

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL

College of Maritime Engineering and Sea Science

Technical and economic feasibility of the integral cultivation of black shell
(*Anadara tuberculosa*) in fishing areas of Guayas

CAPSTONE COURSE

A project submitted in partial fulfillment of the requirements for the
degree of:

Aquaculture Engineer

By:

Zulema D. Mena Avilés

Frederick A. Suárez Fajardo

GUAYAQUIL - ECUADOR

2020

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL

Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar

Factibilidad técnica y económica del cultivo integral de concha prieta
(*Anadara tuberculosa*) en zonas pesqueras del Guayas

PROYECTO INTEGRADOR

Previo la obtención del Título de:

ACUICULTOR

Presentado por:

Zulema D. Mena Avilés

Frederick A. Suárez Fajardo

GUAYAQUIL - ECUADOR

Año: 2020

AGRADECIMIENTOS

A nuestros padres, por todo el apoyo brindado durante toda la carrera.

A nuestros docentes, por el conocimiento impartido a lo largo de nuestra preparación profesional.

Zulema Mena & Frederick Suárez

DECLARACIÓN EXPRESA

“Los derechos de titularidad y explotación, nos corresponde conforme al reglamento de propiedad intelectual de la institución; *Zulema Mena Avilés* y *Frederick Suárez Fajardo* y damos nuestro consentimiento para que la ESPOL realice la comunicación pública de la obra por cualquier medio con el fin de promover la consulta, difusión y uso público de la producción intelectual”

Zulema Mena Avilés

Frederick Suárez Fajardo

EVALUADORES



Firmado electrónicamente por:
WILFRIDO ERNESTO
ARGUELLO GUEVARA

Wilfrido Arguello Guevara., PhD.

PROFESOR DE LA MATERIA



Firmado electrónicamente por:
ADRIAN JOSE
MARQUEZ
MONTIEL

M.Sc. Ardían Márquez Montiel.

PROFESOR TUTOR

RESUMEN

La concha prieta (*Anadara tuberculosa*) es un bivalvo de gran valor en el Ecuador, no solo social, sino; cultural y económico que hoy en día es el sustento de más de 3 mil familias que dependen de la comercialización de este recurso, llevando esta especie a la sobreexplotación, evidente en la disminución de los bancos naturales y disminución de la talla de captura. Por medio de una revisión bibliográfica, se analizó la factibilidad técnica y económica para obtener un protocolo estandarizado de un cultivo integral de concha prieta en la zona del Guayas. La factibilidad económica de la fase de obtención de semilla se estimó con base en un laboratorio de moluscos o de larvas de camarón adaptado, que presenten toda la implementación básica necesaria para la producción. Obteniendo un rendimiento de producción de 30% por cada semilla de 1 cm (en 65 días de cultivo) y para la fase de engorde, un rendimiento de producción de 18% por cada concha cosechada de 4,5 cm (10 meses de cultivo). Es importante destacar que en principio la factibilidad de producción resulta viable a nivel de compra de semilla y engorde, Sin embargo, es necesario optimizar la tecnología de producción de semillas para abaratar los costos de producción y crear conciencia entre los pescadores de concha para fomentar el cultivo, disminuyendo la presión pesquera.

Palabras Clave: *Anadara tuberculosa*, Concha prieta, factibilidad, cultivo, protocolo, producción.

ABSTRACT

The black shell (Anadara tuberculosa) is a bivalve of great value in Ecuador, not only social, but; cultural and economic that nowadays to sustain more than 3 thousand families that depend on the commercialization of this resource, lead this species to overexploitation evident in the reduction of natural banks and decrease in the size of capture. By means of a bibliographic review, the technical and economic feasibility was analyzed to obtain a standardized protocol for an integral cultivation of black shell in the Guayas area. The economic feasibility of the seed obtaining phase was estimated based on an adapted shellfish or shrimp larvae laboratory, which present all the necessary implementation for production. Obtaining a production yield of 30% for each 1 cm seed (in 65 days of cultivation) and for the fattening phase, a production yield of 18% for each harvested shell of 4.5 cm (10 months of cultivation) . It is important to note that in principle the feasibility of production is viable at the level of seed purchase and fattening, however, it is necessary to optimize the seed production technology to lower production costs and raise awareness among shell fishermen to promote cultivation, reducing fishing pressure.

Keywords: Anadara tuberculosa, black shell, feasibility, cultivation, protocol, production.

ÍNDICE GENERAL

RESUMEN.....	I
ABSTRACT	II
ABREVIATURAS.....	VI
SIMBOLOGÍA.....	VII
ÍNDICE DE FIGURAS	VIII
ÍNDICE DE TABLAS.....	IX
CAPÍTULO 1.....	1
1. Introducción.....	1
1.1 Descripción del problema.....	3
1.2 Justificación del problema	4
1.3 Objetivos	4
1.3.1 Objetivo General.....	4
1.3.2 Objetivos Específicos.....	4
1.4 Marco teórico	5
1.4.1 Generalidades de los bivalvos	5
1.4.2 Taxonomía de la especie <i>Anadara tuberculosa</i>	5
1.4.3 Distribución y habitat.....	6
1.4.4 Características morfológicas.....	7
1.4.5 Hábitos alimenticios	7
1.4.6 Ciclo de vida y reproducción en condiciones naturales	8
1.4.7 Sistemas de cultivo de moluscos para engorde.....	9
1.4.8 Comercialización de la concha prieta en Ecuador	11
CAPÍTULO 2.....	13
2. Metodología.....	13
2.1 Área de estudio	13
2.1.1 Puerto de El Morro.....	13

2.1.2	Campo Alegre	13
2.2	Metaanálisis de revisión bibliografía.....	14
2.2.1	Reproductores	14
2.2.2	Inducción a desove	17
2.2.3	Desove.....	19
2.2.4	Fertilización.....	20
2.2.5	Desarrollo embrionario.....	20
2.2.6	Desarrollo larvario.....	21
2.2.7	Cultivo intermedio	25
2.2.8	Engorde	27
2.2.9	Métodos de medición.....	29
CAPÍTULO 3.....		31
3.	Resultados y análisis.....	31
3.1	Encuestas	31
3.2	Obtención de reproductores, maduración e inducción al desove.....	32
3.3	Desarrollo larvario y postlarvario en condiciones controladas.....	33
3.4	Pre-engorde en el mar y engorde	34
3.5	Análisis de la factibilidad económica	35
3.5.1	Análisis económico.	35
3.5.2	Análisis económico total por fases de producción.	37
3.5.3	Longline	39
3.5.4	Engorde	40
CAPÍTULO 4.....		42
4.	Conclusiones Y Recomendaciones	42
4.1	Conclusiones	42
4.2	Recomendaciones	43
Bibliografía.....		44

ABREVIATURAS

ESPOL	Escuela Superior Politécnica del Litoral
FAO	Food and Agriculture Organization
MAGAP	Ministerio de Agricultura Ganadería, Acuacultura y pesca
CENAIM	Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas
DO	Oxígeno disuelto
TIR	Tasa interna de retorno
VAN	Valor actual neto

SIMBOLOGÍA

km	Kilómetros
m	Metro
cm	Centímetros
mm	Milímetro
μm	Micrómetros
m^2	Metros cuadrados
cm^2	Centímetros cuadrados
g	gramo
T	Toneladas
m^3	Metros cúbicos
l	Litro
ml	Mililitro
ppt	Parts per thousand
pH	Potencial de Hidrógeno
Cel	Células
Ind	Individuos
UV	Ultravioleta
mM	Milimolar
Kwh	Kilovatio hora
HP	Horsepower
h	Horas
$^{\circ}\text{C}$	Grados Celsius

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.1. Morfología externa de bivalvo	5
Figura 1.2. Concha prieta (<i>Anadara tuberculosa</i>).....	6
Figura 1.3. Distribución de <i>Anadara tuberculosa</i>	7
Figura 1.4. Sistema Longline	9
Figura 1.5. Sistema de balsas	10
Figura 1.6. Sistema de estacas	11
Figura 1.7. Sistema de camillas.....	11
Figura 2.1. Zona de manglares del Guayas.....	14
Figura 2.2. <i>Anadara similis</i> (a) y <i>Anadara tuberculosa</i> (b).....	15
Figura 2.3. Hembra de <i>Anadara tuberculosa</i> madura (a), y (b) gónadas sin madurar.....	16
Figura 2.4. Grado de madurez sexual	16
Figura 2.5. Hembra y macho de <i>A. tuberculosa</i> desovando.....	19
Figura 2.6. Huevos fecundado.....	¡Error! Marcador no definido. 0
Figura 2.7. Desarrollo embrionario a 26°C. (B) Glóbulo polar; (C, D, E y F) divisiones celulares; (G y H) larvas trocóforas	¡Error! Marcador no definido. 1
Figura 2.8. Fase planctónica	¡Error! Marcador no definido. 2
Figura 2.9. Larva pediveliger	¡Error! Marcador no definido. 3
Figura 2.10. Desarrollo larvario de la fase bentónica. (a) Larva asentada, (b) larva metamorfoseada, (c) post larva 1 mm.	¡Error! Marcador no definido. 4
Figura 2.11. Ciclo reproductivo en laboratorio de la concha prieta.....	¡Error! Marcador no definido. 6
Figura 2.12. Sistemas de cultivo para engorde de concha prieta. (a) Encierros; (b) bolsas de 1mm; (c) corrales de 2m x 1m; (d) Bolsas de cultivo.....	28
Figura 3.1. ¿Dónde comprar/consume concha prieta?.....	31
Figura 3.2. ¿Estaría dispuesto a pagar un poco más por una concha prieta proveniente de cultivos que te brinde mayor seguridad alimentaria (Acuicultura)?.....	32
Figura 3.3. Esquema generalizado de la infraestructura necesaria para la producción de semillas de moluscos bivalvas, adaptada a la producción de <i>Pinctada imbricata</i>	35

