investigación se enfocó en analizar el crecimiento de semillas de *Anadara tuberculosa* en base a ocho dietas, contribuyendo con aportes valiosos para la optimización en los protocolos de esta especie, por lo tanto, las comunidades que dependen de este recurso puedan desarrollar estrategias sustentables.

2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Es relevante destacar, que tipo de microalgas puede ingerir las semillas de *A.tuberculosa* y beneficiarse ya que no todas las microalgas pueden ser aprovechadas nutricionalmente y pueden tener impacto en el cultivo (Padro Carpio et al ., 2022)

En la actualidad, las microalgas son el principal recurso de nutricional para la alimentación de las semillas de *A. tuberculosa*, aportando proteínas, carbohidratos y ácidos grasos esenciales. No se ha estudiado lo suficiente la efectividad al mezclar diferentes microalgas para definir el crecimiento de las semillas, la mayor parte de las investigaciones se han centrado en microalgas individuales, y eso a su vez ha generado un vacío en el conocimiento sobre como la mezcla de levaduras con microalgas puede impactar su tasa de crecimiento y supervivencia de las semillas de *A. tuberculosa*.

Por lo previamente mencionado deja un vacío en la investigación, por lo que se propone la próxima pregunta: ¿Es posible mejorar la tasa de crecimiento de semillas de *Anadara tuberculosa* mediante el uso de mezclas de microalgas en condiciones controladas

3. JUSTIFICACIÓN

Según IPIAP (2024), las poblaciones de *A.tuberculosa* muestran señales evidentes de sobrexplotación, con una talla promedio de 44,4 mm LT y el 98% de los individuos están por debajo de talla mínima legal 45 mm indicando ejemplares inmaduros. Las conchas prietas representan la principal actividad económica para muchas comunidades locales del Ecuador como Esmeraldas y El oro, lo que produce alimentos e ingresos; sin embargo, esto también está ejerciendo presión sobre la sostenibilidad de los bancos naturales (Sanmartín Freire et al., 2022). Asimismo, se ha observado disminución en la talla promedio de individuos, acompañada de elevadas capturas mensuales: 58240 conchas en el Puerto de El Morro (mayo 2024) y 371 544 conchas en El Oro (junio 2024), reflejando cambios en biomasa y estructura poblacional. Los bivalvos se alimentan de manera dependiente de microalgas y micropartículas, aunque no todas las microalgas tienen la capacidad de ayudar a estos bivalvos a desarrollarse de una forma eficaz (Vivanco et al., 2014).

Aunque existe información técnica de producción de semillas de concha prieta, esta no se realiza a nivel comercial y una de las principales limitaciones es la falta de información técnica de dietas que establezcan las bases y procesos necesarios para mejorar la producción en condiciones controladas.

El presente estudio tiene como objetivo ofrecer información que ayude a determinar la combinación más efectiva de microalgas y levadura para el cultivo de *A.tuberculosa* que permitan mejorar la tasa de crecimiento y la tasa de supervivencia de *Anadara tuberculosa*.

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo general.

Evaluar el efecto de la composición de ácidos grasos de ocho dietas sobre el crecimiento y supervivencia de semillas de *Anadara tuberculosa* en condiciones controladas, optimizando las mejores estrategias para el cultivo de la especie.

4.2 Objetivos específicos.

Comparar el desempeño biológico de las semillas de *Anadara tuberculosa* entre los tratamientos.

Estimar la tasa supervivencia de *Anadara tuberculosa* de las dietas aplicadas.

Caracterizar la composición de ácidos grasos ($\sum SAFA$, $\sum MUFA$ y $\sum HUFA$) de las ocho dietas experimentales utilizadas en el cultivo de semillas de *Anadara tuberculosa*.

5. HIPÓTESIS

H 1 Existe diferencia en el crecimiento y supervivencia de las semillas de *Anadara tuberculosa* (concha prieta) entre las dietas aplicadas en condiciones controladas, y las diferencias están relacionadas con la composición lipídica ($\Sigma SAFA$, $\Sigma MUFA$ y $\Sigma HUFA$).

6. MARCO TEÓRICO

6.1 Generalidades de los bivalvos

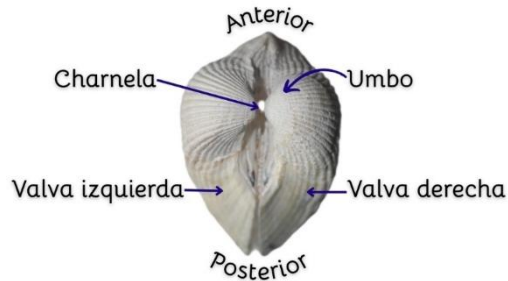
Una de las seis clases que componen *Phylum mollusca* son los bivalvos y está constituida por 13.000 especies en su mayoría marinos. Su caracterización principal es de poseer un cuerpo comprimido lateralmente y resguardado dentro de una concha conformada por dos valvas conectadas a través de un ligamento dorsal. Estas valvas se articulan a través de una charnela y son dirigidas por uno o dos nervios aductores, que les posibilitan la apertura y el cierre para protegerse de depredadores o alimentarse (Tang y Ulrik Riisgård , 2016).

Según Helm et al. (2006) los bivalvos tienen una gran diversidad de formas y colores, los cuales cambian de acuerdo con la especie. Aunque se describe su estructura usando términos anatómicos parecidos a los de otros animales, no tienen una cabeza y cola que estén claramente definidas. El umbo es la parte dorsal del organismo, mientras que el borde contrario a este último se conoce como margen central. En especies con sifones, como las almejas, los sifones están situados en la parte posterior y el pie se encuentra en la anterior ventral. Por otro lado, en las vieiras la zona anterior está situada donde se ubican el pie rudimentario y la boca, mientras que en las ostras coincide con la charnela (Figura 1).

Los bivalvos tienen un cuerpo rígido en la parte lateral, una concha bivalva articulada y órganos especializados que les permiten alimentarse y protegerse mejor. La forma del manto, branquias y el pie muestra una evolución enfocada en mejorar la eficacia de la locomoción, la

filtración; estos elementos son cruciales para su supervivencia y adaptación a los ecosistemas acuáticos.

Gráfica 1. Morfología externa de la concha prieta



Fuente:(Barzola, 2025)

6.1.1 Semillas de *Anadara tuberculosa*

Anadara tuberculosa es un molusco bivalvo con alta demanda en el mercado ecuatoriano, y ha impactado negativamente en poblaciones naturales. Unos de los promotores es el Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas de la Escuela superior Politécnica del litoral (CENAIM-ESPOL), Ecuador, producen con éxito las semillas de concha prieta, siguiendo la metodología descrita por Rodríguez-Pesantes et al. (2022).

La producción de esta semilla apunta a una alternativa sostenible para la repoblación y cultivo comercial, aunque es esencial seguir buscando métodos para aumentar la tasa de supervivencia en la etapa de adaptación. Otras opciones, como la aplicación de dietas

complementarias y la mejora de un diseño de jaulas flotantes que han mejorado significativamente (Cumbicos Ortega y Urdiales Arévalo, 2025).

6.1.2 Aspectos Morfológicos de *A. tuberculosa*

A. tuberculosa es un molusco que se distingue por tener conchas grandes, gruesas y ovaladas, con aproximadamente entre 33 y 37 costillas. Los costados del dorso son angulados y de color blanco protegido por un periostraco piloso que varía entre el negro y el marrón oscuro. Asimismo, se pueden observar líneas de crecimiento concéntricas en la concha, las cuales señalan las fases de desarrollo del molusco (Vega et al., 2021)

Los nódulos o tubérculos de costillas tienen umbos anchos y sobresalientes son la causa del nombre de esta especie. La región cardinal en la especie es estrecha y puede llegar a tener una altura de 42 mm, un diámetro de 40 mm y una longitud de 56 mm (Sowerby, 1833). La concha prieta, en lo que respecta a su morfología interna, exhibe una estructura anatómica característica de los bivalvos filtradores. Tiene dos músculos aductores que son los encargados de abrir y cerrar las valvas, asegurando su resguardo frente a estímulos externos. Su aparato respiratorio está constituido por branquias bien desarrolladas, las cuales desempeñan dos funciones: colaborar en la filtración de partículas alimenticias que se encuentran en el agua e impulsar el intercambio de gases. El sistema digestivo en esta formado por el esófago, la boca, el estómago y el intestino, que termina en un ano cercano al sifón exhalante. Asimismo, cuenta con dos sifones distintos, el inhalante y el exhalante, que controlan el caudal de agua, lo que mejora procedimientos de

respiración, alimentación y excreción, indispensables para su metabolismo y su adaptación al entorno acuático (Robles P et al., 2022).

La concha está compuesta por tres capas: la exterior, compuesta por quitina; intermedia, de calcita; e interior laminado. Tiene dos lóbulos de tejido denominados manto, cuya función es secretar la concha, generando una cavidad amplia alrededor del cuerpo, sus células precipitan el carbonato de calcio (CaCO_3) sanguíneo para incrementar el tamaño de la concha. (Helm et al., 2006) (Figura 2).

Figura 2. Vista Exterior e Interior de las valvas de *A. tuberculosa*.



Fuente: (Barzola,2025)

Nota: Elaboración propia

6.1.3 Ubicación taxonómica de *A. tuberculosa* (Sowerby,1988)

En la (Tabla 1) taxonomía en base a lo publicado por Coan y Valentich (2012).

Tabla 1.Taxonomía de *Anadara tuberculosa*

Categoría taxonómica	Taxonomía
Reino	Animalia
Filo	Mollusca
Clase	Bivalvia
Subclase	Pteriomorpha
Orden	Arcida
Familia	Arcidae
Género	<i>Anadara</i>
Específico	<i>tuberculosa</i>
Nombre científico	<i>Anadara tuberculosa</i>
Nombre común	Concha prieta, negra, curil, chucheca

Gráfica 3. *A. tuberculosa*.



© J. Santamaría, imagen

10 mm

Fuente: (Santamaria ,2015)

Fuente: Coan y Valentich (2012).

6.1.4 Estado poblacional de *A. tuberculosa*

Esta distribución tiene una extensión de aproximadamente 6350 km por el trascurso de las costas del Pacífico, que es precisamente donde los moluscos son más numerosos e importantes en el comercio de esta costa marítima. Cabe recalcar que, en el Ecuador, De acuerdo Instituto Nacional de Pesca (2024) esta especie en cuanto a pesquería se registran, en la provincia del El Oro, en julio, en la región del Archipiélago de Jambelí, se observó el 56% de individuos muestreados tenían una longitud total menos a 45 mm, la talla media fue de 44.78 mm.

De acuerdo Instituto Nacional de Pesca (2024), se calculó un desembarque de 71,280 conchas que no superaban los 45 mm en el puerto del morro septiembre 2024. En la actualidad, la sobreexplotación de esta especie es un problema a nivel mundial que ha tenido impacto en Ecuador, donde el recurso es limitado y se han desarrollado proyectos de semillas en laboratorio, como en otros países como Perú, el salvador y México (Robles et al. ,1999; Vásquez et al., 2009; Diringier et al., 2012).

6.2 Reproducción

6.2.1 Reproducción en medio natural

A través de la fertilización externa del óvulo, la concha prieta se reproduce durante todo el año. Sin embargo, los meses más importantes para la maduración son noviembre y febrero. pueden verse influidas por la estación de lluvias, la temperaturas y salinidad en las especies. Tras la

eclosión, las larvas son plantónicas y su desarrollo tiene lugar entre 23 y 31 días en aguas oceánicas; durante este periodo, tiene cuatro estadios:

Trocófora: tiene una altura de 0,08 mm y una duración de un día.

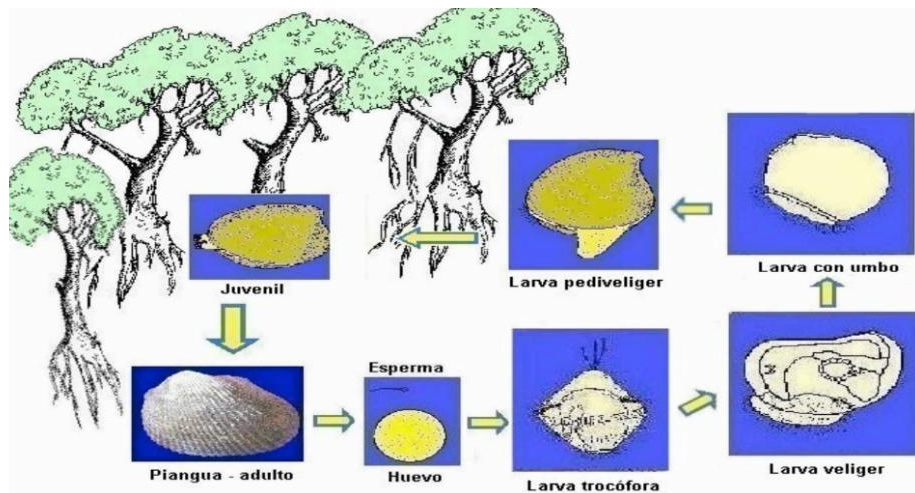
Veliger o charnela recta: tiene un tamaño de 0,108 mm y se estima que dura de 76 a 10 días.

Larva con umbo: su tamaño es de 0.16 mm y tiene una duración de entre e y 5 días.

Finalmente, **la larva oculada o pediveliger:** su tamaño es de 0.272 mm y se mantiene en la columna de agua 13 y 15 días aproximadamente.

Este último estadio regresa a las zonas de manglar, debido a las corrientes y a los cambios en las mareas y se establecen previamente como postlarvas (5.5 mm y una duración entre cuatro y cinco meses) sobre un sustrato de calcio para luego vivir de manera aislada en manglares. La duración de los juveniles, que van de 18 a 30 mm, es de seis meses, y el reclutamiento pesquero comienza entre los seis y diez meses después del desove. En esta fase, los juveniles tienden a adherirse con filamentos a las conchas de individuos adultos o a los orígenes del mangle, en particular los meses de julio y septiembre. La concha llega a la talla de primera madurez sexual (44 mm) alrededor del año de vida, la cual se considera un adulto reproductor. luego, participa en la pesquería durante el lapso aproximado de hasta cuatro años (Figura 4)

Gráfica 4. Esquema general del ciclo de vida de *A. tuberculosa*



Fuente: (Borda y Cruz 2004).

6.2.2 Reproducción en condiciones controladas

Murillo, 2018 y FAO 2006, afirman que el agua de mar sin filtrar es más beneficiosa para la aclimatación dado que, bajo estas circunstancias, los adultos de concha prieta liberan cantidad más altas de ovocitos y sus depósitos de lípidos, y sus huevos son de más valor nutricional (Murillo, 2018). Se indica que el periodo de adaptación no debe excederse de las dos semanas, la temperatura debe ser 25-30° C y una salinidad que oscila entre 30-35 ups (MAGAP, 2015). Luego se obtiene el desove estimulándolos mediante el proceso de Shock térmico, con cambios abruptos de temperatura que oscilan entre 12 a 34 ° C con un intervalo de tiempo de 30 minutos o una hora por cada modificación de temperatura y de esta manera se logra el desove, un procedimiento que dura alrededor de seis horas

Los gametos masculinos y femeninos se recolectan por separado para su fertilización posterior en una proporción de 10:1 (Espermatozoide/ óvulos), según lo recomendado para varios bivalvos de la región (Rodríguez-Pesantes et al.,2022; Revilla et al., 2020; Lodeiros et al.; 2019) Se recambia con agua salada al 100% de 3 a 4 veces, se usa un tamiz de 30-35 micras para filtrar los huevos fecundados y eliminar el exceso de espermatozoides.

La etapa del desarrollo embrionario desde la cuarta división celular hasta la larva trocófora que se observa entre 6 a 8 horas después de la fertilización, con una temperatura ideal de 26 a 28 ° C (FAO, 2006) Esta etapa termina con las primeras diferencias morfológicas de la larva “D” mixótrofas, la se observa después de 18 horas.

El desarrollo larvario comprende 3 fases en los moluscos bivalvos:**Fase planctónica:** Que va desde la larva “D” hasta la larva con ojo. **Fase intermedia:** Va desde larva pediveliger, en donde empieza a buscar un sustrato para asentarse.**Fase bentónica:** Larva asentada hasta que finaliza en semilla, en la fase plantónica juega un rol importante la temperatura y la densidad.