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1.1 Rangos óptimo para la supervivencia de <i>Anadara spp</i>	8
Tabla 2.1 Alimentación desde larva trocófora hasta semilla.....	23
Tabla 2.2. Protocolos de cultivo intermedio.....	26
Tabla 2.3. Protocolos para la siembra.....	28
Tabla 2.4. Descripción de los parámetros considerados para el análisis económico.....	30
Tabla 3.1. Condiciones de cultivo larvario y post-larval.....	34
Tabla 3.2. Condiciones del cultivo intermedio y engorde.....	35
Tabla 3.3. Descripción del esquema generalizado de la infraestructura de laboratorio de moluscos bivalvos.....	36
Tabla 3.4. Días y horas de cada fase en el laboratorio.....	36
Tabla 3.5. Cálculo de costo de energía.....	36
Tabla 3.6. Toneladas de microalgas usadas en cada fase de laboratorio.....	37
Tabla 3.7. Litros de agua usadas en cada fase de laboratorio.....	37
Tabla 3.8. Costos de producción en la fase de laboratorio.....	38
Tabla 3.9. Costos de producción en la fase de laboratorio.....	38
Tabla 3.10. Equipamiento de laboratorio necesario para la producción de semillas.....	39
Tabla 3.11. Costos de construcción de longline.....	40
Tabla 3.12. Flujo de caja de etapa de producción y comercialización de semilla.....	40
Tabla 3.13. Flujo de caja en la etapa de engorde.....	40

CAPÍTULO 1

1. INTRODUCCIÓN

La acuicultura representa la alternativa más fuerte a la hora de satisfacer la creciente demanda de alimentos a nivel mundial, por encima de la pesca, agricultura y ganadería. Generando una menor huella ecológica y fortalecimiento la economía y seguridad alimentaria de todos los países en donde se desarrolla (FAO, 2020). Durante el 2018 se produjo por acuicultura un total de 82.1 millones de toneladas de organismos acuáticos, sin incluir plantas acuáticas, lo que representó el 52% del total mundial de productos del mar según datos de la organización de las Naciones Unidas para la alimentación y la Agricultura (FAO, 2020).

Los moluscos y en particular los bivalvos, han sido considerados como uno de los rubros de acuicultura con mayor proyección de crecimiento (La Nature Conservancy, 2017), debido a sus bondades: proteínas de calidad, necesitan muy poco espacio en tierra y alimentan del primer eslabón de la cadena trófica (fitoplancton). Esto los convierte en un candidato idóneo para realizar cultivos relativamente económicos (FAO, 2020).

En años recientes la producción de bivalvos ha pasado de 16 millones de toneladas en el 2016 a 17.7 millones de toneladas en el 2018, lo que representa 34.6 billones de dólares (FAO, 2020). Este incremento de producción pone en evidencia que los bivalvos están ocupando un gran espacio dentro del mercado de productos provenientes de acuicultura (FAO, 2020).

En Ecuador el cultivo de moluscos bivalvos nace en 1990 con la creación del Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marina (CENAIM) (FAO, 2007) sentando las bases para el cultivo en la región. Actualmente continúa en desarrollo con mayor énfasis que en años anteriores, con 2 líneas principales de desarrollo: 1) repoblamiento y reforzamiento poblacional con especies como *Spondylus limbatus*, *S. crassisquama* y recientemente estudios preliminares para optimizar la tecnología

de cultivo de *Anadara tuberculosa*; 2) producción integral de especies con potencial para ser comercializables, especialmente con el cultivo de la ostra del pacífico (*Crassostrea gigas*) y desarrollando protocolos para nuevas especies locales como la concha perlera (*Pteria sterna*), mano de león (*Nodipecten subnodosus*), ostra de roca (*Striostrea prismatica*) y concha prieta (*Anadara tuberculosa*) que son producidos con fines alimenticios, pero a pequeña escala, si lo comparamos con la producción de camarón en el Ecuador (Márquez, *et al.*, 2017)

En Costa Rica, El Salvador, Perú y Ecuador, países con cultura de consumo de moluscos bivalvos y tradición en su extracción de los bancos naturales es conocida ancestralmente la concha prieta, siendo este un recurso con gran demanda. En Ecuador, representa un importante componente en la tradición de los pueblos costeños, llevándolo con el aumento de su demanda a sobrepasar el máximo rendimiento sostenible para la especie, en la mayoría de los bancos naturales donde es explotado (MAGAP, 2015). Como consecuencia y ante el existente riesgo que desaparezca como rubro comercial e incluso en un futuro como especie, el Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuicultura y pesca (MAGAP) en el 2008 emitió un decreto de imponer una veda permanente a conchas menores de 45 mm. Sin embargo, dado la dependencia de los concheros a esta especie para subsistir, se tienen reportes de que se siguen extrayendo conchas con un tamaño menor a 45 mm (El Universo, 2010).

Actualmente y a pesar de todos los esfuerzos que se han realizado en Latinoamérica, (Galdámez, Pacheco, Pérez, & Kino, 2007), (Murillo, 2018), (Quizhpe, Yáñez, & Jimbo, 2017), no se encuentra tecnología optimizada para realizar un proceso de producción integral concha prieta por acuicultura que ayude a disminuir la presión sobre el recurso y ofrezca alternativas sustentables a los pobladores de las zonas más sensibles tanto ecológicamente como socialmente.

1.1 Descripción del problema

La concha prieta es autóctono de los países del pacífico tropical. En Ecuador es el molusco bivalvo más consumido, lo que ha puesto en riesgo su permanencia en los bancos naturales debido a la sobrepesca (MAGAP, 2015) y actividades antropogénicas como la tala de los manglares. Como consecuencia del incremento demográfico, el consumo de moluscos bivalvos ha aumentado con el tiempo (FAO, 2020). En la zona del guayas se extrae un promedio diario de 25.000 especímenes de *Anadara tuberculosa* (Pacheco, 2017), esto sumado a la falta de regulación ha generado que las poblaciones de bancos naturales de concha prieta se encuentren en situación crítica y de desaparición (Arias & Castro, 2017).

La extracción de la concha es una de las actividades pesqueras tradicionales en el Ecuador, según el (MAGAP, 2014) en el año 2014, alrededor de 3 mil personas se dedicaban a la pesca artesanal de concha y en el 2015 (Moreno, 2015) determinó que un 56% de dichos concheros tiene entre 15-30 años colectando conchas.

La explotación desmesurada de este recurso está comprometiendo la sustentabilidad del proceso de extracción a lo largo del tiempo, que posteriormente generaría un impacto socioeconómico negativo en especial para las familias aledañas a las zonas pesqueras del guayas que dependen únicamente de esta actividad para su sustento diario, a parte de las severas huellas de tala de manglar que dejan sus malas prácticas.

1.2 Justificación del problema

La acuicultura se presenta como alternativa para conservar los recursos naturales sometidos a explotación con fines económicos y así disminuir la presión por la pesca, captura o extracción en ambientes naturales. La implementación de cultivos acuícolas rentables, involucra el análisis de la fase de producción desde la obtención de reproductores hasta la comercialización del producto terminado, maximizando la calidad y trazabilidad del producto.

Aunque existe información técnica de producción de semillas de concha prieta, ésta no se realiza a escala comercial y una de las principales limitantes es la falta de información técnico-financiera que establezca las bases y procesos necesarios para masificar la producción y con ello, la mejora de las condiciones socioeconómicas de miles de familias de pescadores artesanales que viven de la extracción de la concha prieta.

1.3 Objetivos

1.3.1 Objetivo General

Determinar la factibilidad técnica y económica del cultivo de concha prieta (*Anadara tuberculosa*) a escala comercial por medio de un metaanálisis para elaborar un protocolo estandarizado de cultivo en la zona del Guayas.

1.3.2 Objetivos Específicos

- Analizar el desarrollo de sistemas de cultivos para la obtención de semillas y posteriormente el engorde.
- Estimar los costos de producción del cultivo integral de concha prieta (*A. tuberculosa*) que va desde la obtención de reproductores, larvas, semillas y juveniles, hasta la venta de organismos de 4.5 cm para la determinación su rentabilidad.
- Proponer un sistema de cultivo a escala comercial dirigido a la zona del Guayas, que va desde la obtención de reproductores hasta su engorde.

1.4 Marco teórico

1.4.1 Generalidades de los bivalvos

La clase bivalva está constituida por 13.000 especies mayormente marinos. Estos organismos, cuentan con dos estructuras rígidas denominadas conchas o valvas, unidas por una estructura llamada charnela la cual es el vértice de apertura y cierre de las valvas (figura 1.1.). Estos movimientos se logran gracias a los músculos aductores situados uno en la parte anterior y otros posteriores insertados en una zona que deja una marca en el interior de la concha (Valverde, 2020).

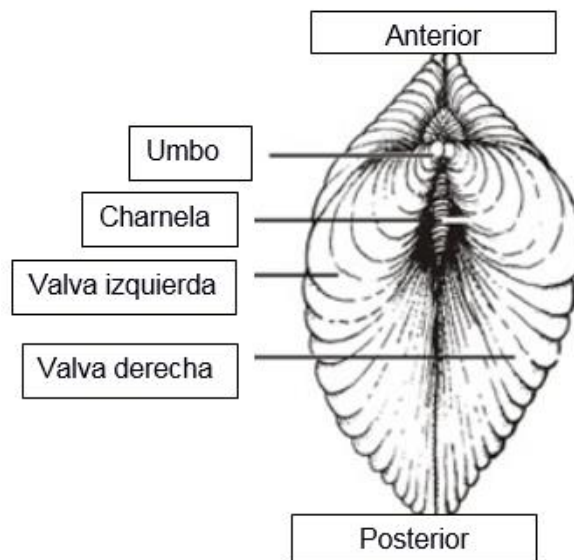


Figura 1.1 Morfología externa de bivalvo.

Fuente: (Valverde, 2020).

Además, cuentan con una músculo denominado pie que les permite la motilidad. Presentan diversos conductos como boca que le sirve para la alimentación y el canal inhalante y exhalante. Para el intercambio gaseoso cuenta con branquias y un sistema circulatorio.

1.4.2 Taxonomía de la especie *Anadara tuberculosa*

Clasificación taxonómica según Camacho (1999);

- **Phylum:** Mollusca
- **Clase:** Bivalva

- **Orden:** Arcoida
- **Familia:** Arcidae
- **Nombre científico:** *Anadara tuberculosa* (Sowerby, 1833)
- **Nombre común:** Concha prieta, Chucheca (Ecuador, Panamá); Piangua (Costa Rica, Colombia); Concha negra (Nicaragua, Honduras, Perú, Guatemala); Curil (El salvador).



Figura 1.2 Concha prieta (*Anadara tuberculosa*).

Fuente: (Autores, 2020).

1.4.3 Distribución y habitat

La concha prieta se la puede encontrar a lo largo de la costa del pacífico oriental tropical, desde Laguna ballena-baja (California, EE.UU.) hasta Tumbes (Perú). Habita enterrada de 5 a 30 cm de profundidad en sustratos fangosos debajo de las raíces del mangle rojo *Rhizophora mangle* (Moreno & Mora, 2008).



Figura 1.3. Distribución de *Anadara tuberculosa*, (Google Maps, 2020)

En el Ecuador, la concha prieta se encuentra principalmente distribuida en 3 provincias; 1).- Esmeraldas en los puertos de: Muisne y San Lorenzo; 2).- El Oro con 3 puertos principales: Puerto Bolívar, Puerto Jelí y Hualtaco; 3).- Guayas con los puertos: El Morro y Campo alegre. Los porcentajes de desembarque va liderado por puerto Hualtaco con el 49%, seguido de Puerto Jelí con 16% y posteriormente se ubica puerto Morro con 5% (Muñoz, 2018).

1.4.4 Características morfológicas

La concha prieta, *A. tuberculosa* es un bivalvo de color blanco, cubierto de periostraco piloso que puede ser castaño oscuro hasta negro, presenta 33 a 34 costillas y es ligeramente más alargada y cuadrada que *A. Similis*.

1.4.5 Hábitos alimenticios

La concha prieta, se alimenta de pequeñas partículas en suspensión, lo que también incluye microalgas, detritus y algunos organismos zooplanctónicos (Santos, 2014).

En el medio natural, cuando el mangle se encuentra cubierto por agua (pleamar), las conchas abren sus valvas para proceder a ingerir, una vez que la marea baja vuelve a

cerrar las valvas hasta la próxima pleamar (Quinteros, 2016). Su alimentación acelera el proceso de degradación orgánica (Calispa, 2018).

1.4.6 Ciclo de vida y reproducción en condiciones naturales

En la reproducción, los gametos son expulsados al medio (fecundación externa). En condiciones naturales, en un periodo de 24 horas los óvulos son fecundados posteriormente pasan a la fase de blástula y gástrula. Luego de 12 horas se convierte en larva trocófora adquiriendo motilidad con un tamaño de entre 60-80 μm , en esta etapa presentan cilios y un largo flagelo que les facilita la natación.

La fase larvaria dura entre 18 a 30 días e inicialmente se la conoce como fase D, debido a que la larva adquiere una similitud a la letra “D”, en esta etapa la larva mide entre 80-100 μm , en los siete días posteriores las larvas desarrollan el umbo. Al llegar a la fase umbonada las larvas presentan una forma diferenciada por lo que ya es posible diferenciar distintas especies.

Posteriormente las larvas desarrollan un pie y branquias rudimentarias aparece una mancha oscura denominada mancha ocular cercana al centro de cada valva. Algunas especies usan el pie para arrastrarse en el sustrato y cuando encuentran un sustrato adecuado comienzan un proceso de metamorfosis en el cual las larvas pasan de ser planctónicas a bentónicas, hasta alcanzar su madurez sexual, para *Anadara tuberculosa*, se establece como talla de captura mínima los 45 mm momento en el cual han pasado su primera etapa de reproducción sexual y cuyas condiciones óptimas se describen en la tabla 1.1 (FAO, 2006).

Tabla 1.1 Rangos óptimo para la supervivencia de *Anadara* spp.
Fuente: (Broom, 1985).

Parámetro	Rangos óptimos
Salinidad	22 – 35 ppt
pH	6.2 -8.4
Oxígeno	0.8-3 g/ml
Temperatura	25-30°C

1.4.7 Sistemas de cultivo de moluscos para engorde

1.4.7.1 Sistemas sumergidos

1.4.7.1.1 Long line

Es una estructura flotante que consta de una de una línea principal (línea madre), unida a un sistema de fondo asegurada en ambos extremos mediante bloques de concreto u otro material que ayuden a su anclaje, para que la línea de cultivo se mantenga firme. El tamaño del sistema de fondeo o peso muerto dependerá de las estimación de la biomasa final del cultivo, características geográficas y ambientales del lugar (Vásquez, Pérez, Pacheco, & Kani, 2007).

En la línea madre se aseguran flotadores y elementos colectores y/o estructuras que contribuyan en el crecimiento de los bivalvos. El número de flotadores dependerá de la carga que tenga la línea (Vásquez, Pérez, Pacheco, & Kani, 2007).

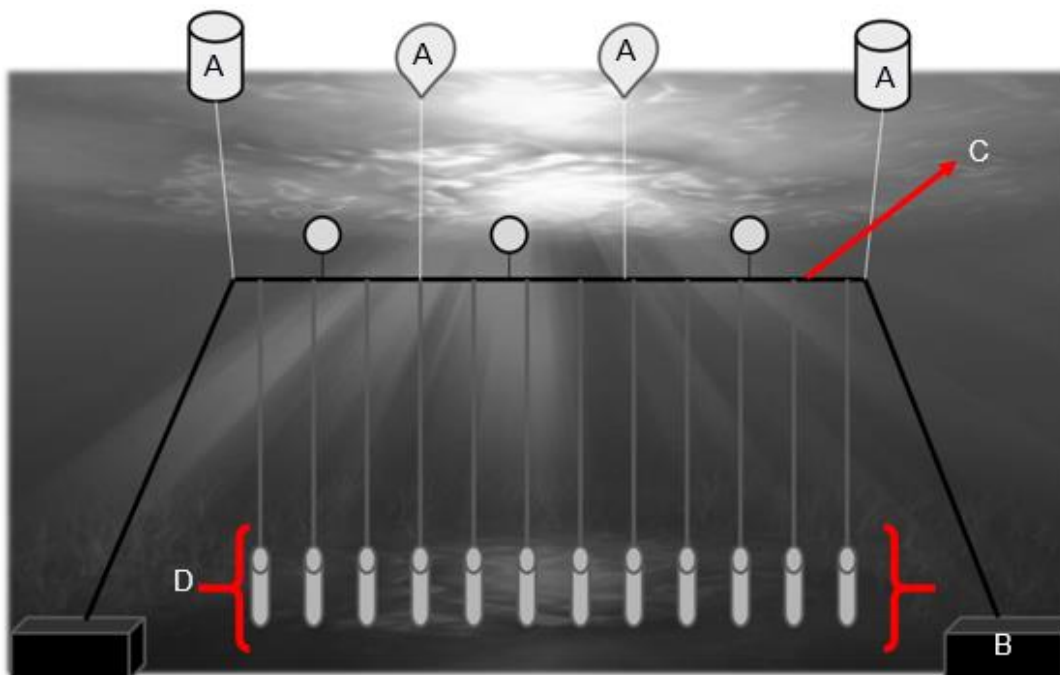


Figura 1.4. Sistema Long line. (A) Flotadores. (B) Sistema de fondeo. (C) Línea Madre. (D) Elementos colectores.