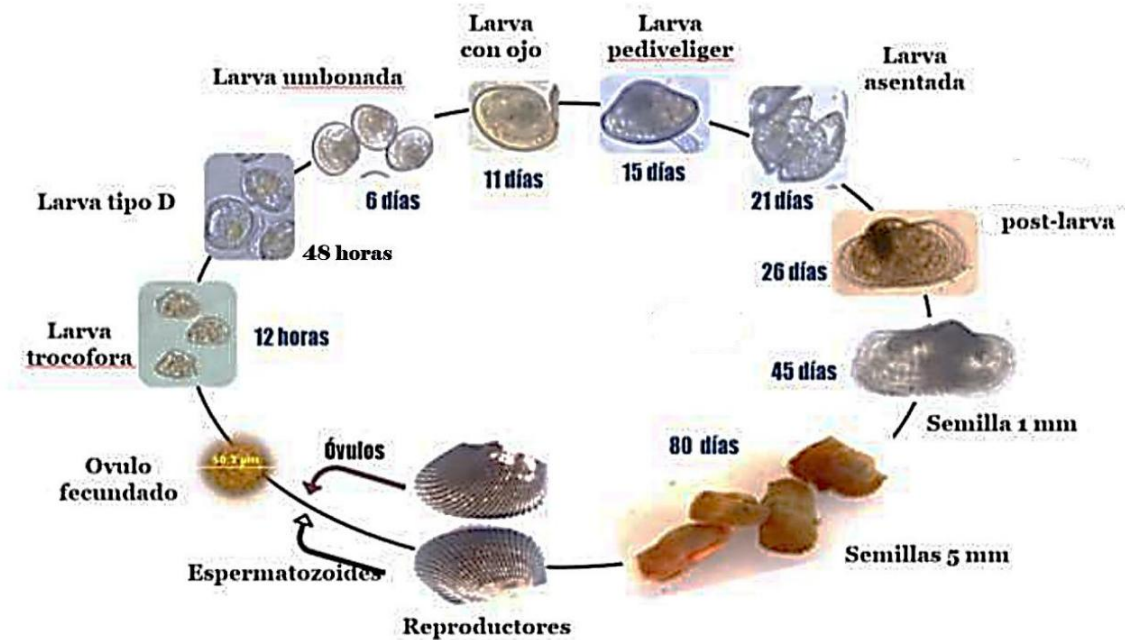
De acuerdo a Retamales et al (2012), a temperaturas de 22-25 ° C, las larvas tipo D surgen entre 16 y 18 horas tras la fecundación y llegan a la etapa con mancha ocular a los 16 días. La mancha ocular se presenta entre el décimo y catorceavo día cuando la temperatura es más alta 28°C, con un tamaño de 220 um. (Galámez et al., 2016) Asimismo, a baja densidad (1 larva/ ml) las larvas competentes se ven desde el día 8; sin embargo, a densidades altas (5 larvas/ml) no empiezan a aparecer hasta los 18-22 días, lo que demuestra que una alta densidad retrasada el desarrollo de las larvas.

En la fase intermedia emplean su pie muscular para moverse y hallar un sustrato sólido y áspero en la etapa de asentamiento, con el propósito de fijarse (Castillo et al., 2007)De acuerdo con él (MAGAP, 2015), las condiciones que propician un asentamiento exitoso son: una densidad de 100 larvas pediveliger / cm², aireación constante y agua de mar filtrada con una altura de 50 cm, en tanques cilíndricos negros de 2 toneladas de capacidad y 2 m de diámetro.

Según Murillo (2018), el asentamiento de pediveliger termina alrededor del día 5, en laboratorio se obtuvo larva asentada en el laboratorio 2-3 después de haberlas colocada en condiciones que apoyan la fijación de los organismos (MAGAP, 2015).

En la fase bentónica se observa mayores tasas de mortalidad, con supervivencia entre la fase pediveliger hasta la cosecha 10 y 25 % de la población de pidiveliger por la cual es fundamental el medio donde deben desarrollarse las larvas hasta semillas (Figura 5)

Figura 5. Ciclo reproductivo en laboratorio de la concha prieta



Fuente: (MAGAP, 2015).

6.3 Hábitat

En toda la costa del Pacífico oriental tropical se puede hallar a la concha prieta. Desde Tumbes (Perú) Hasta laguna Ballena Baja (California, Estados Unidos). Vive sepultada de 5 a 30 cm de profundidad en sedimentos fangosos subyacentes a las raíces del mangle rojo, siendo abundante en Panamá, Colombia y Ecuador (Rodríguez-Pesantes et al., 2022).

A.tuberculosa es sumamente abundante a 1 a 4,3 individuos / m^2 en áreas donde hay mangle rojo *Rhizophora mangle* (Figura 6), ya que las raíces de estos árboles le proporcionan protección contra los depredadores y las variaciones ambientales, además la temperatura, oxigenación y salinidad aporta para su desarrollo (PRADO-CARPIO et al., 2021).

Fajardo-Mite, 2023 la temperatura promedio es de 25 y 32 ° C ya que ayudan directamente al crecimiento y reproducción. Con un rango optimo entre 15 y 35 PSU.

Figura 6. Mangle rojo *Rhizophora mangle* habitát natural de *A.tuberculosa*



Fuente: Elaboración propia, 2025

6.4 Importancia del cultivo de concha prieta

La recolección de *Anadara tuberculosa* es una práctica productiva antigua que se lleva a cabo de forma intuitiva y espontánea y cuya relevancia no ha sido adecuadamente resaltada, evaluada en sectores académicos, empresariales y gubernamentales de Ecuador y otras naciones que también las generan. En Ecuador, la explotación y el comercio de *A.tuberculosa* para el año 2020 aportan al PIB nacional al producir 15 millones de dólares cada año, además que contribuye a preservar más de 156 mil hectáreas de manglar en las costas ecuatorianas. (Prado-Carpio et al., 2020).

Fajardo-Mite, examinó las capturas de concha prieta en 2023, identificando elementos de presión sobre el recurso, como la pesca fuera de tallas, la explotación excesiva y modificación del

habidad. Enfatiza la importancia de poner en marcha acciones de gestión para asegurar la sostenibilidad. Desde la perspectiva del desarrollo de la acuicultura, se reconoce que el cultivo regulado de concha prieta es una estrategia para reducir la presión sobre poblaciones silvestres, diversificar la producción acuícola reformar la sostenibilidad económica y medioambiental.

6.5 Importancia de las microalgas en el cultivo de semillas de *Anadara tuberculosa*

A lo largo del tiempo han desempeñado un papel fundamental las microalgas en términos económicos y ecológicos siendo relevantes como alimentación para moluscos bivalvos en este caso de concha prieta debido a su alto valor nutricional. Existen producciones de *Anadara tuberculosa* bajo condiciones controladas de laboratorios, Donde son alimentadas a base de microalgas e identificando el perfil de ácidos grasos para la producción de la misma, dando como eficiencia de asentamiento al alimentarlas con la microalga *C. gracilis* (Rodríguez-Pesantes et al., 2022), Asimismo , se evaluó la ingestión y digestión de 7 microalgas en el cultivo larvario y poslarvario temprano de la concha prieta dando como resultado la dieta *C.gracilis* y *C muelleri*. (Reyes, 2022).

6.5.1 *Isochrysis galbana* (Parke,1949).

Isochrysis galbana es una especie de *Haptophyta* es de suma importancia y se ha utilizado ampliamente como alimento vivo para las fases larvales de moluscos bivalvos y otras especies, lo que es importante para la industria de acuicultura (Luna, 2023). Su tamaño celular es de 5-7 μm , la forma digestibilidad, se ajusta correctamente a larvas y juveniles que poseen filtros branquiales de

tamaño pequeño optimizando el estado fisiológico, defensa ante el estrés oxidativo, mejora la respuesta inmunológica, la cual tienen impacto en la calidad del molusco cultivado.

Esta microalga sigue siendo ampliamente estudiada debido a la gran cantidad de elementos bioactivos que contienen, entre ellos carotenoides, antioxidantes y fucoxantina. Se considera una microalga marina que contiene biomoléculas que despiertan interés, por ejemplo, DHA y lípidos, también por su capacidad para sintetizar y almacenar ácidos grasos poliinsaturados, como el ácido araquidónico (ARA), ácido eicosapentaenoico (EPA) (Tabla 2) (Luna, 2023). Debido a la presencia de DHA tiene el potencial de ser empleada como fuente de combustible en acuicultura (Medina et al., 2019)

Lovegrove et al. (2025), demuestra que *I.galbana* es de vital importancia para la biomasa de adultos y juveniles de Ostras del Pacífico (*Magallana gigas*), sin embargo, podría tener obstáculos para algunos moluscos como la concha si no se complementa.

Tabla 2. Composición nutricional de la microalga *Isochrysis galbana*.

CONTENIDO	PORCENTAJE
Proteína	29 %
lípidos	23%
Carbohidratos	12-15 %
ALA	10-15 %
DHA	1-2 %
ARA	0,80 %
EPA	10%
Fuente: (Perez, 2019).	

6.5.2 *Chaetoceros gracilis* (Ehrenberg, 1844)

Chaetoceros gracilis es una diatomea marina que forma parte de la división *Bacillariohyta*, presenta una forma cilíndrica y está compuesta por células que miden alrededor de 5-20 μm de longitud y 2-3 μm ancho. Esta diatomea tiene pared celular sílice, la cual su tamaño, forma, contenido celular y rigidez estructural cambian dependiendo de las condiciones del cultivo, como la tasa de dilución, la luz y los nutrientes. Contiene significativamente altos de ácido eicosapentaenoico (EPA), especialmente ácidos grasos omega-3 y fucoxantina con una alta tasa de producción en cultivos marinos (Tabla 3)(Tachihana et al., 2020).

Tabla 3. Composición nutricional de la microalga *Chaetoceros gracilis* .

CONTENIDO	PORCENTAJE
Proteína	23,94 %
Lípidos	17,1 %
Carbohidratos	15,9 %
EPA	41,5 %
CENIZA	14,3 %
Fucoxantina	0,1 %
Fuente: (Shirochi et al., 2023)	

6.3.3 *Pavlova lutheri* (J.C.Green, 1975)

Microalga flagelada proveniente de la familia *Pablovaceae*, con color marrón amarillento tiene dos flagelos de diferentes dimensiones, esta microalga tiene un tamaño que oscila entre 3 y 9 μm , no tiene pared celular y posee una estructura conocida como haptonema que emplea unirse a otras entidades. Entre las variedades de microalgas *Pavlova lutheri* es frecuentemente empleada en

acuicultura para la producción de moluscos, por su gran cantidad de ácidos poliinsaturados (PUFAS), Se caracteriza por tener un alto contenido de proteínas, carbohidratos y lípidos, EPA y DHA que son vitales para animales marinos (Tabla 4)(Buono et al., 2014).

Tabla 4. Composición nutricional de la microalga *Pavlova lutheri*.

CONTENIDO	PORCENTAJE
Proteínas	49%
Lípidos	36 %
Carbohidratos	31 %
EPA	17 %
DHA	45 %
fosfolípidos	10 %
Fuente: (Ganga et al., 2021)	

6.5.3 Levadura de cerveza *Saccharomyces cerevisiae*

Es una levadura heterótrofa con un alto potencial de fermentación, que adquiere energía a través de la glucosa, además en rica en proteínas y vitaminas para la alimentación animal (Suárez-Machín et al., 2016). Las células de levaduras se han categorizado como una alternativa prometedora para la alimentación de bivalvos debido calidad nutricional, a su alta disponibilidad y coste reducido podría ser complemento o remplazo parcial de microalgas vivas, gracias a si conversación y capacidad nutricional, donde una sustitución de levadura al 25 % podría utilizarse para la cría de ostras juveniles (*Crassostrea belcheri*) (Tabla 5) (Tanyaros et al., 2016).

Tabla 5. Composición nutricional de la levadura de cerveza *Saccharomyces cerevisiae*.

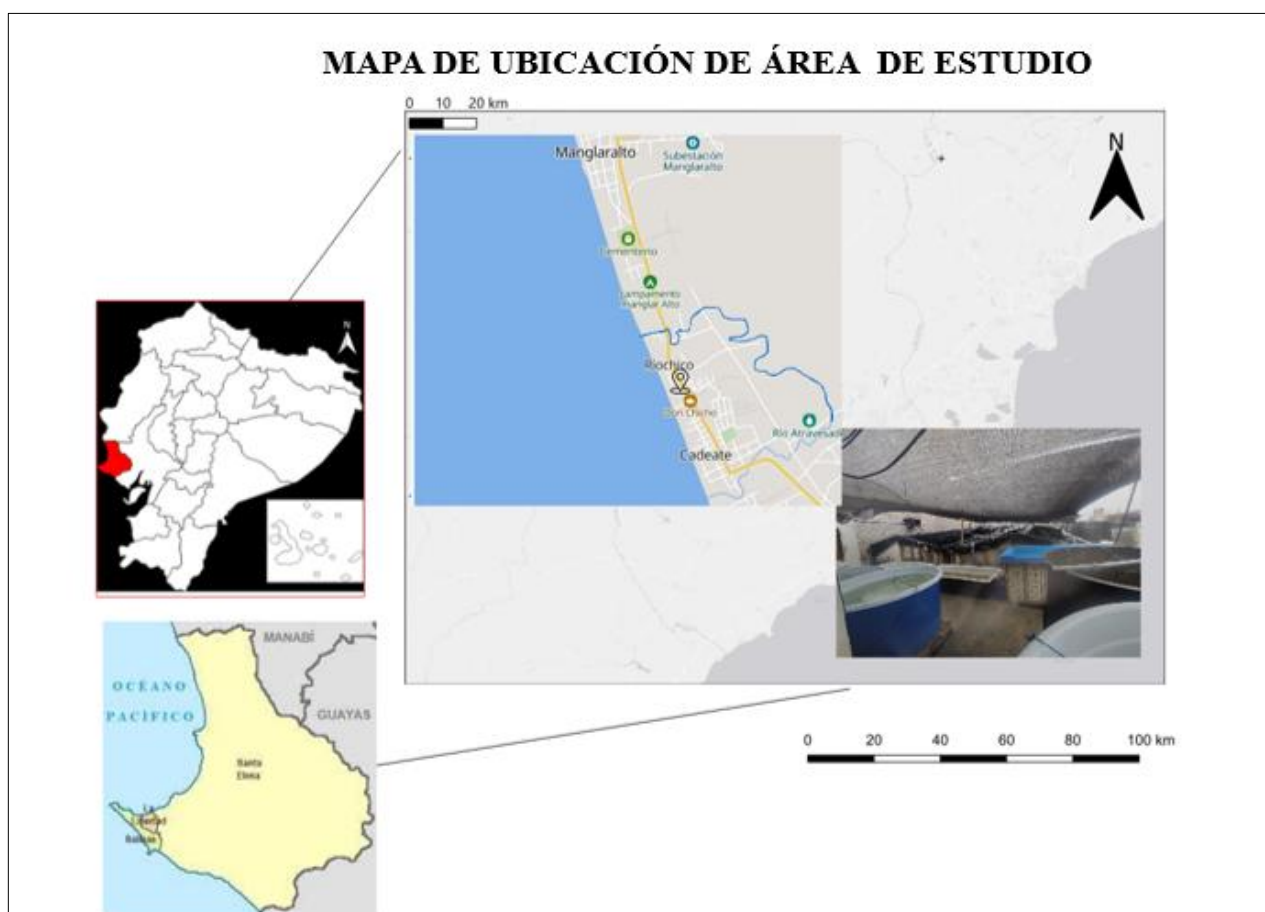
CONTENIDO	PORCENTAJE %
Proteínas	44,7%
Polisacáridos	36 %
Carbohidratos	31 %
Acidos nucleotidos	7,41%
CENIZA	7,34 %
EPA	41.5%
fosfolípidos	2,63 %
Fuente: (Otero , 2012)	

7. METODOLOGÍA

7.1 Área de estudio

El siguiente estudio se realizó en la provincia de Santa Elena en la parroquia Manglaralto en la comuna Cadeate, Laboratorio de semillas de moluscos bivalvos - Río Chico Lab, con las siguientes coordenadas $1^{\circ}51'51.3''S$ $80^{\circ}44'30.1''W$ -1.864242, -80.741699 O (Figura 7).