Fuente: (CENPAT, 2016).

1.4.7.1.2 Balsas

Son estructuras flotantes, cuadradas o rectangulares, que pueden ser construidas con distintos materiales, ya sea por fibra de vidrio, bambú, poliuretano, etc. (Chávez, 2014). Cuentan con un sistema de flotadores en cada esquina de la estructura para sostenerla fuera del agua como se observa en la figura 1.5. Se debe considerar la dinámica de la corriente del cuerpo acuático para realizar la instalación de las balsas (Vásquez, Pérez, Pacheco, & Kani, 2007).

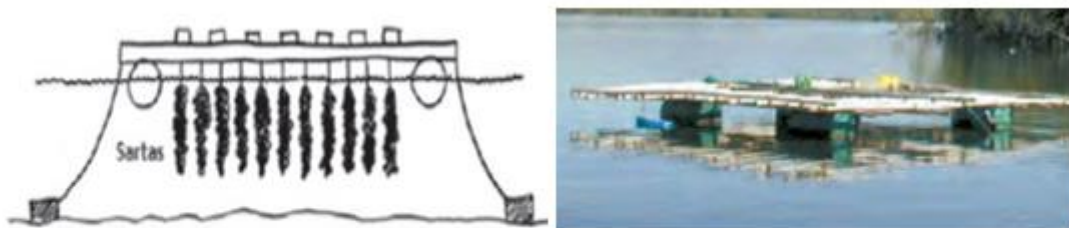


Figura 1.5. Sistema de balsas.

Fuente: (Chávez, 2014) (Vásquez, Pérez, Pacheco, & Kani, 2007).

1.4.7.2 *Sistemas submareales*

1.4.7.2.1 Estacas

Son estacas que se clavan en el fondo, la profundidad dependerá del sitio (Vásquez, Pérez, Pacheco, & Kani, 2007). Se clavan cada estaca una a lado de otra, en forma de hilera y entre cada estaca se coloca una línea de polietileno o bambú, de la cual se suspenden las linternas (González, Hernández, & Santa Cruz, 1974). La linterna consiste en una estructura cilíndrica elaborada con una red de nylon y sus divisiones dependerán de las necesidades del cultivo. En la parte inferior se colocan lastre para darle firmeza (fig. 1.6) (Instituto Nacional de Pesca México, 2018).

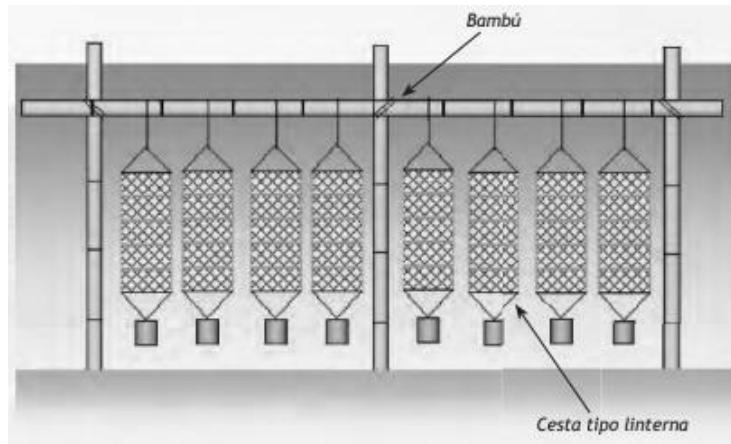


Figura 1.6. Sistema de estaca (Vásquez, Pérez, Pacheco, & Kani, 2007).

1.4.7.2.2 Sistema de camillas

Consiste en una estructura en forma de mesa, en el cual se colocan las canastas o bandejas. Se suelen instalar en la zona intermareal (Tapia, García, & Sáenz, 2013).



Figura 1.7. Sistema de camillas (Tapia, García, & Sáenz, 2013).

1.4.8 Comercialización de la concha prieta en Ecuador

La mayor demanda de concha prieta se presenta en las ciudades de Machala y Guayaquil. Aunque, en el 2009 se observó un incremento de la demanda en Esmeraldas, Manta, Portoviejo, Quevedo y Santo Domingo (Rendón, Suárez, & Mejía, 2009).

La extracción de concha se realiza en un tiempo 4 horas diarias, en Puerto Bolívar y Puerto Hualtaco capturan 300 conchas diarias y las comercializan a 13 dólares el ciento (Muñoz, 2018).

En Esmeraldas, el ciento de concha tiene un costo de 10 a 12 dólares y la recolección de concha por persona es de 63-70 unidades diarias en 4 horas (Ortiz, 2019).

En el Guayas, los concheros de la zona de El Morro logran juntar 100 conchas entre 2 a 3 días y las venden a los comerciantes entre 7 y 10 dólares el ciento (Benalcázar, 2015). Mientras que, en la zona de Campo Alegre, los recolectores de concha se demoran un promedio de 4 horas en reunir las 100 conchas para luego vender las 100 en 10 dólares (Pacheco, 2017).

Para acceder a las zonas de extracción de concha, se debe contar con una embarcación. Para aquellos concheros que no poseen un transporte fluvial, deben entregar 25 conchas al propietario del transporte en la zona de campo alegre (Pacheco, 2017), mientras que en la zona de esmeraldas el transporte está determinado por 30 conchas (Ortiz, 2019). La concha es comprada por los comerciantes mayoristas, estos a su vez la venden en supermercados y/o mercados populares. En los mercados, las 25 conchas tiene un costo de 4 a 5 dólares (Rendón, Suárez, & Mejía, 2009).

La diferencia entre el precio que paga el consumidor por la concha y el precio que paga el intermediario es del 125%. Por cada 100 conchas que el consumidor final paga, el intermediario gana 3 dólares quedando un margen de 1 dólar para el conchero (Rendón, Suárez, & Mejía, 2009).

CAPÍTULO 2

2. METODOLOGÍA

2.1 Área de estudio

El análisis se enfocó en la provincia del Guayas ya que es la zona portuaria con menor porcentaje de desembarque de concha prieta con respecto a puertos fronterizos (Hualtaco y San Lorenzo), según los datos presentados por (Muñoz, 2018). Para el desarrollo de este proyecto se realizó una investigación de las zonas pesqueras de *A.tuberculosa* en la provincia del Guayas, donde existen 2 puertos principales de desembarque que son: Puerto morro y campo alegre.

2.1.1 Puerto de El Morro

El Refugio de Vida Silvestre Manglares: El Morro, se encuentra ubicado a 93 km de General Villamil playas, tiene una extensión de 10.03 hectáreas y se estableció como reserva natural en el año 2007 (Ministerio del Ambiente, 2015). Este refugio tiene mayor influencia de las aguas del océano pacífico con respecto a otras zonas de manglar del Guayas (Ministerio del Ambiente, 2015). Según (Benalcázar, 2015), al menos 50 familias se dedican exclusivamente a la extracción de concha prieta.

2.1.2 Campo Alegre

Campo alegre está ubicado a 5.9 km de la Isla Puná y cuenta con una extensión de 919 km². Los moradores se dedican principalmente a la pesca de crustáceos, peces y moluscos (La Nación, 2019). De la población total de la Isla Puná, se estima que el 60% se dedica a la recolección de los moluscos (Pacheco, 2017).



Figura 2.1. Zona de manglares del Guayas.

Fuente: (Pacheco, 2017).

2.2 Metaanálisis de revisión bibliografía

La presente investigación se basó en un diseño teórico respaldado en literatura relacionada con las investigaciones sobre concha prieta para poder realizar cultivos con fines comerciales. Las investigaciones abarcaron temas como; la biología de la especie, obtención de la semilla en laboratorio, dietas, técnicas de cultivo, y la factibilidad económica del cultivo hasta engorde.

2.2.1 Reproductores

2.2.1.1 Obtención de reproductores

Se determinaron 2 formas para la obtención de reproductores: 1) Comprando reproductores en los mercados populares, para esto es importante tener en cuenta el tiempo que llevan los animales fuera de su medio, ya que se determinó que el tiempo

máximo de la concha, expuesta al aire sin deteriorarse es de 8 días a partir de la extracción (Quinteros, 2016); y 2) Haciendo monitoreo *in situ* para determinar la madurez sexual de la población o lote. La talla, en que al menos el 50% de los individuos alcanzan la madurez sexual, es de 45 mm, lo cual concuerda con la talla mínima de captura que se estableció en el 2008 (El Universo, 2010).