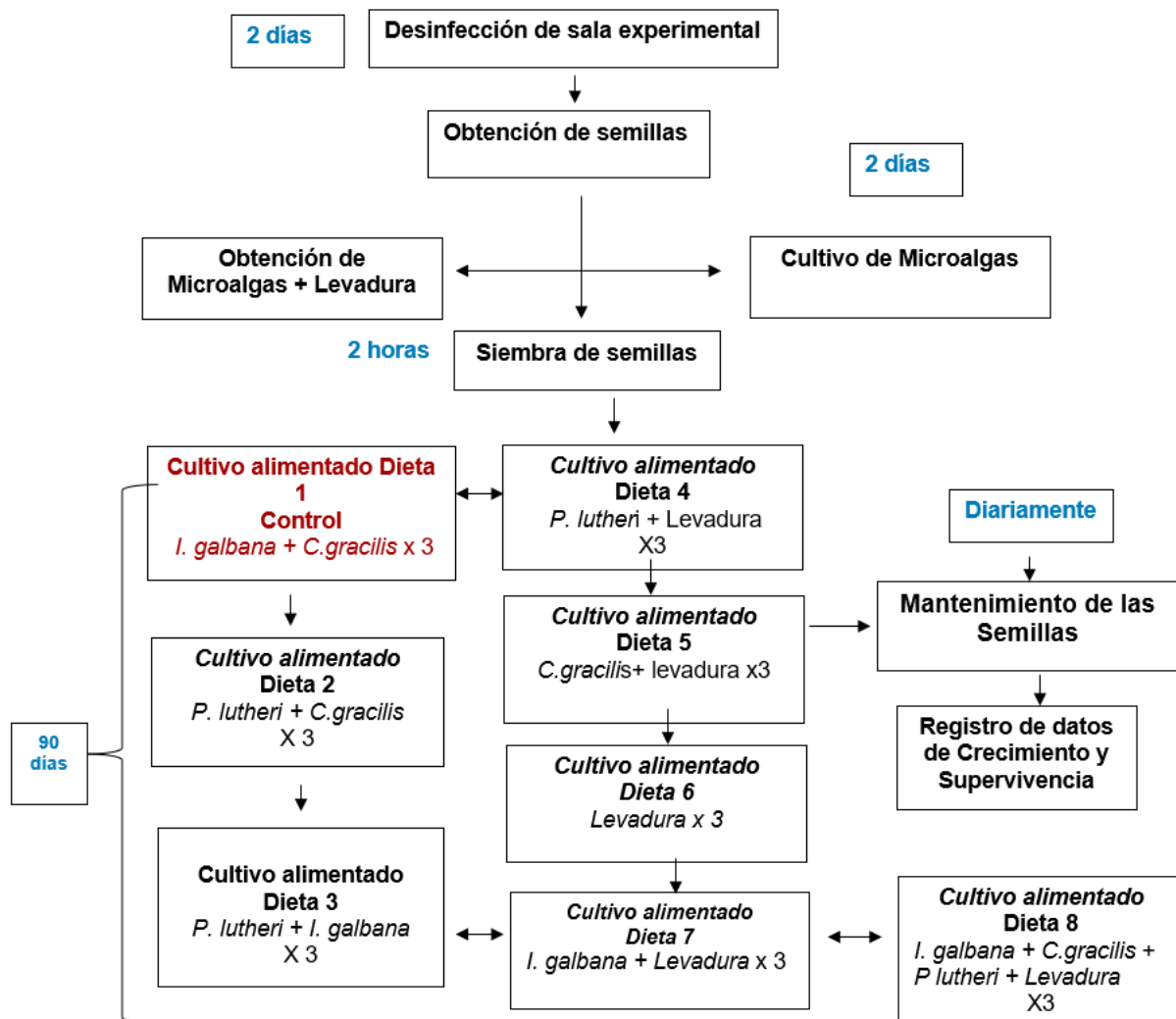
Figura 7. Localización del laboratorio Río Chico Lab, Provincia de Santa Elena ubicado en la comuna Cadeate.



7.2 Diseño experimental

El cultivo de semillas de *Anadara tuberculosa* obtenidas del laboratorio Rio Chico Lab, se desarrolló bajo condiciones controladas con una temperatura entre 22 a 24°C, Salinidad de 33 ups y oxígeno disuelto de > 5 mg/L. Se estableció una dieta control y siete dietas por triplicada en 24 lavacaras de 3 Litros (Figura 8).

Figura 8. Etapas experimentales y tiempos de manejo experimental del cultivo de *Anadara tuberculosa*



7.3 Desinfección de sala experimental

Para garantizar condiciones óptimas durante la ejecución del experimento, se procedió a desinfectar minuciosamente todas las superficies de la sala (lavacaras, Jarras plásticas, baldes, espacio de sala, mangueras, piedras difusoras, mesa de sala experimental), con una solución apropiada de hipoclorito de sodio al 0.25 %. Para ello, se diluyó el cloro comercial en agua hasta llegar a un volumen total de 10000 ml (10 L). Finalmente, se enjuagados con agua dulce y agua salada para asegurar que los agentes patógenos sean eliminados (Figura 9)

Figura 9. Sala experimental en el Laboratorio Rio Chico Lab



Nota: Espacio experimental desinfectada, lista para la siembra

7.4 Obtención de semillas

Las semillas de *A. tuberculosa* que se utilizó para la realización del estudio fueron proporcionadas por el laboratorio Rio Chico lab, misma que se dedica al cultivo de moluscos bivalvos, se seleccionó 1.200 semillas en total con las siguientes dimensiones:

Promedio inicial de longitud Anterior posterior ($4,5 \pm 0,05$ mm), Anterior ventral ($3 \pm 0,05$ mm) Inter valval ($2 \pm 0,05$ mm).

Para disminuir el estrés de los organismos hasta la siembra experimental, este bivalvo se conservó en un tanque de 2 toneladas a una temperatura de 20°C. (Figura 10)

Figura 10. Semillas de *Andara tuberculosa* para la siembra del Experimento

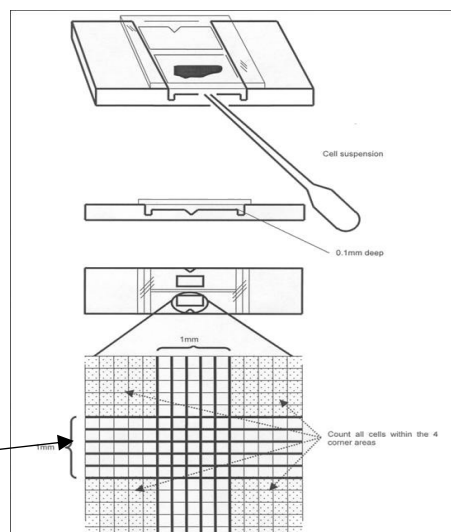


7.5 Microalgas

Las microalgas fueron donadas por el CENAIM-ESPOL, para analizar en este experimento son las siguientes: *Isochrysis galbana*, *Pavlova lutheri*, *Chaetoceros gracilis*. Para estimar la concentración de las microalgas y levadura se realizaron conteos mediante una cámara Neubauer y Lugol para inmovilizar las células y hacer más sencillo el procedimiento de conteo (Figura 11) La siguiente formula que se empleó. (Celeromics, 2015).

$$\text{Concentración de alimento} = \frac{\text{Número de célula} * 10000}{\text{Número de cuadros}}$$

Figura 11. Conteo de microalgas



Nota: se realización conteo diarios de microalgas con la cámara Neubauer

Para calcular el alimento requerido para las semillas en cultivo se realizó con la siguiente formula:

$$v^2 = \frac{c^1 * v^1}{c^2}$$

v^2 = Volumen a usar

c^2 =Cel/ml requerido

v^1 = Volumen del Tanque

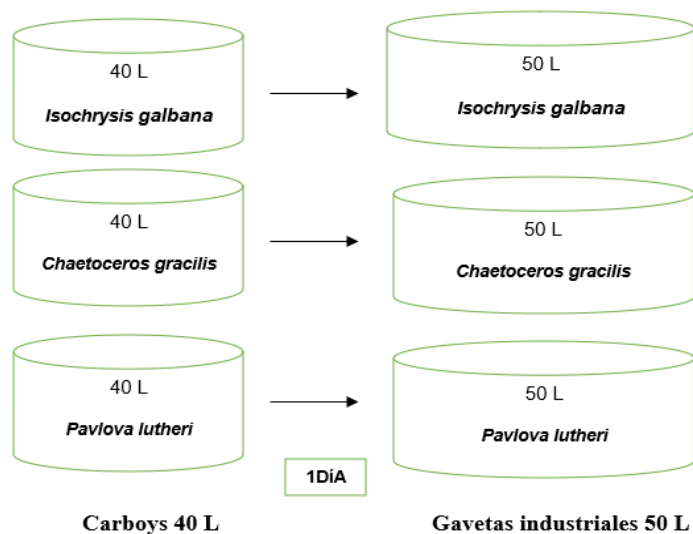
c^1 =Densidad total Cel/ml

7.5.1 Cultivo de microalgas

El agua de mar que se empleó para cultivar microalgas pasó por un proceso de filtración en las que se utilizó filtros de entre 20 y 50 μm para eliminar partículas grandes y después se repitió la filtración, utilizando membranas de 1 a 5 μm más delgadas para eliminar zooplancton, microorganismos y otros (FAO, 2006). Después, el tratamiento del agua se aplicó hipoclorito de sodio y se dejó reposar durante un día para llevar a cabo la eliminación de patógenos. (FAO, 2006).

El medio de cultivo las microalgas que utilizaron fueron las siguientes: (*Isochrysis galbana*, *Pavlova lutheri*, *Chaetoceros gracilis*) se utilizó F/2 (Guillard, 1975) (Anexo 9), con una temperatura de 24° C, salinidad de 33 ups, aireación constante, e iluminación de 65 a 80 W (FAO, 2006) El cultivo se realizó por separado y para su replicación se utilizó, Carboys de 40 litros, repicadas a gavetas de plásticas industriales cerradas de 50 litros (Figura 12).

Figura 12. Esquema del cultivo de *Isochrysis galbana*, *Pavlova lutheri*, *Chaetoceros gracilis*.



7.5.2 Suministro de dietas para el cultivo de Semillas de *Anadara tuberculosa*

La alimentación de las semillas se realizó diariamente de (6:00 Am- 8:00 Am). Con las siguientes mezclas correspondientes de microalgas y levadura. Además, la alimentación se inóculo con una proporción de 50 % - 50 % con un volumen de 1500 - 1500 ml equivalente a 3000 ml (3 L), iniciando con un promedio de 50.000 - 251.500 cel/ml (Anexo 15). Las dietas fueron suministrado por triplicado con: *Isocrysis galbana* + *Chaetoceros gracilis* como (Dieta 1, control), *Pavlova lutheri* + *Chaetoceros gracilis* (Dieta 2), *Pavlova lutheri* + *Isocrysis galbana* (Dieta 3), *Pavlova lutheri* + *Saccharomyces cerevisiase* (Dieta 4), *Chaetoceros gracilis* + *Saccharomyces cerevisiase* (Dieta 5), *Saccharomyces cerevisiase* (Dieta 6), *Isocrysis galbana* + *Saccharomyces cerevisiase* (Dieta 7), *Isocrysis galbana* + *Chaetoceros gracilis* + *Pavlova lutheri* + *Saccharomyces cerevisiase* (Dieta 8 (Figura 13). El rango estimado de microalgas como *Isocrysis galbana*, *Chaetoceros gracilis* *Pavlova lutheri* para semillas postlarvales es de $1 \times 10^5 - 2 \times 10^5$ cél/mL (FAO; Helm et al., 2004; Brown et al., 1997).

Para calcular la concentración cel/ ml se realizó con la siguiente formula: Abasolo-Pacheco et al. (2009).

$$Cf = \frac{c^i * v^1}{v^f}$$

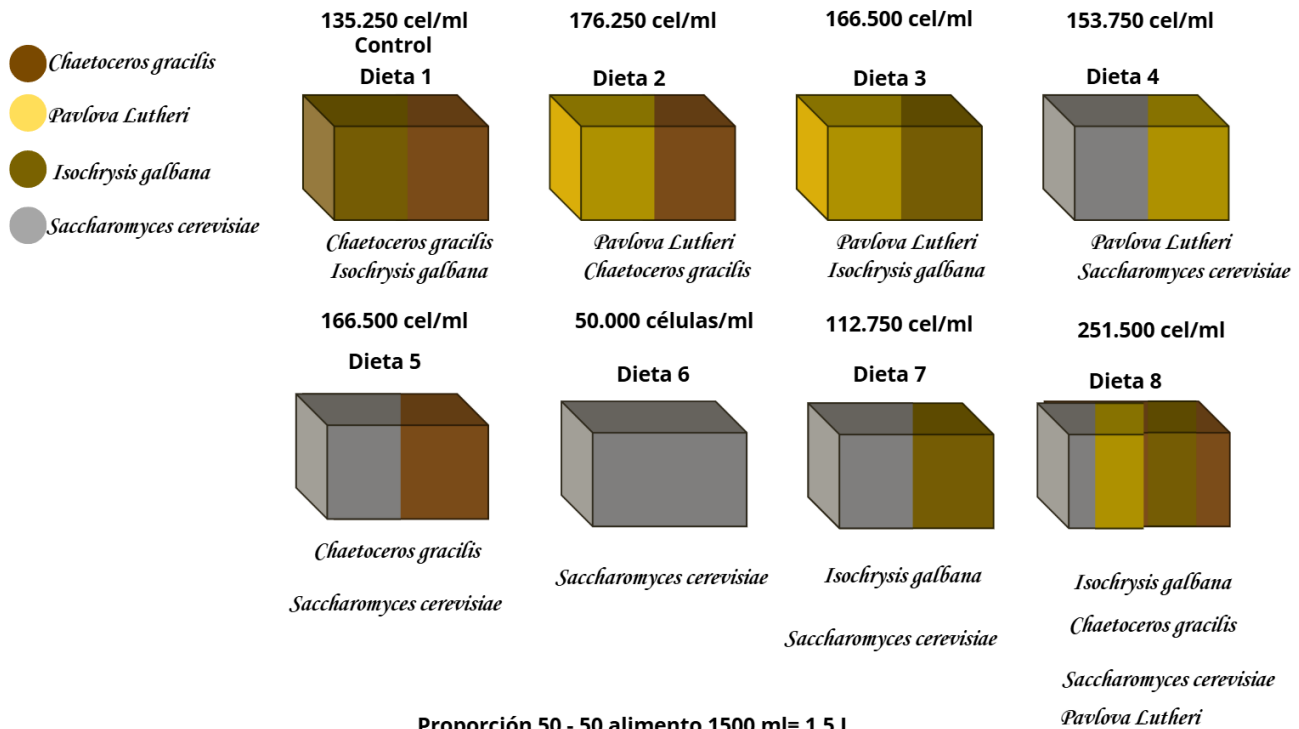
v^f = Volumen final ml

c^f = concentración final requerido cel / ml

v^i = Volumen de microalga usada ml

c^i = Concentración inicial cel/ml

Figura 13. Suministro de las microalgas en cada una de las réplicas durante el cultivo larvario.