En el medio natural, la *Anadara tuberculosa* comparte hábitat con *A. similis*, por lo tanto, al momento de seleccionar los reproductores es necesario saber las diferencias externas de ambas especies. Una de las características morfológicas más notables es que la *A. similis* presenta más porcentaje de coloración blanca en el umbo, la forma de sus valvas es más rectangular, y su umbo es un poco más aplanado, a diferencia de la *A. tuberculosa* cuyo umbo es un poco más redondo y el color de sus valvas es más oscuro (Fig. 2.2). Se descartaron animales con deformidad, agujeros o grietas en las valvas y débiles o moribundos cuyos músculos abductores no le permiten cerrarse (MAGAP, 2015).

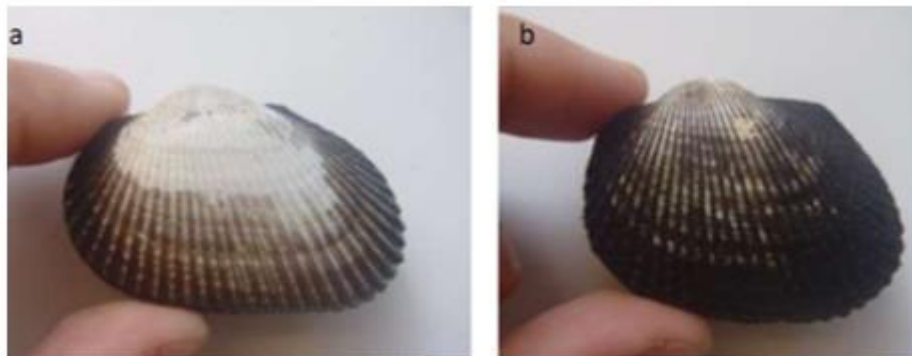


Figura 2.2. *Anadara similis* (a) y *Anadara tuberculosa* (b).

Fuente: (MAGAP, 2015)

2.2.1.2 Identificación de los reproductores maduros

Aunque el ciclo reproductivo en los bivalvos es continuo en todo el año, en especial en las zonas tropicales como la costa ecuatoriana (Díaz, 2018). Se debe evaluar el nivel de madurez sexual (fig. 2.4) y tener una relación de macho: hembra de 1:2, que es lo que se encuentra en el medio natural (Ordinola, Montero, & Alemán, 2013). Cabe resaltar que (Murillo, 2018) concluyó, que en épocas del Fenómeno del niño, la *A. tuberculosa* no libera gametos ya que sus gónadas no maduran aunque tengan la talla de reproducción.

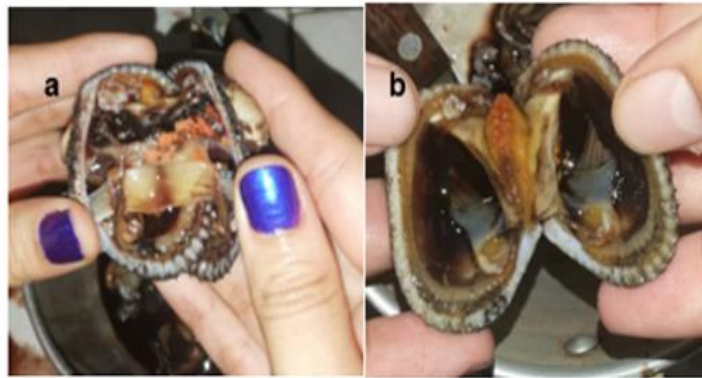


Figura 2.3. Hembra de *Anadara tuberculosa* madura (a), y (b) gónadas sin madurar.

Fuente: (Autores, 2020).

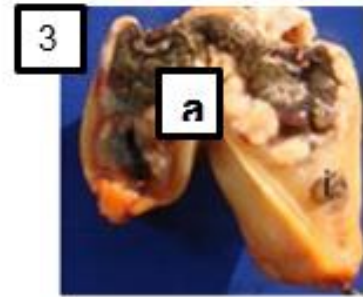
Por ser organismos que no presentan dimorfismo sexual, es necesario sacrificarlos. Los machos, cuando se encuentran maduros, presentan un color blanquecino y pegajoso, mientras que las hembras sexualmente maduras presentan sus gónadas color anaranjadas con apariencia granulada (Fig. 2.4 a).



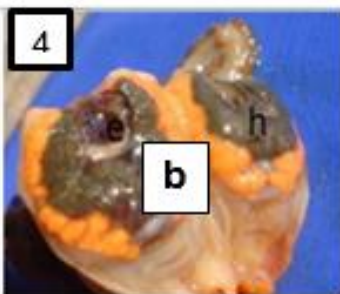
1 Ejemplar indiferenciado



2 Macho en fase de desarrollo



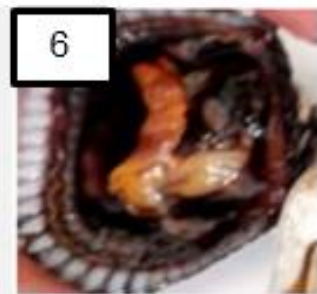
3 Macho en máxima maduración. (a) gónada.



4 Hembra parcialmente madura. (b). gónadas



5 Hembra en fase de Máxima madurez sexual



6 Hembra desovada, residuos de material gonadal

Figura 2.4. Grado de madurez sexual.

Fuente: (MAGAP, 2015).

2.2.1.3 Alimentación de los reproductores

La dieta suministrada a los reproductores asegura la calidad de sus gametos. Para la alimentación de los reproductores se tomaron como referencia las siguientes sugerencias de los protocolos:

1. (MAGAP, 2015), Alimentación basada en ácidos grasos poli insaturados así e inclusión de un mix de microalgas (*Isochrysis galbana*, *Chaetoceros muelleri* y *Thalassiosira* sp.) 2 veces al día con una concentración de al menos 300.000 cel/ml.
2. (FAO, 2006), Alimentación basada en el cálculo de biomasa seca de reproductores en biomasa seca de microalgas, obteniendo relaciones entre el 3 y 6%. Esta relación puede calcularse mediante la siguiente ecuación:

$$g \text{ de ración por día por adulto} = \frac{3 \times \text{peso seco medio de la carne (g)}}{100}$$

La ecuación antes descrita es para una ración diaria al 3%.

2.2.1.4 Aclimatación

Se tomó en consideración las referencias de (FAO, 2006) y (Murillo, 2018), que expresan que el agua de mar sin filtrar tienen mejores beneficios para el proceso de aclimatación ya que los adultos de concha prieta, bajo estas condiciones, expulsan un número considerablemente superior de ovocitos y sus reservas de lípidos, y sus huevos son de mayor calidad (Murillo, 2018). Se consideró un tiempo de aclimatación de máximo 2 semanas, a una temperatura de 25-30°C y salinidades de 30 a 35 ppt (MAGAP, 2015).

2.2.2 Inducción a desove

La inducción al desove se realiza mediante la aplicación de químicos (peróxido de hidrogeno); alteraciones físicas en su entorno (aumento o la disminución de temperatura); mecánico (exposición al aire antes del desove), y biológicos (presencia de gónadas maduras dentro del agua en donde se encuentran los reproductores) (Retamales, Panta, & Velez, 2012).

Se consideraron las sugerencias de (Murillo, 2018) (MAGAP, 2015), que iniciaron el desove entre los primeros 10-12 días después de haberlos trasladado del medio natural al laboratorio.

El tiempo desove no llevó más de 60 minutos, después de que el macho realizó la primera liberación de esperma, las hembras desovaron después de 30-60 minutos según los datos que presenta (FAO, 2006).

2.2.2.1 Choque térmico

Según diferentes autores, el choque térmico puede realizarse mediante los protocolos descritos a continuación:

1. (Galdámez *et al*, 2007), utilizó agua de mar a temperatura ambiente y después incrementó la temperatura a 33°C,
2. (Acuacultura Robles, 2007), inició con temperatura de 18°C, luego introdujo los reproductores en un recipiente con agua a 26-27°C;
3. En el manual de cría de bivalvos en criadero de la FAO (2006), también iniciaron el desove con temperaturas de 12-15 ° C, seguidos 25 - 28 ° C.
4. (Murillo, 2018) realizó bioensayos sometiendo a los reproductores de *A. tuberculosa* a temperatura de 3°C presentaron altos porcentajes de desove en corto tiempo.
5. (Vásquez, y otros, 2009), realizó desoves incrementando gradualmente la temperatura (25° a 35°C) durante 5 horas también tiene buenos resultados.

Los 4 primeros protocolos descritos anteriormente, sugieren que después de un máximo de 2 horas, si no hay expulsión de los gametos por parte de los reproductores, entonces se los deja fuera del agua y después de un tiempo se vuelve a iniciar el proceso nuevamente (FAO, 2006).

2.2.2.2 Choque de Salinidad

Esta técnica consistió en variar la salinidad del agua de los reproductores hasta lograr el desove. Se consideró el protocolo de (Retamales *et al*, 2012), en el cual colocó los reproductores en agua dulce (0 ppt) durante 1 hora, posterior se realizó desecación por 30 minutos y por último colocó los reproductores en agua a 32 ppt durante 1 hora.

2.2.2.3 Productos químicos

En los estudios realizados por (García, Murillo, Tabares, Paredes, & Chapman, 2016), mencionó que es posible realizar desoves con peróxido de hidrogeno, a concentraciones de 25 a 150 mM, a una temperatura de 25 °C y salinidades de 10 ppt. Pero la inducción por productos químicos no es una opción que se consideró ya que (García, *et al.*, 2016) presume que la viabilidad de los óvulos obtenidos con productos químicos no es la mejor opción (FAO, 2006).

2.2.3 Desove

El espermatozoides y los huevos se recolectan por separado. Con ayuda de una linterna se observa el tanque en la que se encuentran los reproductores, y una vez que inicia el desove, se transfieren individualmente los reproductores a un beaker de 1000 ml. El beaker debe contener la misma agua que se encuentran los espécimen en el proceso de inducción (Castillo, Cornejo, & Claudia, 2007).

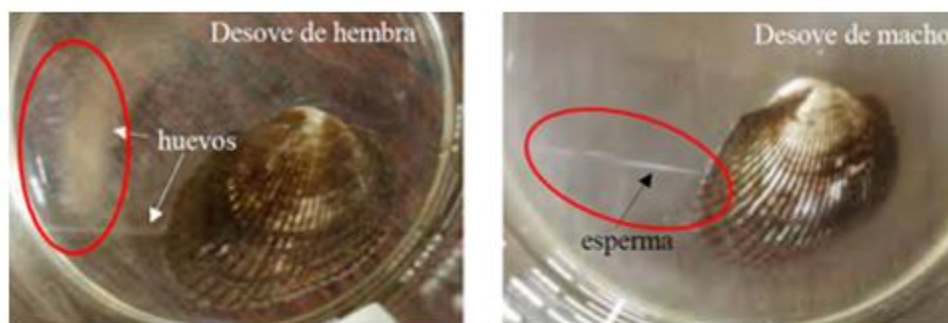


Figura 2.5. Hembra y macho de *A. tuberculosa* desovando.

Fuente: (Galdámez, Pacheco, Pérez, & Kino, 2007).

El proceso de desove dura máximo una hora ya que los espermatozoides tienen actividad de 2 horas después de la explosión (Galdámez, Pacheco, Pérez, & Kino, 2007). Se observaron al calidad de los óvulos y de la motilidad de los espermatozoides, antes de iniciar la fertilización, ya que los huevos de bivalvos recién desovados presentan forma de pera hasta que se hidratan por su contacto directo con el agua de mar y toman rápidamente una forma esférica (FAO, 2006) (Vásquez, y otros, 2009).

2.2.4 Fertilización

Para lograr la fertilización de bivalvos dioicos, se consideró las siguientes recomendaciones de (FAO, 2006) y (Galdámez, Pacheco, Pérez, & Kino, 2007) y (Vásquez, y otros, 2009), que sugieren, mezclar suavemente de 1 a 2 ml de esperma por litro de suspensión de huevo y no agregar más de 100 espermatozoides por 1 huevo, respectivamente para evitar el fenómeno de la poliesperma, que afecta la viabilidad de los huevos afectados.

Para confirmar la fertilización, (Retamales, Panta, & Velez, 2012), observó después de una hora del desove, la presencia del cuerpo polar, la primera y segunda división celular (Fig.2.6)

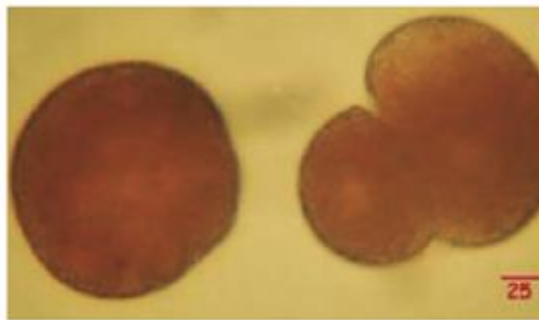


Figura 2.6. Huevos fecundados.

Fuente: (Retamales, Panta, & Velez, 2012).

Se determinaron dos formas para eliminar el exceso de espermatozoides; 1) mediante la decantación, aquí se esperó a que los óvulos fecundados se precipiten y se les realizó recambio de agua salda al 100% de 3-4 veces (Galdámez, Pacheco, Pérez, & Kino, 2007); 2) Usando un tamiz de 30-35 micras, se filtró los huevos fecundados para eliminar el exceso de espermatozoides (Retamales, Panta, & Velez, 2012).

2.2.5 Desarrollo embrionario

Esta etapa comprende desde la cuarta división celular hasta la larva trocófora que (Retamales, Panta, & Velez, 2012) y (MAGAP, 2015) observaron que se desarrolló entre 6 a 8 horas. La temperatura ideal sé que considero fue entre 26 a 28 ° C, basado en las sugerencias de (MAGAP, 2015), (FAO, 2006) y (Vásquez, y otros, 2009).

El desarrollo embrionario terminó con las primeras diferenciaciones morfológicas de la larva “D”, la cual se puede observar después de 15 horas (Retamales, Panta, & Velez, 2012).

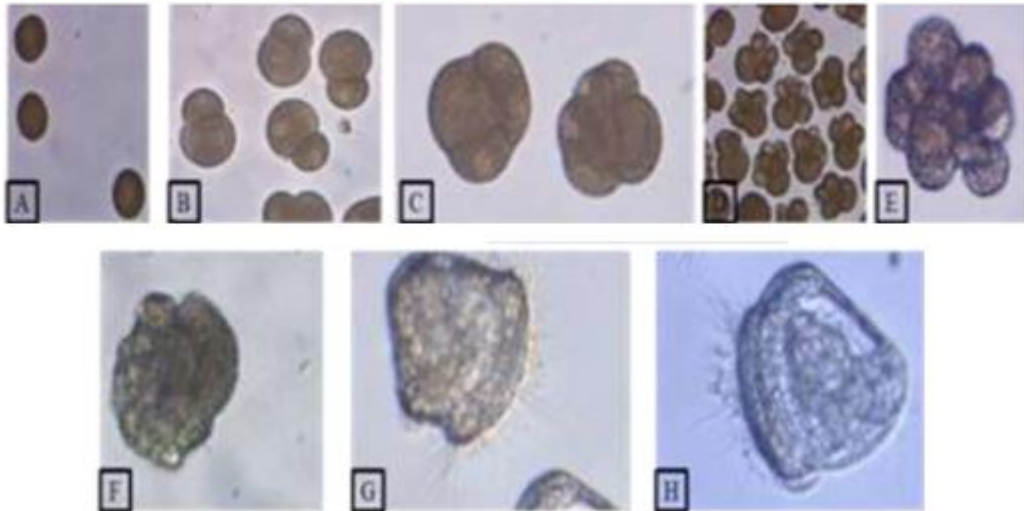


Figura 2.7. Desarrollo embrionario a 26°C. (B) Glóbulo polar; (C, D, E y F) divisiones celulares; (G y H) larvas trocóforas.

Fuente: (MAGAP, 2015)

2.2.6 Desarrollo larvario

Se puede resumir el desarrollo larvario de los moluscos bivalvos en las siguientes fases:

- **Fase planctónica:** Comprende desde larva “D” hasta larva con ojo
- **Fase Intermedia:** larva pediveliger, en donde empieza a buscar un sustrato para asentarse.
- **Fase bentónica:** Larva asentada hasta finalmente semilla

Como indicaciones generales, se consideró lo descrito por (Vásquez, y otros, 2009), que realizó recambios de agua de 1/3 del tanque de cultivo si es necesario y la aeración, fue suave los primeros 3 días de cultivo y se aumentó a partir del día 5 con el objetivo de evitar la aparición de bacterias al fondo de los tanques

El desarrollo larvario duró entre 15 a 18 días a 28°C desde la larva D hasta el asentamiento (MAGAP, 2015). (Retamales, Panta, & Velez, 2012) obtuvieron Larva D con mancha ocular en 16 días con temperatura, oxígeno disuelto y salinidad de 22 a 25 °C, 3.5 a 5.06 mg/L y 31 a 33 ppt, respectivamente.

2.2.6.1 Fase planctónica.

En esta fase la temperatura juega un papel importante, teniendo en cuenta las recomendaciones de diferentes autores:

1. (Retamales, Panta, & Velez, 2012), utilizaron temperatura entre 22 a 25 °C y se obtuvieron larvas D entre las 16 y 18 horas después de la fertilización con una longitud de 93 μm y la larva D con mancha ocular se obtuvo a los 16 días después de la fertilización, con un longitud promedio de 193,08 μm .
2. (Galdámez, Pacheco, Pérez, & Kino, 2007), aseguran que, con una temperatura de 28° C se puede observar la mancha ocular en 10-14 días y crece hasta 220 μm .

Las primeras larvas con mancha ocular a la densidad 1 larva/ml se observaron el día 8. Mientras que para la densidad más alta (5 larvas/ml) se logró observar las primeras larvas competentes a los 18 días y el mayor número de ella a los 22 días, por lo tanto es evidente que la densidad tiene un efecto condicionante en la obtención de larvas competentes.s (Galdámez, Pacheco, Pérez, & Kino, 2007).