Proporción 50 - 50 alimento 1500 ml= 1,5 L

Densidad del alimento 3000 ml= 3 L

7.6 Levadura

Saccharomyces cerevisiae tiene propiedades importantes al ser fuente de carbono, energía, proporciona vitaminas del complejo B y ácido fólico, las células tiene un tamaño apropiado para la filtración de los moluscos bivalvos en estadio larval y en juveniles. (Loor et al., 2021)

Para enriquecer las dietas de semillas de los moluscos, la levadura que se utilizó es *Saccharomyces cerevisiae*, puede sustituir hasta 25 % de las microalgas en la dieta de larvas y juveniles de la ostra tropical *Crassostrea belcheri* (Tanyaros et al., 2016) (Figura 14)

Figura14. Levadura de Cerveza *Saccharomyces cerevisiae*



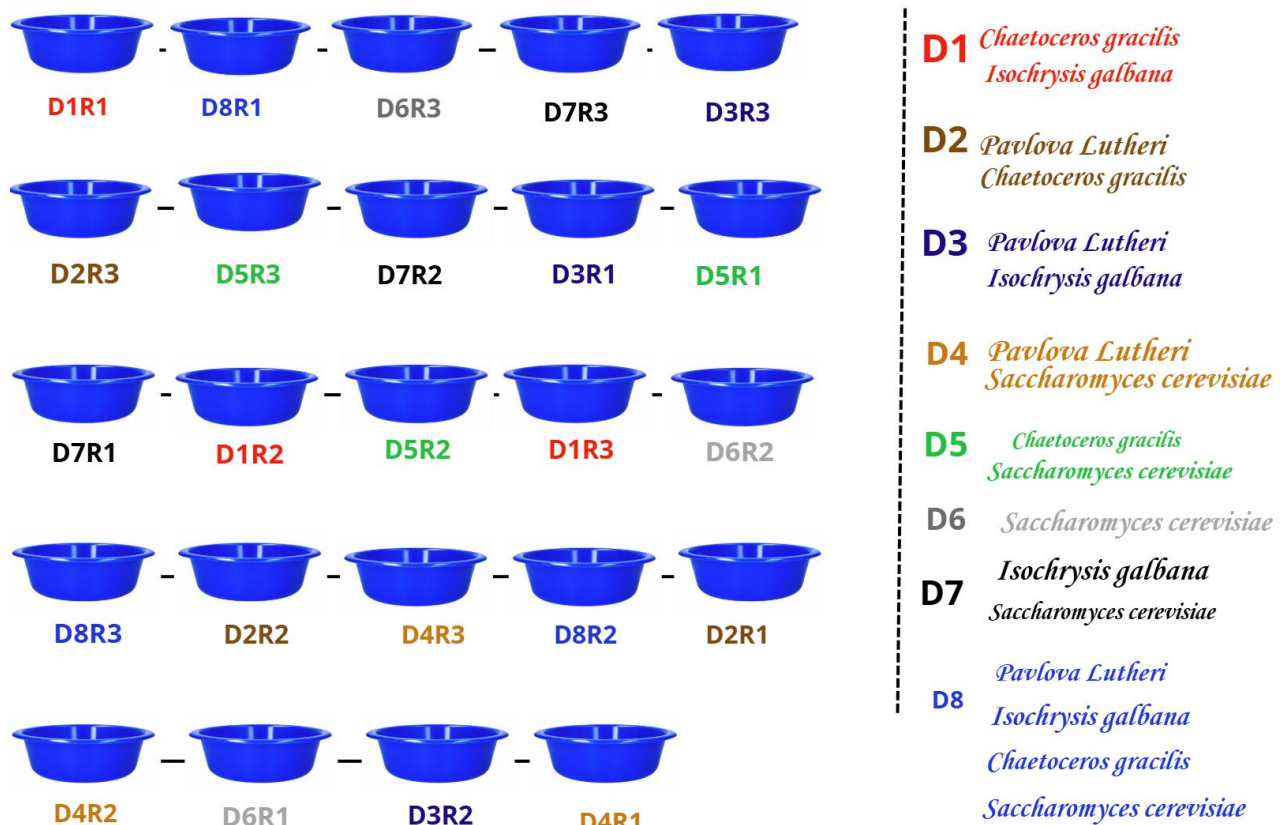
7.6.1 Preparación de levadura

Según Brown (1996) la levadura debe proporcionarse a los bivalvos acompañada de microalgas vivas. Se preparó en un recipiente de 10 L donde se inóculo 4 L de agua salada posterior aquello se colocó 1 g de levadura *Saccharomyces cerevisiae*, por último, se diluye azúcar morena granulada 10 g, idealmente el cultivo debe estar entre 30-35° C para favorecer la fermentación, dentro de 12 h está listo para la alimentación. La proporción a utilizar 1:1 con una concentración cel/ml entre 37.000- 68.000.

7.7 Implementación y siembra de semillas

Se utilizó 24 lavacaras plásticas cerradas de 3 Litros, cada uno equipado con válvulas y mangueras de oxígeno situadas en el fondo con piedra difusoras. Se sembró 50 semillas en cada unidad experimental por triplicado, se rótulo para identificar cada dieta o tratamiento con su respectiva replica, Además el recambio de agua realizó diariamente (Figura 15).

Figura 15. Dietas y sus réplicas durante el cultivo.



7.7.1 Mantenimiento y toma de datos de semillas

El mantenimiento de las semillas se llevó diariamente para prevenir la acumulación de restos de microalgas, y desechos larvales, se registró la temperatura, salinidad y se registró la

supervivencia diaria de cada tratamiento, llevando un registro en Excel, la biometría se llevó a cabo 1 vez por mes seleccionando 12 semillas por cada tratamiento, midiendo con un calibrador Vernier. Se reabrió el agua al 100 % para preservar el sistema de cultivo, eliminando los residuos de microalgas y levadura. Posteriormente, en cada réplica se efectuó la limpieza de las unidades experimentales, seguida de un enjuague con agua de mar tratada previamente, garantizando condiciones óptimas para el cultivo.

7.7.2 Tasa de Crecimiento

Para estimar la tasa de crecimiento Diaria de todas las semillas utilizadas en el experimento se utilizó la siguiente fórmula (Dimitrios et al., 2024).

$$TCD = \frac{\ln(w_f) - \ln(w_i)}{t}$$

Donde:

Wf = longitud final

Wi = longitud inicial

T = tiempo del experimento

7.7.3 Supervivencia de semillas de *Anadara tuberculosa*.

La supervivencia fue estimada mediante el conteo de semillas diarias sembrados en el volumen conocido y comparado a la cantidad de larvas que se sembraron al principio de cada uno de las lavacaras.

Para calcular la tasa de supervivencia se realizó la siguiente fórmula (Murillo, 2018).

Tasa de supervivencia

$$Tasa\ de\ supervivencia\ (\%) = \frac{N_f}{N_i} \times 100$$

Donde:

Nf = Número final de semillas que sobrevivieron al final del periodo de estudio

Ni = Número inicial de semillas al comienzo del periodo de estudio

7.8 Perfil de ácidos grasos de los alimentos de semillas de *A. tuberculosa*

Con la finalidad de caracterizar la composición lipídica de los alimentos suministrados se realizó un análisis del perfil de ácidos grasos de cada alimento requerido en el laboratories Analytical (UBA), donde se envió las respectivas muestras. Se preparó las muestras centrifugando con papel filtro Whatman 125 micras y se dejó secar y posterior aquello se protegió de la luz con papel aluminio (Tocher, 2015).

El análisis de los alimentos se realizó mediante el método (Cromatografía, A0CS Ce 1B-89), la cuantificación de Ácidos grasos se expresó en porcentajes en especial los ácidos grasos EPA Y DHA que son esenciales en el desarrollo de los moluscos bivalvos (Soudant et al., 2014)

7.9 Análisis estadístico

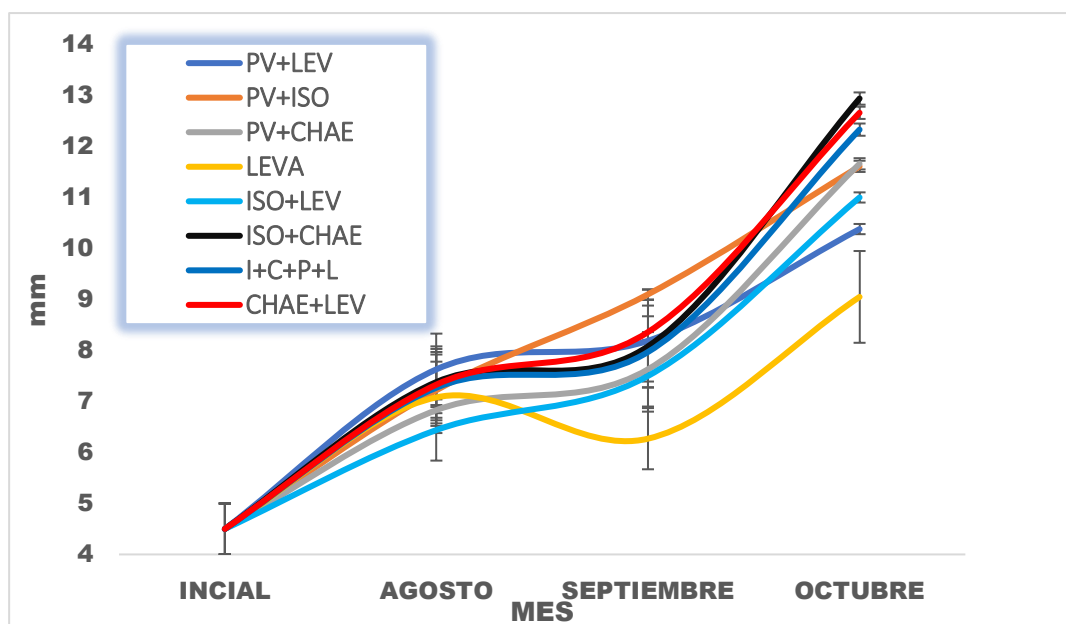
Los resultados de efectos de las dietas sobre la longitud máxima, tasa de crecimiento diario, la supervivencia de la semilla y el perfil de ácidos grasos se registró en una base de datos de Excel, posterior aquello se realizó todos análisis estadísticos en el programa Rstudio. Luego se determinó la clase de distribución que mostró cada una de las variables previamente se verificó con la prueba de normalidad de Shapiro-Wilk, posteriormente la distribución de estos Datos se usó la prueba pertinente para dar cumplimiento, se utilizó la prueba de análisis de varianza (ANOVA) finalmente se llevó a cabo el test post hoc de comparaciones Tukey.

8. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS

8.1 Evaluación de las dietas de microalgas y levadura en las semillas de *Anadara tuberculosa*

El mejor desempeño, en términos de crecimiento, se obtuvo en semillas alimentadas con *I.galbana*+*C.gracilis* control, las mismas que alcanzó (con diferencias estadísticas (ANOVA), $p < 0.05$) una talla $13 \pm 3,02$ mm y *C.gracilis*+levadura; *I.galbana*+*C.gracilis*+*P.tuheri*+Levadura una longitud de $12,66 \pm 3,84$ mm y $12,33 \pm 5,78$ mm, Sin embargo, las semillas alimentadas con *P.tuheri* + *C.gracilis*; *P.tuheri* + *I.galbana*; *I.galbana* + levadura; *P.tuheri* + *I.galbana* filtraron bien los nutrientes obteniendo un buen crecimiento con un talla de $11,66 \pm 2,70$ mm; $11,61 \pm 2,43$ mm; $11 \pm 5,13$ mm; $10,38 \pm 2,71$ mm, en cuanto al tratamiento que obtuvo menor desempeño es la levadura $9,05 \pm 4,4$ mm, la levadura resultó ser un complementó esencial para *Anadara Tuberculosa* en combinaciones con microalgas, pero por si sola es nutricionalmente incompleta (Figura 16).

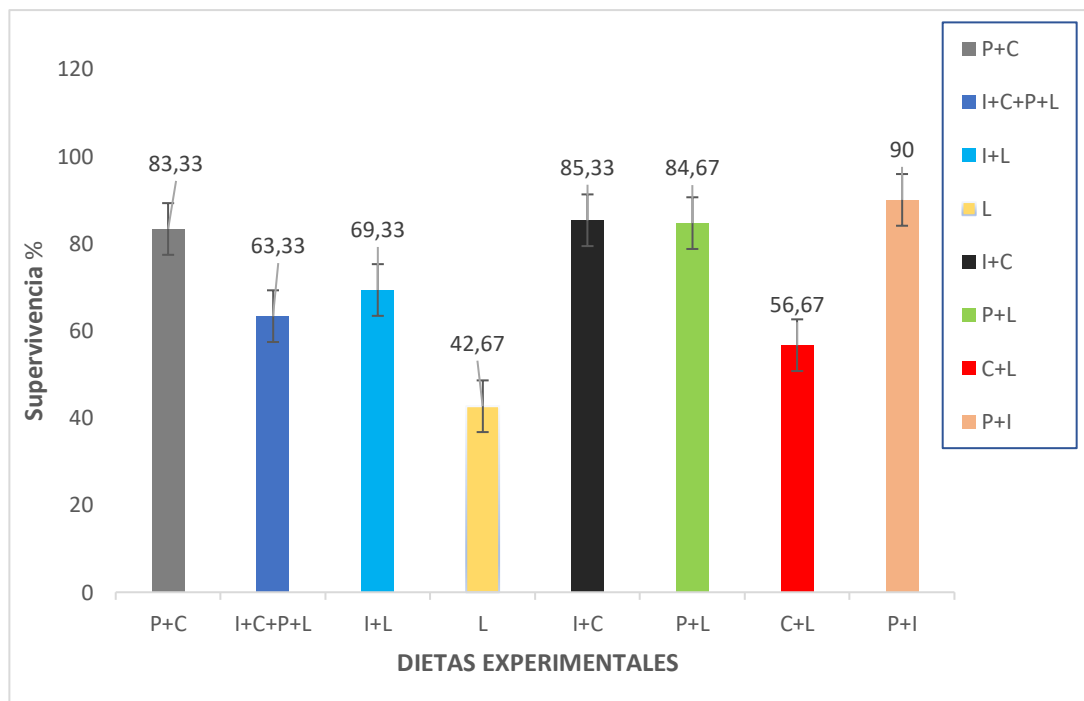
Figura 16. Crecimiento durante el cultivo experimental.



8.2 Tasa de supervivencia

El mejor desempeño, en términos de supervivencia, fue obtenida en animales alimentados con *P.lutheri* + *I. galbana* $1,036 \pm 90$ % destaca como la mejor entre los tratamientos, sin embargo, *I. galbana* + *C.gracilis* y *P.lutheri* + *Levadura* presentan estadísticamente similitud con $0,61 \pm 85,33$ %; $1,5 \pm 84,67$ % y *P.lutheri*+ *C.gracilis* $0,4 \pm 83$ % todas ellas presentan una alta capacidad de supervivencia en el cultivo en condiciones controladas, En contraste del tratamiento de levadura que representa la mínima supervivencia de $1,12 \pm 42,67$ %, factor de diferencia de casi el 50 % entre mejor desempeño y bajo desempeño (Figura 17).

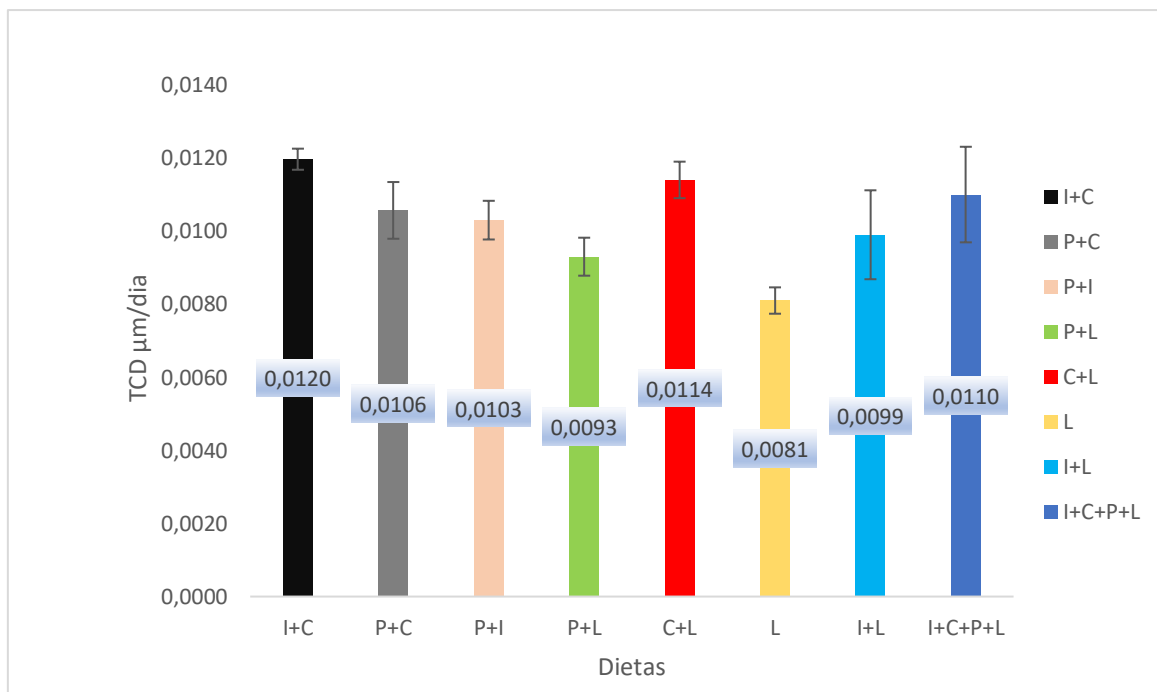
Figura 17. Porcentajes de supervivencia de las semillas en base a las ocho dietas evaluadas.