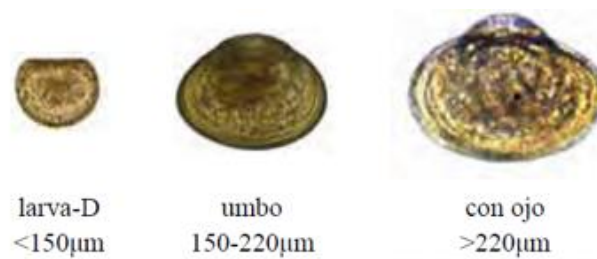


Figura 2.8. Fase planctónica.

Fuente: (Acuicultura Robles, 2007).

2.2.6.1.1 Alimentación de desarrollo larval

Tabla 2.1 Alimentación desde larva trocófora hasta semilla.

Fuente: (Retamales, Panta, & Velez, 2012)

Estadio	cel/ml	Microalgas	Volumen (l)
Trocófora	135000 y 225000	<i>C.gracillis</i> <i>I. galbana</i>	2
Larva D	135000 y 225000	<i>C.gracillis</i> <i>I. galbana</i>	2.5
Larva Umbonada	135000 y 225000	<i>C.gracillis</i> <i>I. galbana</i>	3
Pediveliger	135000 y 225000	<i>C.gracillis</i> <i>I. galbana</i>	3.5
Larva asentada	135000 y 225000	<i>C.gracillis</i> <i>I. galbana</i>	4
semilla	135000 y 225000	<i>C.gracillis</i> <i>I. galbana</i>	4.5

2.2.6.2 Fase Intermedia

En esta fase las larvas comienzan a buscar un sustrato adecuado para asentarse, mediante el uso de un pie muscular que les permite reptar (Castillo, Cornejo, & Claudia, 2007).

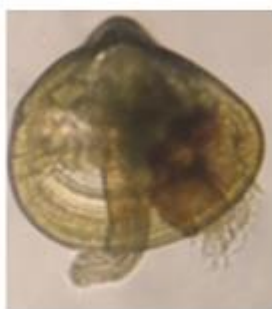


Figura 2.9. Larva pediveliger.

Fuente: (IAES, 2019).

Los sustratos deben ser sólidos y limpios, contar con micro rugosidades que favorezcan la fijación. Es importante destacar que, aprovechar materiales locales, sumergibles, y que permitan desprender fácilmente la semilla, mejora la supervivencia y rendimiento de cultivo (Castillo, Cornejo, & Claudia, 2007).

Para esta fase (MAGAP, 2015) utilizó tanques negros cilíndricos de 2m de diámetro y una capacidad de 2 T que presentan gran superficie de fondo y los llenó hasta una altura de 50 cm con agua de mar filtrada. La densidad fue de 100 larvas pediveliger/cm² con aireación constante.

2.2.6.3 Fase bentónica

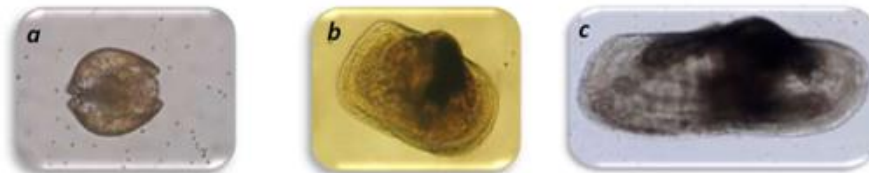


Figura 2.10. Desarrollo larvario de la fase bentónica.
(a) Larva asentada, (b) larva metamfóseada, (c) post larva 1 mm.

Fuente: (MAGAP, 2015).

Algunas experiencias desarrolladas con organismos en condiciones naturales, la larva pediveliger terminan su asentamiento en aproximadamente al día 5 (Murillo, 2018), en laboratorio se obtuvo larva asentada de 2-3 días posterior a colocarlas en condiciones que favorecen la fijación de los organismos (MAGAP, 2015).

En la fase bentónica, (Galdámez, Pacheco, Pérez, & Kino, 2007), (Vásquez, y otros, 2009) y (MAGAP, 2015) observaron las mayores tasas de mortalidad, con supervivencia entre la fase pediveliger hasta la cosecha 10 y 25 % de la población de pediveliger. Por este motivo se debe elegir adecuar el medio donde se desarrollaran las larvas hasta ser semillas.

En los bioensayos realizados por (Castillo, Cornejo, & Claudia, 2007) para fijación de *Anadara grandis*, utilizaron cuatro tipos de sustratos, PCV, valvas de *A. grandis*, listón Softtape 9 m/mx400m y arena de mar (150 a 200µm). Todos estos sustratos se dejaron sumergidos durante una semana antes de colocar las larvas, en un tanque con agua de mar filtrada y aireación lo cual facilitó la formación de biopelícula. Los cuatro tipos de recolectores no presentaron diferencia significativa con respecto a la adherencia de larvas de *A. grandis*. Sin embargo, el estudio concluye diciendo, que la formación de biopelícula favoreció a la adhesión ya que las superficies rugosas presentaban mayores microambientes y por ese motivo el sustrato más eficaz fue el tuvo PCV con el 58.54% de larvas adherida (Castillo, Cornejo, & Claudia, 2007).

Lo cual concuerda con (MAGAP, 2015), ya que únicamente colonizaron el fondo del tanque, 3 a 4 días antes de la siembra, con biofilm de microlagas bentónicas del género *Navícula* spp. o microalgas ricas en glicógeno como *Rodomonas* sp. ya que permite que las larvas ganen reservas energéticas importantes para la metamorfosis, etapa considerada de las más críticas en el desarrollo larvario de moluscos bivalvos.

2.2.6.3.1 Alimentación fase bentónica

Durante esta fase, se utilizó el sistema upwelling en botellas de 18 litros, asegurado una alimentación homogénea, crecimiento constante y parejo. Se usó microalgas (*C. gracilis*, *I. galvana*, *Nannochloropsis* spp.) a razón de 150,000 cel/ml. durante los primeros 15 días y se mantuvo en 300,000 cel/ml durante los siguientes 30 días. La densidad de siembra fue de 50,000 ind/botella durante los primeros 30 días. Y otros 30 días restantes, se realizó un desdoble de 25,000 ind/botella. Las post-larvas permanecieron hasta que lograron alcanzar una talla de 4 mm (Vásquez, y otros, 2009).

2.2.7 Cultivo intermedio

Para el cultivo intermedio se tomó en consideración los protocolos de:

Tabla 2.2. Protocolos de cultivo intermedio.

Autores	Arte de cultivo	Longitud inicial (mm)	Densidad de siembra (semillas)	Longitud final (mm)	Tiempo (Meses)	Supervivencia (%)	Monitoreo (Días)
Vázquez <i>et al.</i> , (2009)	Bolsas de mallas (2mm), dimensiones 40x25cm situada al interior de linternas	2	500	10	1	95	Cada 30
Galdámez <i>et al.</i> , (2007)	Malla perla Linternas	5	1 libra	20	6	50	Cada 15
Mendoza (2013)	Corral con paredes de malla 1mm	8	720	11	3	47.2	-

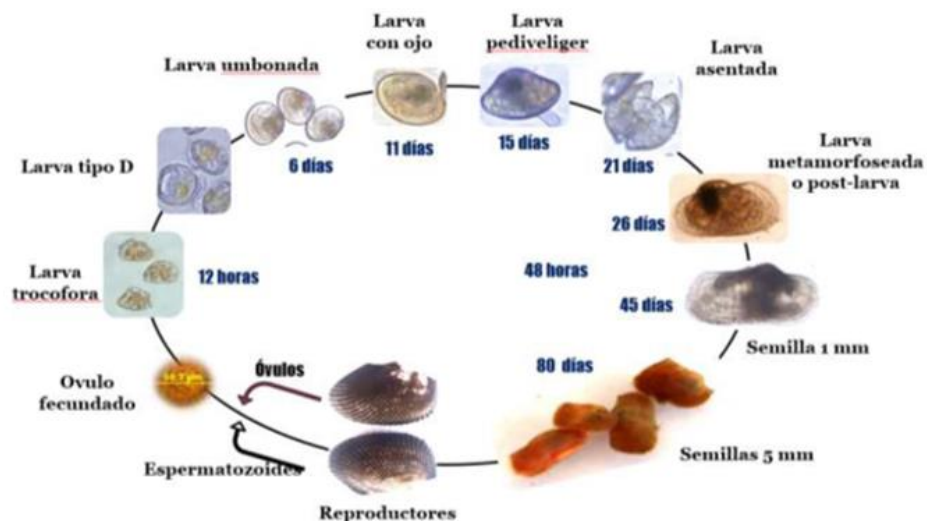


Figura 2.11. Ciclo reproductivo en laboratorio de la concha prieta.