8.2.1 Tasa de crecimiento Diario de *Anadara tuberculosa*

En cuanto a la tasa de crecimiento diaria ($\mu\text{m}/\text{día}$), los tratamientos con mayor crecimiento son *I.galbana* + *C.gracilis* con $0,0120 \pm 0,003 \mu\text{m}/\text{día}$, y *C.gracilis* + levadura $0,0114 \pm 0,0005 \mu\text{m}/\text{día}$ aunque *C.gracilis* en sus combinaciones es efectiva en su crecimiento ya que supera $0,0100 \mu\text{m}/\text{día}$, Sin embargo, el tratamiento de menor rendimiento fue la levadura $0,0081 \pm 0,0004 \mu\text{m}/\text{día}$ (Figura 18). Por lo tanto, es notable que hay diferencias estadísticas entre tratamientos se puede observar en la (tabla 8).

Figura 18. Tasa de Crecimiento diaria de *Anadara tuberculosa*



Nota: Tasa de crecimiento diaria (μm) durante el cultivo de semillas de *Anadara tuberculosa*, alimentado con ocho dietas.

Tabla 8. (TCD) Tasa de crecimiento diario ($\mu\text{m}/\text{día}$).

Dietas	TCD ($\mu\text{m}/\text{día}$)
<i>I.galbana</i> + <i>C. gracilis</i> ^a	0,0120 \pm 0,0003
<i>C.gracilis</i> +levadura ^a	0,0114 \pm 0,0005
<i>I.galbana</i> + <i>C. gracilis</i> + <i>P. lutheri</i> + levadura ^a	0,0110 \pm 0,0013
<i>P. lutheri</i> + <i>C. gracilis</i> ^a	0,0106 \pm 0,0008
<i>P. lutheri</i> + <i>I. galbana</i> ^a	0,0103 \pm 0,0005
<i>I.galbana</i> + levadura ^{acb}	0,0099 \pm 0,0012
<i>P.lutheri</i> + levadura ^{ac}	0,0093 \pm 0,0005
Levadura ^b	0,0081 \pm 0,0004

8.3 Caracterización del perfil de ácidos grasos de las dietas experimentales en semillas de *Anadara tuberculosa*.

La prueba de varianza ANOVA presentó diferencias estadísticas entre las dietas experimentales para todas las fracciones de ácidos grasos evaluadas (ΣSAFA , ΣMUFA y ΣHUFA), confirmando que la composición lipídica fue significativamente influenciada por el tipo de dieta suministrada con un valor $p < 0,005$ (Anexo 11) Por lo tanto, Las mayores proporciones de ΣSAFA se observaron en la Dieta 2 ($46,08 \pm 1,35^a$), seguida por la Dieta 1 y la Dieta 3, en contraste, las dietas que incluyeron *Saccharomyces cerevisiae* mostraron una disminución en la fracción de ácidos grasos saturados, destacándose la Dieta 6 ($25,94 \pm 0,85^d$) como el valor mínimo registrado. Este patrón sugiere que la levadura presenta un perfil lipídico caracterizado por una baja proporción de ácidos

grasos saturados, Sin embargo, en fracción los Σ MUFA en las dietas que incorporaron *Saccharomyces cerevisiae*, alcanzándose los valores máximos en la Dieta 6 ($74,06 \pm 1, 80^a$), seguida por las dietas mixtas D4, D5 y D7 (grupo estadístico ^b). En contraste, las dietas formuladas exclusivamente con microalgas (D1, D2, D3 y D8) presentaron proporciones significativamente inferiores de Σ MUFA (grupo ^c). Este comportamiento evidencia que *S. cerevisiae* constituye una fuente lipídica dominante de ácidos grasos monoinsaturados, con una marcada predominancia del ácido oleico (C18:1 n-9), característico del metabolismo lipídico de levaduras y responsable del enriquecimiento de esta fracción en las dietas que la incluyen, Finalmente en la fracción Σ HUFA, donde las dietas bialgales exhibieron las mayores proporciones de ácidos grasos altamente insaturados. La Dieta 2 ($20,00 \pm 0, 90^a$) presentó el valor máximo de Σ HUFA, seguida por la Dieta 1 y la Dieta 3, las cuales no mostraron diferencias estadísticamente significativas entre sí (grupo ^b). En contraste, las dietas que incorporaron *Saccharomyces cerevisiae* evidenciaron reducciones significativas y consistentes de la fracción Σ HUFA, alcanzándose el valor mínimo en la Dieta 6 ($2,00 \pm 0,30^d$). Estos resultados confirman que la levadura posee una capacidad limitada o nula para sintetizar ácidos grasos poliinsaturados de cadena larga, tales como el ácido eicosapentaenoico (EPA, C20:5 n-3) y el ácido docosahexaenoico (DHA, C22:6 n-3) (tabla 9)

Tabla 9. composición de Ácidos grasos (Σ SAFA, Σ MUFA y Σ HUFA) de las microalgas utilizadas en el experimento.

Dieta		Σ SAFA (%)	Σ MUFA (%)	Σ HUFA (%)
		Ácidos grasos saturados	Ácidos grasos monoinsaturados	Ácidos grasos altamente insaturados
Dieta 1	<i>Isocrysis galbana</i> + <i>Chaetoceros gracilis</i>	43,30 ± 1,12 ^b	28,38 ± 0,95 ^c	17,50 ± 0,82 ^b
(Control)				
Dieta 2	<i>Pavlova lutheri</i> + <i>Chaetoceros gracilis</i>	46,08 ± 1,35 ^a	25,68 ± 0,88 ^c	20,00 ± 0,90 ^a
Dieta 3	<i>Pavlova lutheri</i> + <i>Isocrysis galbana</i>	43,04 ± 1,10 ^b	26,84 ± 0,91 ^c	16,50 ± 0,75 ^b
Dieta 4	<i>Pavlova lutheri</i> + <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	35,88 ± 0,98 ^c	49,10 ± 1,42 ^b	10,50 ± 0,64 ^c
Dieta 5	<i>Chaetoceros gracilis</i> + <i>levadura</i>	36,14 ± 1,05 ^c	50,64 ± 1,50 ^b	11,50 ± 0,70 ^c
Dieta 6	<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	25,94 ± 0,85 ^d	74,06 ± 1,80 ^a	2,00 ± 0,30 ^d
Dieta 7	<i>Isocrysis galbana</i> + <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	33,10 ± 0,92 ^c	51,80 ± 1,55 ^b	8,00 ± 0,55 ^c
Dieta 8	<i>Isocrysis galbana</i> + <i>Chaetoceros gracilis</i> + <i>Pavlova lutheri</i> + <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	39,59 ± 1,08 ^b	38,74 ± 1,20 ^c	14,00 ± 0,68 ^b

9. DISCUSIÓN

El crecimiento de los moluscos bivalvos tales como *Anadara Tuberculosa*, dependen de la alimentación a la que se rigen en su entorno y de diferentes parámetros a los que están expuestos. En condiciones controladas de laboratorio, este tipo de filtradores es sometidos a dietas que cumplen con las funciones necesarias para su crecimiento; en este caso tuvo una exposición a ocho tratamientos alimenticios a base de microalgas y levadura por lo tanto las dietas mejores son *I.galbana+C.gracilis* , *Chaetoceros gracilis* +*Saccharomyces cerevisiae*, *I. galbana+C.gracilis+Ptuheri+Levadura*. Lo que se ha expresado tiene semejanza a lo reportado para *Anadara tuberculosa* en cultivo larvario y post larvario en cuanto a la actuación sobre todo de *C.gracilis* , una las mejores dietas fueron *C.gracilis* según (Reyes, 2022) y por otro lado la mejor tasa de asentamiento se obtuvo con la dieta *C,gracilis* y *C. muelleri* (Rodríguez-Pesantes et al., 2022)

La particularidad dentro de los tratamientos se añadió una nueva alternativa de alimentación a base de la levadura *Saccharomyces cerevisiae* la cual tiene varias propiedades nutricionales y funcionales importantes como fibra, vitaminas del grupo B y proteínas, ésta al ser poseedora de tales beneficios sirvió para comparar si era lo suficientemente completa para formar parte de una nueva dieta a futuro, ya que no había sido probada con estos fines y no existía una tasa indicando si podría causar efectos en el crecimiento en *Anadara Tuberculosa*, o en cualquier otra especie de molusco bivalvo. (Coutteau et al, 1994; Chien y Hsu, 2006). podría ser complemento o remplazo parcial de microalgas vivas, gracias a su conversión y capacidad

nutricional, donde una sustitución de levadura al 25 % podría utilizarse para la cría de ostras juveniles (*Crassostrea belcheri*) (Tanyaros et al., 2016).

De las dietas con una tasa de mortalidad baja de *Anadara tuberculosa* es decir que tuvieron una supervivencia mayor a los demás tratamientos y un crecimiento notable fueron en las dietas de *P. Lutheri*+levadura y en *Chaetoceros gracilis*+levadura *Saccharomyces cerevisiae*, siendo el organismo de 4,5mm en su inicio y tuvo un crecimiento de 12,66mm. Por lo contrario, en las dietas completamente de levadura se determinó que no era suficiente para la nutrición de las semillas, pero si era eficiente para la ingesta y filtración por ende su tasa de supervivencia fue de un 42%, expresando así que la levadura por si sola hasta el momento no cubre con las necesidades de estos moluscos; sin embargo, sí aporta de beneficios y puede ser usada como un suplemento nutricional suministrada con presencia microalgal. (Bayne, 2002).

Los resultados obtenidos de \sum HUFA de la dieta y el valor $R^2= 0,7253$ indicando un 72,43 % que el crecimiento depende de EPA Y DHA lo que afirma (Murillo, 2018) y Gonzáles-Araya et al (2011) indicó que la concentración de mezclas de microalgas puede optimizar el desarrollo larval y esto explica por la contribución de ácidos grasos de cada microalga que favorece a las larvas en su crecimiento. En el estudio realizado de análisis de perfiles de los ácidos grasos altamente insaturados (HUFA) alcanzaron un 74,06%, es decir que la filtración de los alimentos fue asimilada en porciones positivas por el organismo y que si generaron de forma pertinente uno de los requerimientos.

Landon et al., (2023) consideran el EPA Y DHA que son fundamentales para las larvas de los moluscos, sin embargo, en las larvas de *Strioatrea prismática* y *Ostrea edulis* requieren de mayor demanda de DHA en las larvas Iniciales y necesidad de EPA en las fases tempranas desde

inicial hasta Umbonación (Rodríguez Pesantes et al., 2020). Por lo que este estudio afirma que EPA Y DHA es indispensable para el molusco *A. tuberculosa*.

10. CONCLUSIONES

El cultivo de *A.tuberculosa* en condiciones controladas, presentó diferencias estadísticas entre tratamientos ($p < 0,05$) aceptando la hipótesis alterna, las 3 dietas con mejor desempeño fueron la Dieta 1 control *I.galbana* + *C. gracilis* $13 \pm 3,02$ mm y obteniendo un resultado de TCD de $0,0120 \pm 0,0003$ $\mu\text{m}/\text{día}$, no obstante las semillas que fueron alimentadas con *P.lutheri* + *C. gracilis*; *P.lutheri* + *I.galbana*; *I.galbana* + levadura, filtraron positivamente y en efecto se obtuvo un buen crecimiento en tamaño de $11,66 \pm 2,70$ mm; $11,61 \pm 2,43$ mm; $11 \pm 5,13$ mm, adjunto a los TCD de $0,0106 \pm 0,0008$ $\mu\text{m}/\text{día}$; $0,0103 \pm 0,0005$ $\mu\text{m}/\text{día}$; $0,0009 \pm 0,0012$ $\mu\text{m}/\text{día}$.

La dieta 3 representada por *P.lutheri* + *I.galbana* obtuvo el mejor desempeño con un 90%, sin embargo; se halló una similitud en los resultados de la dieta de *I.galbana* + *C. gracilis*, en un 85,33%, por último, la dieta de *P.lutheri* y levadura registró un valor estadístico de 84.67% indicando un menor rendimiento de supervivencia.

Las dietas bialgales presentaron un perfil lipídico óptimo, con $\sum\text{HUFA} \geq 15$ %, favoreciendo el crecimiento y supervivencia de *Anadara tuberculosa*. En cambio, las dietas con levadura incrementaron $\sum\text{MUFA}$, pero redujeron significativamente $\sum\text{HUFA}$, lo que las hace nutricionalmente limitantes cuando $\sum\text{HUFA} < 10$ %.

11. RECOMENDACIONES

Para el cultivo de *Anadara tuberculosa*, se sugiere utilizar la Dieta 1 (control), compuesta por *I.galbana* + *C. gracilis*, debido a su aporte de ácidos grasos esenciales y su elevada eficiencia en la absorción nutricional. La Dieta 4 compuesta por *C.gracilis* + levadura, se sugiere como dieta alternativa complementaria, para disminuir el costo de producción del cultivo y la Dieta 8 que incluye *I. galbana* + *C.gracilis* + *P.lutheri* + Levadura, se recomienda por su perfil nutricional equilibrado, con aporte de ácidos grasos y proteínas. Por lo tanto, estas dietas son eficaces para cultivar *Anadara tuberculosa* en condiciones controladas.

Continuar investigando detalladamente sobre el perfil de ácidos en las semillas de *Anadara tuberculosa*, para evaluar la calidad nutricional y la efectividad de las dietas. La valoración de las fracciones lipídicas (Σ SAFA, Σ MUFA y Σ HUFA) facilitará la correlación entre la composición de las dietas y el rendimiento fisiológico. Estos resultados ayudaran a perfeccionar las formulaciones de alimentación y aumentar la productividad y sostenibilidad de los cultivos.

Para tratar de mitigar los efectos infecciosos en el entorno, es necesario realizar la extracción de las semillas muertas, la calidad de agua genera condiciones desfavorables que aumenta el riesgo de mortalidad. Por lo tanto, es esencial realizar recambio de agua diariamente asegurando la supervivencia de semillas de *Andara tuberculosa* cultivadas y a medida que aumentan su crecimiento, es necesario proporcionarle la alimentación en dosis al menos 2 veces al día, porque al ser organismos filtradores la alimentación en el medio se agota en menos de 7 horas.

BIBLIOGRAFÍA

Cumbicos Ortega, D. O., y Urdiales Arévalo, J. L. (2025). Adaptation in cages of seeds concha prieta (*Anadara tuberculosa*), produced in laboratory to areas of mangrove ecosystem. *Revista foco*, 18(3), 01-11. <https://doi.org/10.54751/revistafoco.v18n3-085>

Papadopoulos, D. K., Georgoulis, I., Lattos, A., Feidantsis, K., Michaelidis, B., y Giantsis, I. A. (2024). Partial Substitution of Fresh Microalgae with Baker's Yeast (*Saccharomyces cerevisiae*) Enhances the Growth of Juvenile. Conferencia Internacional de la Asociación Helénica de Economistas Agrícolas, 94(1). <https://doi.org/10.3390/proceedings2024094028>

Tang, B., y Ulrik Riisgård , H. (2016). La regulación fisiológica del grado de apertura de las válvulas permite a los mejillones *Mytilus edulis* superar los períodos de inanición al reducir el consumo de oxígeno. *Revista Abierta de Ciencias Marinas*, 6(3). <https://doi.org/10.4236/ojms.2016.63029>

Brown, M. R. (1996). Biochemical composition of new yeasts and bacteria evaluated as food for bivalve aquaculture. *Aquaculture*, 140(3-4), 315-329. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(95\)01286-0](https://doi.org/10.1016/0044-8486(95)01286-0)

Cumbicos Ortega, D. O., y Urdiales Arévalo, J. L. (2025). Adaptation in cages of seeds concha prieta (*Anadara tuberculosa*), produced in laboratory to areas of mangrove ecosystem. *Revista foco*, 18(3), 01-11. <https://doi.org/10.54751/revistafoco.v18n3-085>

Papadopoulos, D. K., Georgoulis, I., Lattos, A., Feidantsis, K., Michaelidis, B., y Giantsis, I. A. (2024). Partial Substitution of Fresh Microalgae with Baker's Yeast (*Saccharomyces cerevisiae*) Enhances the Growth of Juvenile. Conferencia Internacional de la Asociación Helénica de Economistas Agrícolas, 94(1). <https://doi.org/10.3390/proceedings2024094028>

Tang, B., y Ulrik Riisgård, H. (2016). La regulación fisiológica del grado de apertura de las válvulas permite a los mejillones *Mytilus edulis* superar los períodos de inanición al reducir el consumo de oxígeno. Revista Abierta de Ciencias Marinas, 6(3). <https://doi.org/10.4236/ojms.2016.63029>

Brown, M. R. (1996). Biochemical composition of new yeasts and bacteria evaluated as food for bivalve aquaculture. *Aquaculture*, 140(3-4), 315-329. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(95\)01286-0](https://doi.org/10.1016/0044-8486(95)01286-0)

Buono, S., Langellotti, A. L., Martello, A., Rinna, F., y Fogliano, V. (2014). Functional ingredients from microalgae. *Food & Function*. 5(8), 1669-1685. <https://doi.org/10.1039/c4fo00125g>

Castillo, O., Cornejo, N., y Claudia, R. (2007). Determinación de la eficacia de adhesión en cuatro tipos de colectores utilizados en la producción artificial de larvas de *Anadara grandis* "casco de burro" en laboratorio húmedo la pirrayita en la Bahía de Jiquilisco, Usulután. Bahía de Jiquilisco. universidad del salvador .

Celeromics. (2015). formula de la camara Neubauer. Retrieved 14 de 9 de 2025, from <https://www.celeromics.com/lander>

Coan, E. V., y Valentich-Scott, P. (2012). Conchas marinas bivalvas del oeste tropical de América. Moluscos bivalvos marinos desde Baja California hasta Perú.

de Souza, L., Rossi, S., Calvet, L., Ruiz, I., García-Betorz, S., Salvá-Prat, J., y de Andrade Meireles, A. J. (2017). Servicios ecosistémicos desatendidos: Destacando la percepción sociocultural de los manglares en los procesos de toma de decisiones. *Servicios ecosistémicos*, 26, 137-145. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.ecoser.2017.06.013>

Dimitrios , k. P., Ioannis Georgoulis, A. L., Konstantinos Feidantsis, B. M., y Ioannis, A. G. (2024). La sustitución parcial de microalgas frescas por levadura de panadería (*Saccharomyces cerevisiae*) mejora el crecimiento de juveniles de *Ostrea edulis* y *Ruditapes decussatus*. *DOAJ*, 94(1), 28. <https://doi.org/10.3390/proceedings2024094028>

Diringer, B., Vásquez, R., Moreno, V., Pretell, K., y Sahuquet, M. (2012). Proyecto en Perú estudia berberechos para mejoramiento de poblaciones y acuicultura.

Fajardo Mite, L. R. (2006). Evaluación de la captura de *Anadara tuberculosa* en el refugio vida silvestre manglares El Morro, durante febrero – julio 2022, tesis de grado, repositorio digital. <https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/9635>

FAO. (2006). Cultivo de bivalvos en criadero. Roma: FAO.

Galámez, A., Pacheco, S., Paredes, F., y Chapman, F. (2016). Guía para la Producción de *Anadara spp.* El Salvador: cendepesca.

Ganga, R. S., Anandan, R., Korath, A., y Joseph, A. (2021). Alterations in body fatty acid composition in microalga *Pavlova lutheri* grown in different standard culture media. *Fishery Technology*.

Helm, M. M., Bourne, N., y Lovatelli, A. (2006). Cultivo de bivalvos en criadero FAO . Documento Técnico de Pesca, 471.

Lodeiros, C., y Lovatelli, A. (2019). Producción de semillas de la ostra perla *Pinctada* .

Lovegrove, A., Bray, S., y Inglis, G. (2025). Las ostras del Pacífico (*Magallana gigas*, Thunberg 1793) consumen preferentemente *Isochrysis galbana*, lo que aumenta la biomasa y regula positivamente el gen de biomineralización nacreína. *Aquacult Int*, 33. <https://doi.org/10.1007/s10499-025-02161-y>

Lucero, C., Cantera, J., y Neira, R. (2012). Pesquería y crecimiento de la piangua (*Arcoidea: Arcidae*) *Anadara tuberculosa* en la Bahía de Málaga del Pacífico colombiano, 2005-2007. *Revista de Biología Tropical*, 60(1).

Luna, R. R. (2023). Asimilación de diferentes fuentes de nitrógeno por la microalga Baja California, Tesis de maestría en ciencias. Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada. . <http://cicese.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1007/3855>

MacKenzie, J. (2001). The Fisheries for Mangrove Cockles, *Anadara spp.*, from Mexico to Peru, With Descriptions of Their Habitats and Biology, the Fishermen's Lives, and the Effects of Shrimp Farming. *Marine Fisheries*, 63(1), 1-39.

MAGAP. (2015). Manual práctico de producción de concha prieta *Anadara tuberculosa*, . 23(4), 593.

Medina, E., Ruíz-Domínguez, M., Morales, J., y Cerezal, P. (2019). Evaluación del perfil de ácidos grasos de *Isochrysis galbana* mediante el uso de métodos ácidos y alcalinos de transesterificación. *Informador Técnico*, 83(1), 66-75. <https://doi.org/10.23850/22565035.1574>

Mora, E., y Moreno , J. (2007). Abundancia y estructura poblacional de *Anadara tuberculosa* y *anadara similis* en las principales áreas de extracción de la costa ecuatoriana.

Mora, E., y Moreno , J. (2009). Estado de la pesquería del recurso concha *Anadara tuberculosa*.

Murillo, A. (2018). Evaluación del efecto de la alimentación con diferentes Dietas ,durante las primeras etapas de cultivo de *Crassostrea gigas* y el primer mes en el Mar. <https://repositorio.uchile.cl/handle/2250/199100>

Nielsen, V., y Zamora, P. (2006). Especies comerciales II: Crustáceos y moluscos. Ambientes Marino Costeros de Costa Rica., 105.

Nilsen Muñoz, V., y Quesada Alpízar , M. A. (2006). Ambientes Marino Costeros de Costa Rica. informe técnico, 1-221.

Pérez Medina, D. (2005). Biología reproductiva de *Anadara tuberculosa* (Bivalvia: Arcidae) en el estero Santo Domingo, B.C.S., México. Tesis de maestro, Instituto Politécnico Nacional. Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas. Repositorio Digital. <http://www.repositoriodigital.ipn.mx/handle/123456789/14383>

Perez, M. (2019). Evaluación del perfil de ácidos grasos de *Isochrysis galbana* mediante el uso de métodos ácidos y alcalinos dea Medina-Pérez transesterificación. . <https://doi.org/10.23850/22565035.1574>

Pesca, I. N. (2021). Instituto Nacional de Pesca. Pesquerías Sostenibles. Retrieved 2025, from <http://pesqueriassostenibles.produccion.gob.ec/>

Prado-Carpio, e., Echeverría-Espinoza, e., Olivo-Garrido, m. l., Martínez-Soto, m. e., y Rodríguez-Monroy, c. (2021). Agronegocio: cadena de valor de *Anadara tuberculosa* (concha prieta) en Ecuador. *Revista Espacios*, 4(22). <https://doi.org/10.48082/espacios-a21v42n22p05>

Prado-Carpio, E., Martínez-Soto, E., Morris Díaz, A., Castro-Armijos, C., RenteriaMinuche, P., Coronel-Reyes, J., y Rodríguez Monroy, C. (2020). The importance of the production of black shell(*Anadara tuberculosa*) on the ecuadorian coast. *Espamciencia para el agro*. https://doi.org/10.51260/revista_espamciencia.v1lil.209

Prado-Carpio, E., Quezada-Abad, C., Martínez-Soto, M., Rodríguez-Monroy, C., y Morris-Díaz, A. (2018). An Approximation to Agribusiness Development in the Value Chain of the Bivalve Mollusk "*Anadara Tuberculosa* (Sowerby, 1833) (Arcidae)". *Proceedings in Food System Dynamics*, 382-393. <http://centmapress.ilb.uni-bonn.de/ojs/index.php/proceedings/article/view/1831>

Retamales, R., Panta, P., y Velez , J. (2012). Induccion al desove de la concha prieta *Anadara tuberculosa* (Sowerby, 1833) en condiciones de laboratorio. San Vicente:Escuela de ingenieria en Acuicultura y pesquerias. .

Reyes, J. (2022). Ingestión y digestión de 7 especies de microalgas en el cultivo larvario y post. tesis gardo, repositorio digital. cenaim.

Rivero, S. (2009). centroamerica Hacia una estrategia regional. .

Robles P, Y. A., Vega , A. J., y Díaz , L. C. (2022). Sexual proportion and hermaphroditism of the mollusc, *Anadara tuberculosa* (Bivalvia: Arcidae) in Panama. *Revista de Biología Tropical*, 70(1). <https://doi.org/10.15517/rev.biol.trop.2022.50805>

Rodríguez-Pesantes, D., Reyes, J., Márquez, A., Sonnenholzner, E., y Van Den Hende, S. (2022). Early life cycle description and effects of microalgal diets on larval and post-larval development of the mangrove cockle *Anadara tuberculosa* (Sowerby, 1833). *Aquaculture Research*, 53(2), 590-602. <https://doi.org/10.1111/are.15603>

Sanmartín Freire, N. J., Prado-Carpio, E., Rentería-Minuche, J., y Valarezo Macías, C. A. (2022). Evaluación del Valor de Mercado de *Anadara tuberculosa* (Concha Prieta) Considerando su Calidad Física. *European Scientific Journal*, 8(32). <https://doi.org/10.19044/esipreprint.8.2022.p32>

Shirouchi, B., Kawahara, Y., Kutsuna, Y., Higuchi, M., Okumura, M., Mitsuta, S., . . . Tanaka, K. (2023). La administración oral de *Chaetoceros gracilis*, una microalga marina, alivia la acumulación de lípidos hepáticos en ratas alimentadas con una dieta rica en sacarosa y colesterol. *MDPI*, 13(3), 436. <https://doi.org/10.3390/metabo13030436>

Silva-Benavides, A. M., y Bonilla, R. (2014). Estructura de la población y distribución de *Anadara tuberculosa* Sowerby (1833) (Mollusca: Bivalvia) en los manglares de Golfito y Playa Blanca de Puerto Jiménez, Golfo Dulce, Costa Rica. *Revista de Biología Tropical*, 63(1), 287-298. <https://doi.org/10.15517/rbt.v63i1.23108>

Suárez-Machín, C., Garrido-Carralero, N. A., y Guevara-Rodríguez, C. A. (2016). Levadura *Saccharomyces cerevisiae* y la producción de alcohol. Instituto Cubano de Investigaciones sobre los Derivados de la Caña de Azúcar (ICIDCA), 50(1), 20-28.

Subsecretaría de Acuicultura. (2014). Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuicultura y Pesca. República del Ecuador. <http://www.viceministerioap.gob.ec/subpesca1978-magap-siembra-ostra-del-pacifico-en-santa-elena.html>

Tachihana, S., Hirahara, M., Shariff, M., Furuya, K., Nagao, N., Md Yusoff, F., . . . Banerjee, S. (2020). Alta productividad de ácido eicosapentaenoico y fucoxantina por una diatomea marina *Chaetoceros gracilis* en un cultivo semicontinuo. *Front. Bioeng. Biotechnol.*, 8. <https://doi.org/10.3389/fbioe.2020.602721>

Tanyaros, S., Sujarit, C., Jansri, N., y Tarangkoon, W. (2016). Levadura de panadería como sustituto de microalgas en la cría en criadero de larvas y juveniles de ostra tropical (*Crassostrea belcheri* , Sowerby 1871). *Revista de Acuicultura Aplicada*, 28(1). <https://doi.org/10.1080/10454438.2016.1163312>

Vásquez, H. E., Pacheco Reyes, S. P., Pérez García, I. M., Cornejo Hernández, N. E., Córdova Navas, M. F., y Kan, K. (2009). Producción Artificial de Semilla y Cultivo de Engorde de Moluscos. Centro de Desarrollo de la pesca y la Acuicultura, 80.

Vega, A. J., Robles , P., Y, A., Alvarado, O., y Cedeño Mitre, C. (2021). Size structure, distribution, and abundance of *Anadara tuberculosa* (Bivalvia: Arcidae) in two mangrove systems from the pacific coast of panama. *Revista de Biología Tropical*, 69(2). <https://doi.org/10.15517/rbt.v69i2.43934>

Vivanco, G., Oliva, D., y Abarca, A. (2014). Effect of traditional microalgae-based food, native and artificial diets on growth and survival of the taquilla clam veliger larvae, *Mulinia edulis*. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 49(2), 339-349.

Loor, A.; Bossier, P.; Nevejan, N. Sustitución dietética de microalgas con el mutante de *Saccharomyces cerevisiae*, Δ mnn9, para la alimentación de juveniles de ostra del Pacífico (*Crassostrea gigas*). *Acuicultura* 2021, 534, 736253.

Whyte, J. N. C. (1988). Perfiles de ácidos grasos de microalgas marinas. *Revista de Ficología*, 24(1), 33-44-

Papanikolau, S., Y Aggelis, G. (2011). Lípidos de levadura. Parte I: Bioquímica de la producción de aceite unicelular. *Revista Europea de Ciencia y Tecnología de lípidos*, 113 (8), 1031-1051.

Ratledge, C., y Wynn, J. P. (2002). Bioquímica y biología molecular de la acumulación de lípidos en microorganismos oleaginosos. *Avances en Microbiología Aplicada* 51,1-51.

Olivia –Teles, A. Y Goncalves, P. (2001). Reemplazo parcial de harina de pescado por levadura de cerveza(*Saccharomyces cerevisiae*) en dietas para lubina. *Acuicultura*, 202 (3-4), 269_278.

Bellou, S., Baeshen, m.n., elazzazy, A. M-, Aggelis, G., Y Sayegh, F. (2014). Enfoques recientes para mejorar la producción. *Tendencias en Ciencia y Tecnología de los alimentos*, 37 (2), 132-145

Buono, S., Langellotti, A. L., Martello, A., Rinna, F., y Fogliano, V. (2014). Functional ingredients from microalgae. *Food & Function*. 5(8), 1669-1685. <https://doi.org/10.1039/c4fo00125g>

Castillo, O., Cornejo, N., y Claudia, R. (2007). Determinacion de la eficacia de adhesión en cuatro tipos de colectores utilizados en la producción artificial de larvas de *Anadara grandis* "casco de burro" en laboratorio humedo la pirrayita en la Bahñade Jiquilisco, Usulután. Bahña de Jiquilisco. universidad del salvador .

Celeromics. (2015). formula de la camara Neubauer. Retrieved 14 de 9 de 2025, from <https://www.celeromics.com/lander>

Coan, E. V., y Valentich-Scott, P. (2012). Conchas marinas bivalvas del oeste tropical de América. *Moluscos bivalvos marinos desde Baja California hasta Perú*.

de Souza, L., Rossi, S., Calvet, L., Ruiz, I., García-Betorz, S., Salvá-Prat, J., y de Andrade Meireles, A. J. (2017). Servicios ecosistémicos desatendidos: Destacando la percepción sociocultural de los manglares en los procesos de toma de decisiones. *Servicios ecosistémicos*, 26, 137-145. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.ecoser.2017.06.013>

Dimitrios, K. P., Ioannis Georgoulis, A. L., Konstantinos Feidantsis, B. M., y Ioannis, A. G. (2024). La sustitución parcial de microalgas frescas por levadura de panadería (*Saccharomyces cerevisiae*) mejora el crecimiento de juveniles de *Ostrea edulis* y *Ruditapes decussatus*. *DOAJ*, 94(1), 28. <https://doi.org/10.3390/proceedings2024094028>

Diringer, B., Vásquez, R., Moreno, V., Pretell, K., y Sahuquet, M. (2012). Proyecto en Perú estudia berberechos para mejoramiento de poblaciones y acuicultura.

Fajardo Mite, L. R. (2006). Evaluación de la captura de *Anadara tuberculosa* en el refugio vida silvestre manglares El Morro, durante febrero – julio 2022, tesis de grado, repositorio digital. <https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/9635>

FAO. (2006). Cultivo de bivalvos en criadero. Roma: FAO.

FAO. (2004). Hatchery culture of bivalves: A practical manual. FAO Fisheries Technical Paper No. 471. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, Italy.

Galámez, A., Pacheco, S., Paredes, F., y Chapman, F. (2016). Guía para la Producción de *Anadara spp.* El Salvador: cendepesca.

Ganga, R. S., Anandan, R., Korath, A., y Joseph, A. (2021). Alterations in body fatty acid composition in microalga *Pavlova lutheri* grown in different standard culture media. *Fishery Technology*.

Helm, M. M., Bourne, N., & Lovatelli, A. (2004). *Hatchery culture of bivalves: A practical manual*. FAO Fisheries Technical Paper No. 471. Rome: FAO.

Helm, M. M., Bourne, N., y Lovatelli, A. (2006). *Cultivo de bivalvos en criadero FAO*. Documento Técnico de Pesca, 471.

Lodeiros, C., y Lovatelli, A. (2019). Producción de semillas de la ostra perla *Pinctada*.

Lovegrove, A., Bray, S., y Inglis, G. (2025). Las ostras del Pacífico (*Magallana gigas*, Thunberg 1793) consumen preferentemente *Isochrysis galbana*, lo que aumenta la biomasa y regula positivamente el gen de biomineralización nacreína. *Aquacult Int*, 33. <https://doi.org/10.1007/s10499-025-02161-y>

Lucero, C., Cantera, J., y Neira, R. (2012). Pesquería y crecimiento de la piangua (*Arcoidea: Arcidae*) *Anadara tuberculosa* en la Bahía de Málaga del Pacífico colombiano, 2005-2007. *Revista de Biología Tropical*, 60(1).

Luna, R. R. (2023). Asimilación de diferentes fuentes de nitrógeno por la microalga Baja California, Tesis de maestría en ciencias. Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada. . <http://cicese.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1007/3855>

MacKenzie, J. (2001). The Fisheries for Mangrove Cockles, *Anadara spp.*, from Mexico to Peru, With Descriptions of Their Habitats and Biology, the Fishermen's Lives, and the Effects of Shrimp Farming. *Marine Fisheries*, 63(1), 1-39.

MAGAP. (2015). Manual práctico de producción de concha prieta *Anadara tuberculosa*, . 23(4), 593.

Medina, E., Ruíz-Domínguez, M., Morales, J., y Cerezal, P. (2019). Evaluación del perfil de ácidos grasos de *Isochrysis galbana* mediante el uso de métodos ácidos y alcalinos de transesterificación. *Informador Técnico*, 83(1), 66-75. <https://doi.org/10.23850/22565035.1574>

Mora, E., y Moreno , J. (2007). Abundancia y estructura poblacional de *Anadara tuberculosa* y *anadara similis* en las principales áreas de extracción de la costa ecuatoriana.

Mora, E., y Moreno , J. (2009). Estado de la pesquería del recurso concha *Anadara tuberculosa*.

Murillo, A. (2018). Evaluación del efecto de la alimentación con diferentes Dietas ,durante las primeras etapas de cultivo de *Crassostrea gigas* y el primer mes en el Mar. <https://repositorio.uchile.cl/handle/2250/199100>

Nielsen, V., y Zamora, P. (2006). Especies comerciales II: Crustáceos y moluscos. Ambientes Marino Costeros de Costa Rica., 105.

Nilsen Muñoz, V., y Quesada Alpízar , M. A. (2006). Ambientes Marino Costeros de Costa Rica. informe técnico, 1-221.

Pérez Medina, D. (2005). Biología reproductiva de *Anadara tuberculosa* (Bivalvia: Arcidae) en el estero Santo Domingo, B.C.S., México. Tesis de maestro, Instituto Politécnico Nacional. Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas. Repositorio Digital. <http://www.repositoriodigital.ipn.mx/handle/123456789/14383>

Perez, M. (2019). Evaluación del perfil de ácidos grasos de *Isochrysis galbana* mediante el uso de métodos ácidos y alcalinos dea Medina-Pérez transesterificación. . <https://doi.org/10.23850/22565035.1574>

Pesca, I. N. (2021). Instituto Nacional de Pesca. Pesquerías Sostenibles. Retrieved 2025, from <http://pesqueriassostenibles.produccion.gob.ec/>

Prado-Carpio, e., Echeverría-Espinoza, e., Olivo-Garrido, m. l., Martínez-Soto, m. e., y Rodríguez-Monroy, c. (2021). Agronegocio: cadena de valor de *Anadara tuberculosa* (concha prieta) en Ecuador. *Revista Espacios*, 4(22). <https://doi.org/10.48082/espacios-a21v42n22p05>

Prado-Carpio, E., Martínez-Soto, E., Morris Díaz, A., Castro-Armijos, C., RenteriaMinuche, P., Coronel-Reyes, J., y Rodríguez Monroy, C. (2020). The importance of the production of black shell(*Anadara tuberculosa*) on the ecuadorian coast. *Espamciencia para el agro*. https://doi.org/10.51260/revista_espamciencia.v1lil.209

Prado-Carpio, E., Quezada-Abad, C., Martínez-Soto, M., Rodríguez-Monroy, C., y Morris-Díaz, A. (2018). An Approximation to Agribusiness Development in the Value Chain of the Bivalve Mollusk "*Anadara Tuberculosa* (Sowerby, 1833) (Arcidae)". *Proceedings in Food System Dynamics*, 382-393. <http://centmapress.ilb.uni-bonn.de/ojs/index.php/proceedings/article/view/1831>

Retamales, R., Panta, P., y Velez , J. (2012). Inducción al desove de la concha prieta *Anadara tuberculosa* (Sowerby, 1833) en condiciones de laboratorio. San Vicente:Escuela de ingeniería en Acuicultura y pesquerías. .

Reyes, J. (2022). Ingestión y digestión de 7 especies de microalgas en el cultivo larvario y post. tesis gardo, repositorio digital. cenaim.

Rivero, S. (2009). centroamerica Hacia una estrategia regional. .

Robles P, Y. A., Vega , A. J., y Díaz , L. C. (2022). Sexual proportion and hermaphroditism of the mollusc, *Anadara tuberculosa* (Bivalvia: Arcidae) in Panama. *Revista de Biología Tropical*, 70(1). <https://doi.org/10.15517/rev.biol.trop.2022.50805>

Rodríguez-Pesantes, D., Reyes, J., Márquez, A., Sonnenholzner, E., y Van Den Hende, S. (2022). Early life cycle description and effects of microalgal diets on larval and post-larval development of the mangrove cockle *Anadara tuberculosa* (Sowerby, 1833). *Aquaculture Research*, 53(2), 590-602. <https://doi.org/10.1111/are.15603>

Sanmartín Freire, N. J., Prado-Carpio, E., Rentería-Minuche, J., y Valarezo Macías, C. A. (2022). Evaluación del Valor de Mercado de *Anadara tuberculosa* (Concha Prieta) Considerando su Calidad Física. *European Scientific Journal*, 8(32). <https://doi.org/10.19044/esipreprint.8.2022.p32>

Shirouchi, B., Kawahara, Y., Kutsuna, Y., Higuchi, M., Okumura, M., Mitsuta, S., . . . Tanaka, K. (2023). La administración oral de *Chaetoceros gracilis*, una microalga marina, alivia la acumulación de lípidos hepáticos en ratas alimentadas con una dieta rica en sacarosa y colesterol. *MDPI*, 13(3), 436. <https://doi.org/10.3390/metabo13030436>

Silva-Benavides, A. M., y Bonilla, R. (2014). Estructura de la población y distribución de *Anadara tuberculosa* Sowerby (1833) (Mollusca: Bivalvia) en los manglares de Golfito y Playa Blanca de Puerto Jiménez, Golfo Dulce, Costa Rica. *Revista de Biología Tropical*, 63(1), 287-298. <https://doi.org/10.15517/rbt.v63i1.23108>

Suárez-Machín, C., Garrido-Carralero, N. A., y Guevara-Rodríguez, C. A. (2016). Levadura *Saccharomyces cerevisiae* y la producción de alcohol. Instituto Cubano de Investigaciones sobre los Derivados de la Caña de Azúcar (ICIDCA), 50(1), 20-28.

Subsecretaría de Acuicultura. (2014). Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuicultura y Pesca. República del Ecuador. <http://www.viceministerioap.gob.ec/subpesca1978-magap-siembra-ostra-del-pacifico-en-santa-elena.html>

Tachihana, S., Hirahara, M., Shariff, M., Furuya, K., Nagao, N., Md Yusoff, F., . . . Banerjee, S. (2020). Alta productividad de ácido eicosapentaenoico y fucoxantina por una diatomea marina *Chaetoceros gracilis* en un cultivo semicontinuo. *Front. Bioeng. Biotechnol.*, 8. <https://doi.org/10.3389/fbioe.2020.602721>

Tanyaros, S., Sujarit, C., Jansri, N., y Tarangkoon, W. (2016). Levadura de panadería como sustituto de microalgas en la cría en criadero de larvas y juveniles de ostra tropical (*Crassostrea belcheri* , Sowerby 1871). *Revista de Acuicultura Aplicada*, 28(1). <https://doi.org/10.1080/10454438.2016.1163312>

Vásquez, H. E., Pacheco Reyes, S. P., Pérez García, I. M., Cornejo Hernández, N. E., Córdova Navas, M. F., y Kan, K. (2009). Producción Artificial de Semilla y Cultivo de Engorde de Moluscos. Centro de Desarrollo de la pesca y la Acuicultura, 80.

Vega, A. J., Robles , P., Y, A., Alvarado, O., y Cedeño Mitre, C. (2021). Size structure,distribution, and abundance of *Anadara tuberculosa* (Bivalvia: Arcidae) in two mangrove systems from the pacific coast of panama. Revista de Biología Tropical, 69(2). <https://doi.org/10.15517/rbt.v69i2.43934>

Vivanco, G., Oliva, D., y Abarca, A. (2014). Effect of traditional microalgae-based food, native and artificial diets on growth and survival of the taquilla clam veliger larvae, *Mulinia edulis*. Revista de Biología Marina y Oceanografía, 49(2), 339-349.

ANEXOS



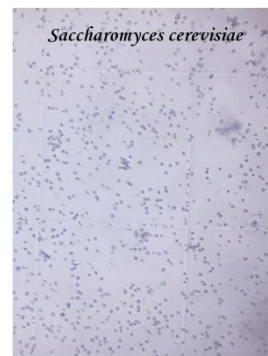
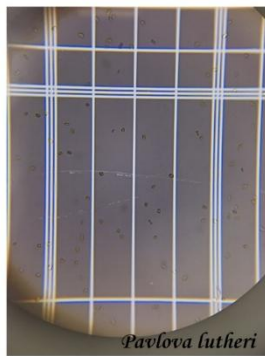
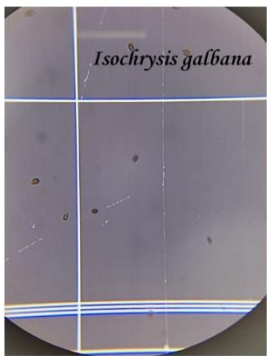
Anexo 1. Biometría Inicial y Final de *Anadara tuberculosa*



Anexo 2. Cultivo alimentado en la sala experimental.



Anexo 3. Siembra de levadura *Saccharomyces cerevisiae*



Anexo 4. Observación de Microalgas y levadura



Anexo 5. Mantenimiento y Recambio de agua 100 %



Anexo 6. Alimentación de cultivo



Anexo 7. Replicación de microalgas

Medio de cultivo	Componente	Concentración / Detalles
F/2 de Guillard.	Nitrato (NaNO_3)	75,0 g/L
	Fosfato ($\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$)	5,0 g/L
	Silicato ($\text{Na}_2\text{SiO}_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$)	30,0 g/L
	Metales Traza	$\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ (3,5 g), Na_2EDTA (4,36 g), más 1 ml de soluciones individuales de Cu, Zn, Co, Mn y Mo.
	Vitaminas	Biotina (1 mg), B_{12} (1 mg), Tiamina HCl (20 mg). Añadir 0,5 ml/L de agua de mar

Anexo 8. Medio de cultivo Guillard F/2

Fuente: (FAO, 2006)

Tratamiento	Componentes/Ingredientes	Cantidad/Condiciones
Hipoclorito+ Tiosulfato+ EDTA	Hipoclorito de sodio,	-Hipoclorito: 1-2 ml/L de agua.
	Tiosulfato de sodio,	
	Ácido Etilendiamino	-Tiosulfato: 0.1-0.2 g/L de agua para neutralizar el cloro residual.
	Peracético (EDTA)	EDTA: 0.1-0.5 g/L de agua (según necesidad)

Fuente: (Rodríguez, 2020)

Anexo 9. Tratamiento del agua para el cultivo

```
> summary(dietas)
          Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
factor(tratamiento) 7  36.36   5.194   7.109 0.000594 ***
Residuals          16  11.69   0.731
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
> # Prueba de comparación múltiple de Tukey (total)
> TukeyHSD(dietas)
  Tukey multiple comparisons of means
    95% family-wise confidence level

Fit: aov(formula = long ~ factor(tratamiento))
$`factor(tratamiento)`
```

Shapiro-Wilk normality test

```
data: residuos
W = 0.972
p-value = 0.63
```

```
$`factor(tratamiento)`
      diff      lwr      upr    p adj
iso+chae-chae+lev  0.6000000 -1.81632018  3.0163202  0.9858806
iso+lev-chae+lev  -1.6666667 -4.08298685  0.7496535  0.3093667
lev-chae+lev      -3.5444444 -5.96076463 -1.1281243  0.0021973
pav+chae-chae+lev -0.9333333 -3.34965351  1.4829869  0.8714728
pav+iso-chae+lev  -1.2000000 -3.61632018  1.2163202  0.6762551
pav+lev-chae+lev  -2.2111111 -4.62743129  0.2052091  0.0858612
todo-chae+lev     -0.4000000 -2.81632018  2.0163202  0.9987793
iso+lev-iso+chae  -2.2666667 -4.68298685  0.1496535  0.0743271
lev-iso+chae      -4.1444444 -6.56076463 -1.7281243  0.0004332
pav+chae-iso+chae -1.5333333 -3.94965351  0.8829869  0.4018316
pav+iso-iso+chae  -1.8000000 -4.21632018  0.6163202  0.2324285
pav+lev-iso+chae  -2.8111111 -5.22743129 -0.3947909  0.0169450
todo-iso+chae     -1.0000000 -3.41632018  1.4163202  0.8296840
lev-iso+lev       -1.8777778 -4.29409796  0.5385424  0.1948157
pav+chae-iso+lev  0.7333333 -1.68298685  3.1496535  0.9584140
pav+iso-iso+lev   0.4666667 -1.94965352  2.8829868  0.9968010
pav+lev-iso+lev   -0.5444444 -2.96076463  1.8718757  0.9919281
todo-iso+lev      1.2666667 -1.14965352  3.6829868  0.6199102
pav+chae+lev      2.6111111  0.19479093  5.0274313  0.0294577
pav+iso+lev       2.3444444 -0.07187574  4.7607646  0.0605663
pav+lev+lev       1.3333333 -1.08298685  3.7496535  0.5631783
todo+lev          3.1444444  0.72812426  5.5607646  0.0066815
pav+iso-pav+chae -0.2666667 -2.68298685  2.1496535  0.9999142
pav+lev-pav+chae -1.2777778 -3.69409796  1.1385424  0.6104474
todo-pav+chae     0.5333333 -1.88298685  2.9496535  0.9928497
pav+lev-pav+iso  -1.0111111 -3.42743129  1.4052091  0.8221646
todo-pav+iso      0.8000000 -1.61632018  3.2163202  0.9360042
todo-pav+lev      1.8111111 -0.60520907  4.2274313  0.2267334
```

Anexo 10. Shapiro- Wilk, ANOVA, Comparación múltiples de tukey de los tratamientos.

```
r
> summary(perfil_acidos_grasos)
          Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
factor(tratamiento) 7  982.45  140.35   18.72  0.0002 ***
Residuals          16  119.95   7.50
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

```
r
> summary(HUFA)
          Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
factor(tratamiento) 7  458.92  65.56   22.10  0.0001 ***
Residuals          16  47.47   2.97
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

```
> TukeyHSD(perfil_acidos_grasos)
  Tukey multiple comparisons of means
    95% family-wise confidence level

Fit: aov(formula = perfil ~ factor(tratamiento))
$factor(tratamiento)
Dieta2-Dieta1 *
Dieta4-Dieta1 ***
Dieta6-Dieta1 ***
Dieta6-Dieta2 ***
Dieta6-Dieta3 ***
Dieta6-Dieta8 **
```

Shapiro-Wilk normality test

```
data: acidos_grasos
W = 0.958
p-value = 0.71
```

```
r
> summary(MUFA)

              Df  Sum Sq Mean Sq  F value  Pr(>F)
factor(tratamiento)  7  1840.26  262.89   29.84 <2e-16 ***
Residuals           16   141.00    8.81
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

```
r
> summary(SAFA)

              Df  Sum Sq Mean Sq  F value  Pr(>F)
factor(tratamiento)  7   612.84   87.55   14.96 0.0004 ***
Residuals           16   93.68    5.85
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

Anexo 11. Shapiro- Wilk, ANOVA, Comparación múltiples de tukey de los Ácidos grasos.

Anexo 12. Densidad de mezclas de microalgas y levadura (cel/ml)

AGOSTO							
CONTEO CELULAR DE MEZCLA MICROALGAS Y LEVADURA							
DIETA 1 I+C	DIETA 2 P+C	DIETA 3 P+I	DIETA 4 P+L	DIETA 5 C+L	DIETA 6 L	DIETA 7 I+L	DIETA 8 I+C+P+L
270.500	352.500	333.000	307.500	245.000	100.000	225.500	503.000
291.000	335.500	246.500	250.500	295.000	105.000	206.000	462.750
370.000	327.000	417.000	283.500	236.500	96.500	326.500	581.125
382.500	277.000	304.500	204.500	282.500	105.000	310.000	508.250
325.000	260.000	335.000	226.000	216.000	91.000	291.000	482.750
266.500	309.000	317.500	265.000	214.000	85.000	222.500	467.750
312.500	390.000	297.500	282.500	297.500	95.000	205.000	523.750
275.000	300.000	275.000	242.000	242.000	92.000	217.000	448.000
315.000	317.000	372.000	281.000	224.000	94.000	279.000	525.500
332.500	320.000	382.500	280.000	230.000	95.000	292.500	541.250
234.000	314.000	280.000	285.000	239.000	105.000	205.000	440.250
337.000	350.000	387.000	301.000	251.000	101.000	288.000	562.250
302.000	222.500	304.500	211.000	208.500	98.500	290.500	439.125
320.000	287.000	367.000	262.000	215.000	95.000	295.000	510.750
292.000	345.000	347.000	275.000	220.000	75.000	222.000	510.750
347.500	372.500	300.000	246.500	294.000	84.000	221.500	531.000
317.500	365.000	312.500	265.000	270.000	85.000	217.500	518.750
350.000	367.500	232.500	220.000	337.500	95.000	202.500	498.750
235.000	385.000	375.000	357.500	217.500	95.000	207.500	521.250
315.000	315.000	300.000	255.000	270.000	105.000	255.000	491.250
351.500	296.500	390.000	265.500	227.000	98.000	320.500	543.500
348.000	398.000	250.000	256.500	354.500	106.500	206.500	524.625
317.500	271.500	344.000	244.000	217.500	95.000	290.000	490.250
334.000	319.000	365.000	269.000	238.000	94.000	284.000	532.500
243.000	257.000	244.000	232.000	231.000	103.000	218.000	397.750
227.500	262.500	240.000	236.000	223.500	98.500	201.000	389.625
322.500	367.500	290.000	267.000	299.500	99.500	222.000	514.875

Base de datos de microalgas cel/ml Agosto

SEPTIEMBRE							
CONTEO CELULAR DE MEZCLA MICROALGAS Y LEVADURA							
DIETA 1 I+C	DIETA 2 P+C	DIETA 3 P+I	DIETA 4 P+L	DIETA 5 C+L	DIETA 6 L	DIETA 7 I+L	DIETA 8 I+C+P+L
265.500	342.500	338.000	316.500	244.000	109.000	239.500	500.250
299.000	325.500	244.500	240.500	295.000	105.000	214.000	460.750
363.000	299.000	378.000	238.500	223.500	81.500	302.500	540.375
362.500	345.000	412.500	332.500	282.500	135.000	350.000	593.750
399.000	284.000	445.000	255.000	209.000	90.000	370.000	586.500
276.500	309.000	327.500	265.000	214.000	85.000	232.500	477.750
361.500	400.000	276.500	240.500	325.500	83.000	202.000	539.750
277.000	320.000	297.000	252.000	232.000	82.000	209.000	467.500
307.000	289.000	332.000	231.000	206.000	74.000	249.000	482.500
436.500	274.000	432.500	227.000	231.000	92.000	389.500	594.500
381.000	302.000	323.000	203.000	261.000	81.000	282.000	523.250
442.000	288.000	400.000	214.000	256.000	91.000	368.000	587.750
412.000	262.500	434.500	231.000	208.500	88.500	380.500	576.625
367.000	304.000	457.000	292.000	202.000	95.000	355.000	587.750
304.000	291.000	385.000	323.000	242.000	137.000	336.000	524.250
359.500	402.500	322.000	266.500	304.000	84.000	223.500	563.000
407.500	355.000	372.500	255.000	290.000	95.000	307.500	591.250
340.000	367.500	422.500	314.000	231.500	89.000	286.500	587.250
365.000	395.000	375.000	287.500	277.500	85.000	257.500	588.750
379.000	349.000	390.000	275.000	264.000	95.000	305.000	582.750
241.500	386.500	390.000	365.500	217.000	98.000	220.500	533.500
355.000	448.000	327.000	311.500	339.500	101.500	218.500	590.375
367.500	381.500	404.000	294.000	257.500	85.000	280.000	597.750
414.000	289.000	415.000	237.000	236.000	92.000	362.000	582.000
223.000	337.000	344.000	332.000	211.000	103.000	218.000	477.750
297.500	332.500	420.000	326.000	203.500	98.500	291.000	549.625
382.500	287.500	350.000	217.000	249.500	89.500	312.000	532.375
359.500	324.500	390.000	277.000	246.500	99.500	312.000	561.875
292.500	397.500	350.000	319.000	261.500	91.500	214.000	542.875
442.500	297.500	380.000	213.000	275.500	95.500	358.000	583.875

Base de datos de microalgas cel/ml Septiembre.

Anexo 13. Analisis de los resultados del perfil de ácidos grasos

Fatty acids	<i>Pavlova lutheri</i>	<i>Isochysis Galbana</i>	<i>Chaetoceros gracilis</i>	<i>Saccharomyces cerevisiae</i>
14:00	15,12	11,78	20,26	1,02
16:00	23,35	17,59	21,73	10,5
16:1(n-9)	3,71	4,02	22,36	N.D
16:2(n-4)	0,35	N.D.	6,54	11,32
18:00	4,73	5,92	4,35	4,35
18:1(n-9)	19,46	23,28	4,86	N.D
18:2(n-6)	8,87	10,58	6,16	N.D
18:3(n-3)	9,06	11,36	8,44	N.D
18:4(n-3)	4,41	1,07	N.D.	1,39
20:4(n-6) AA	N.D.	N.D.	N.D.	N.D
20:5(n-3) EPA	0,84	1,01	5,3	11,03
22:6(n-3) DHA	5,01	6,29	N.D.	11,52
Σ n-3	19,63	18,66	13,74	6,67
Σ n-6	10,07	11,54	6,16	8,44
Σ n-9	24,14	29,54	27,22	8,44
n-3/n-6	1,95	1,62	2,23	8,44
Σ MUFA	24,14	29,54	27,22	74,06
Σ SAFA	45,81	40,26	46,34	25,94
Σ PUFA	30,06	30,2	26,44	59,01
Σ HUFA	19	14	21	2

Anexo 15 conteo de microalgas y levadura en unidades experimentales 3 L.

AGOSTO							
CONTEO DE MICROALGAS EN UNIDADES EXPERIMENTALES (3L)							
DIETA 1 I+C	DIETA 2 P+C	DIETA 3 P+I	DIETA 4 P+L	DIETA 5 C+L	DIETA 6 L	DIETA 7 I+L	DIETA 8 I+C+P+L
135.250	176.250	166.500	153.750	122.500	50.000	112.750	251.500
145.500	167.750	123.250	125.250	147.500	52.500	103.000	231.375
185.000	163.500	208.500	141.750	118.250	48.250	163.250	290.563
191.250	138.500	152.250	102.250	141.250	52.500	155.000	254.125
162.500	130.000	167.500	113.000	108.000	45.500	145.500	241.375
133.250	154.500	158.750	132.500	107.000	42.500	111.250	233.875
156.250	195.000	148.750	141.250	148.750	47.500	102.500	261.875
137.500	150.000	137.500	121.000	121.000	46.000	108.500	224.000
157.500	158.500	186.000	140.500	112.000	47.000	139.500	262.750
166.250	160.000	191.250	140.000	115.000	47.500	146.250	270.625
117.000	157.000	140.000	142.500	119.500	52.500	102.500	220.125
168.500	175.000	193.500	150.500	125.500	50.500	144.000	281.125
151.000	111.250	152.250	105.500	104.250	49.250	145.250	219.563
160.000	143.500	183.500	131.000	107.500	47.500	147.500	255.375
146.000	172.500	173.500	137.500	110.000	37.500	111.000	255.375
173.750	186.250	150.000	123.250	147.000	42.000	110.750	265.500
158.750	182.500	156.250	132.500	135.000	42.500	108.750	259.375
175.000	183.750	116.250	110.000	168.750	47.500	101.250	249.375
117.500	192.500	187.500	178.750	108.750	47.500	103.750	260.625
157.500	157.500	150.000	127.500	135.000	52.500	127.500	245.625
175.750	148.250	195.000	132.750	113.500	49.000	160.250	271.750
174.000	199.000	125.000	128.250	177.250	53.250	103.250	262.313
158.750	135.750	172.000	122.000	108.750	47.500	145.000	245.125
167.000	159.500	182.500	134.500	119.000	47.000	142.000	266.250
121.500	128.500	122.000	116.000	115.500	51.500	109.000	198.875
113.750	131.250	120.000	118.000	111.750	49.250	100.500	194.813
161.250	183.750	145.000	133.500	149.750	49.750	111.000	257.438

Datos del mes de Agosto cel/ml

SEPTIEMBRE							
CONTEO DE MICROALGAS EN UNIDADES EXPERIMENTALES (3L)							
DIETA 1 I+C	DIETA 2 P+C	DIETA 3 P+I	DIETA 4 P+L	DIETA 5 C+L	DIETA 6 L	DIETA 7 I+L	DIETA 8 I+C+P+L
132.750	171.250	169.000	158.250	122.000	54.500	119.750	250.125
149.500	162.750	122.250	120.250	147.500	52.500	107.000	230.375
181.500	149.500	189.000	119.250	111.750	40.750	151.250	270.188
181.250	172.500	206.250	166.250	141.250	67.500	175.000	296.875
199.500	142.000	222.500	127.500	104.500	45.000	185.000	293.250
138.250	154.500	163.750	132.500	107.000	42.500	116.250	238.875
180.750	200.000	138.250	120.250	162.750	41.500	101.000	269.875
138.500	160.000	148.500	126.000	116.000	41.000	104.500	233.750
153.500	144.500	166.000	115.500	103.000	37.000	124.500	241.250
218.250	137.000	216.250	113.500	115.500	46.000	194.750	297.250
190.500	151.000	161.500	101.500	130.500	40.500	141.000	261.625
221.000	144.000	200.000	107.000	128.000	45.500	184.000	293.875
206.000	131.250	217.250	115.500	104.250	44.250	190.250	288.313
183.500	152.000	228.500	146.000	101.000	47.500	177.500	293.875
152.000	145.500	192.500	161.500	121.000	68.500	168.000	262.125
179.750	201.250	161.000	133.250	152.000	42.000	111.750	281.500
203.750	177.500	186.250	127.500	145.000	47.500	153.750	295.625
170.000	183.750	211.250	157.000	115.750	44.500	143.250	293.625
182.500	197.500	187.500	143.750	138.750	42.500	128.750	294.375
189.500	174.500	195.000	137.500	132.000	47.500	152.500	291.375
120.750	193.250	195.000	182.750	108.500	49.000	110.250	266.750
177.500	224.000	163.500	155.750	169.750	50.750	109.250	295.188
183.750	190.750	202.000	147.000	128.750	42.500	140.000	298.875
207.000	144.500	207.500	118.500	118.000	46.000	181.000	291.000
111.500	168.500	172.000	166.000	105.500	51.500	109.000	238.875
148.750	166.250	210.000	163.000	101.750	49.250	145.500	274.813
191.250	143.750	175.000	108.500	124.750	44.750	156.000	266.188
179.750	162.250	195.000	138.500	123.250	49.750	156.000	280.938
146.250	198.750	175.000	159.500	130.750	45.750	107.000	271.438
221.250	148.750	190.000	106.500	137.750	47.750	179.000	291.938

Datos del mes de Septiembre cel/ml

OCTUBRE							
CONTEO DE MICROALGAS EN UNIDADES EXPERIMENTALES (3L)							
DIETA 1 I+C	DIETA 2 P+C	DIETA 3 P+I	DIETA 4 P+L	DIETA 5 C+L	DIETA 6 L	DIETA 7 I+L	DIETA 8 I+C+P+L
177.750	121.250	174.000	103.250	107.000	44.500	159.750	247.625
169.500	192.750	212.250	165.250	122.500	47.500	142.000	299.125
181.500	119.500	189.000	107.750	100.250	44.250	169.750	256.063
196.250	127.500	216.250	126.250	106.250	52.500	195.000	283.125
199.500	167.000	197.500	127.500	129.500	45.000	160.000	293.250
183.250	150.500	214.750	135.000	103.500	44.000	167.750	285.250
130.750	200.000	188.250	175.250	117.750	46.500	106.000	271.125
124.500	195.000	199.500	176.000	101.000	41.000	105.500	269.750
198.500	124.500	201.000	105.500	103.000	42.000	179.500	272.500
158.250	152.000	191.250	138.500	105.500	46.000	144.750	262.250
165.500	131.000	176.500	116.500	105.500	45.500	151.000	247.875
185.500	162.000	212.500	137.500	110.500	43.000	161.000	290.750
191.000	131.250	212.250	125.500	104.250	49.250	185.250	279.563
171.000	134.500	193.500	126.000	103.500	47.500	162.500	261.375
207.000	120.500	212.500	106.500	101.000	43.500	193.000	280.875
184.750	166.250	141.000	103.250	147.000	42.000	121.750	256.500
183.750	167.500	206.250	142.500	120.000	47.500	158.750	290.625
215.000	153.750	186.250	105.500	134.250	43.000	166.750	288.250
202.500	162.500	182.500	118.750	138.750	47.500	158.750	285.625
200.000	140.000	180.000	100.500	120.500	40.500	160.500	270.125
195.750	173.250	190.000	126.250	132.000	42.500	148.750	290.125
227.500	174.000	163.500	100.750	164.750	45.750	154.250	293.938
178.750	205.750	182.000	147.000	143.750	42.500	120.000	293.875
196.000	119.500	201.500	108.500	103.000	46.000	185.000	270.000
171.500	203.500	177.000	146.000	140.500	41.500	114.000	286.375
178.750	126.250	180.000	113.000	111.750	49.250	165.500	254.813
181.250	193.750	115.000	113.500	179.750	49.750	101.000	257.438
162.750	145.250	195.000	135.000	102.750	46.250	152.500	263.063
209.750	172.250	165.000	109.500	154.250	45.750	147.000	284.938
226.250	178.750	165.000	106.500	167.750	47.750	154.000	296.938

Datos del mes de Octubre cel/ml