Fuente: (MAGAP, 2015)

2.2.8 Engorde

2.2.8.1 Transporte

Distintos trabajos han demostrado que la semilla posee una gran resistencia, obteniendo hasta el 100% de supervivencia con hasta 18 horas de exposición a las condiciones de transporte, las cuales pueden ser de:

1. Transporte en seco, colocando las semillas sobre esponjas en un balde con hielo y con temperatura de 20 a 22°C.
2. Transporte en agua. Las semillas se las colocan en tarrinas con agua de mar en condiciones normales de cultivo (MAGAP, 2015).
3. Usando una bolsa de 90 x 60 cm de malla (1 mm) en cuyo interior había trozos de malla y de botella plástica (Vásquez, y otros, 2009).

2.2.8.2 Aclimatación

Se logró identificar 3 casos de aclimatación:

1. Agua entre ambos medios es similares: se transfirieron las tarrinas en un tanque con agua del ambiente receptor y se adicionó un 30% a 50% de agua del tanque dentro de las tarrinas y se observó el comportamiento de los animales.
2. Agua entre ambos medios no similares: Se recomendó equilibrar el agua de transporte con agua del cubo a razón de 1°C o 0.5 unidad de pH o 2ppt de salinidad cada 30 minutos observando el comportamiento de los animales. La operación se repite hasta equilibrio (MAGAP, 2015).
3. Por otra parte, (Mendoza, 2013) acondicionó las semillas dentro del manglar durante una semana; después fueron colocadas en sus respectivos corrales a las densidades propuestas en el diseño.

2.2.8.3 Siembra

Para la siembra de concha prieta se tomó en consideración los protocolos de

Tabla 2.3. Protocolos para la siembra.

Autores	Arte de cultivo	Longitud inicial (cm)	Densidad de siembra	Longitud final (cm)	Tiempo (Meses)	Supervivencia (%)
Quizhpe <i>et al.</i> , (2017)	Encierros en n 0.25 hectáreas dentro del mangle. Malla (½ pulgada) y altura de 2.5 m. La parte inferior de la malla fue enterrada a 50 cm. (Fig. 2.14 a)	2 a 3	10 (ind/m ²)	4 a 5	8	90
Mendoza (2013)	Los primeros 6 meses utilizó una bolsa de dimensiones de 50 cm x 30 cm decha de malla (1 mm), (Fig. 2.14 b). Posteriormente se Construyó corrales de 2 m x 1 m con malla de 1 mm y el fondo del corral quedo introducido a 15 cm del fango (Fig. 2.14 c)	1.1	20 (ind/m ²)	2.7	12	60.70%
Vásquez (2009)	Uso bolsas bolsa para cultivo y amarrada entre medio de las raíces del mangle. (Fig. 2.14 d)	1	1000 semillas	4.5	24	70%



Figura 2.12. Sistemas de cultivo para engorde de concha prieta. (a) Encierros; (b) bolsas de 1mm; (c) corrales de 2m x 1m; (d) Bolsas de cultivo.

Fuente: (Quizhpe, Yáñez, & Jimbo, 2017), (Mendoza, 2013) y (Vasquez, y otros, 2009).

2.2.9 Métodos de medición

2.2.9.1 Mercado

Para el estudio de mercado se determinaron los siguientes puntos de ventas de concha prieta:

- Mercados populares
- Supermercados
- Restaurantes

Además, se utilizaron cuestionarios tipo encuesta, la cual se distribuyeron vía online a un grupo aleatorio de personas, para determinar su afinidad y la demanda del producto. Todos los datos obtenidos fueron organizados y evaluados en Excel.

2.2.9.2 Análisis económico.

La viabilidad de las distintas alternativas que dan solución al proyecto, fue analizada desde el punto de vista económico y se consideraron los parámetros de la tabla 2.4.

Tabla 2.4. Descripción de los parámetros considerados para el análisis económico.

Sección	Parámetros de análisis económicos
Reproductores	<ol style="list-style-type: none"> 1. Costo de transporte para la compra o el monitoreo <i>in situ</i>. 2. Costo día de mantenimiento de reproductores. <ol style="list-style-type: none"> 2.1 Alimentación 2.1 costos de recambios de agua y aireación 3. Costo de inducción al desove
Desarrollo embrionario y larvario	<ol style="list-style-type: none"> 1. Costo día de mantenimiento de la larvas. <ol style="list-style-type: none"> 1.1 Alimentación 1.1 costos de recambios de agua y aireación 2. Materiales a utilizar en la fase bentónica.
Engorde	<ol style="list-style-type: none"> 1. Costo de traslado de semillas al medio. 2. Costo de materiales.
Valor agregado	<ol style="list-style-type: none"> 1. Depuración. 2. Costo por obtener una talla mayor a 4.5 cm

CAPÍTULO 3

3. RESULTADOS Y ANÁLISIS

3.1 Encuestas

Las encuestas fueron realizadas vía online y fue a un grupo aleatorio de personas con la intención de conocer algunas características acerca de la demanda de concha capturada del medio natural, aceptación de organismos producidos por cultivo la aceptación del producto en el mercado. En total 159 personas entre hombres y mujeres de diferentes edades fueron encuestados obteniendo lo siguiente: 1) el 47,2% de los encuestados consumen/compran en los mercados populares, mientras que el 34% lo hace en la playa (Fig. 3.1); 2) más de la mitad de los encuestados (63,5%) estarían dispuesto a pagar un poco más por una concha prieta proveniente de cultivos, sin embargo, el 32,7% aún no están seguro de pagar o no (Fig. 3.2).

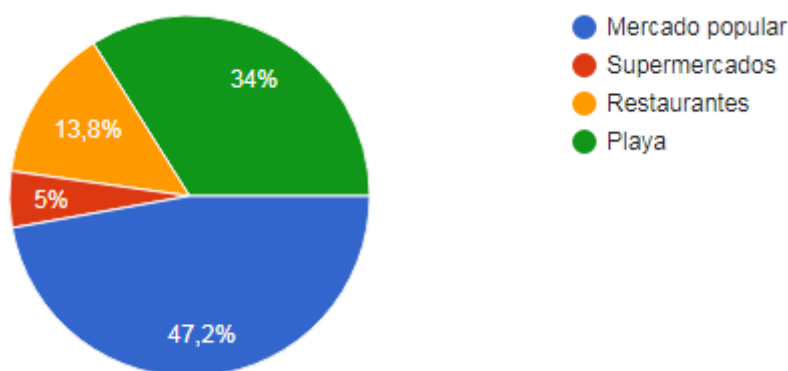


Figura 3.1 ¿Dónde compra/consume concha prieta?

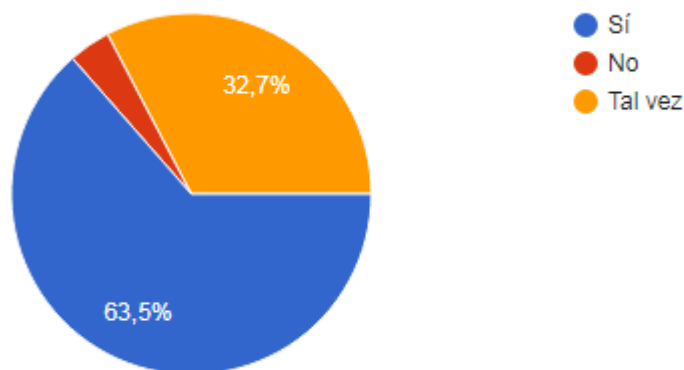


Figura 3.2 ¿Estaría dispuesto a pagar un poco más por una concha prieta proveniente de cultivos que te brinde mayor seguridad alimentaria (Acuicultura)?

Estos resultados dejan en evidencia que existe una gran demanda de concha prieta en lugares que necesitan estándares superiores de calidad como los restaurantes y que la mayor parte de las personas entienden los beneficios involucrados en el cultivo (mayor inocuidad alimentaria / sustentabilidad). Dejando en evidencia que existe un potencial en la producción de concha prieta en el mercado ecuatoriano que actualmente no es cubierto y que deja severas cicatrices ambientales en los ecosistemas donde son extraídas las conchas prietas, debido a la dificultad de su extracción, al volumen y demanda.

Para el proceso de producción identificado como más factible en base a criterios anteriormente descritos se puede describir el proceso propuesto de la siguiente manera.

3.2 Obtención de reproductores, maduración e inducción al desove.

Luego del análisis bibliográfico realizado, se concluyó que para la zona del guayas, la mejor opción para obtener reproductores de *Anadara tuberculosa* de longitud total de 45 -50 mm maduros, es mediante su compra en los mercados populares. En los meses de febrero, marzo, junio y septiembre en los cuales los organismos presentan mayor nivel de madurez sexual (Moreno & Mora, 2008). Durante los meses en los cuales no se encuentran organismos maduros, estos deben ser mantenidos en laboratorio en

condiciones controladas hasta alcanzar la madurez necesaria para inducir a desoves, que es alrededor de 10 a 12 días.

Para esto los métodos más apropiados resulta de mantener a los organismos en tanques de 200 litros, a densidades de 1 organismos/L, con una ración mezcla de 400.000 cel/ml de un mix de microalgas (*I. galbana*, *C.muelleri* y *Thalassiosira* sp.) 2 veces al día, en razón del 3% de la masa seca de los organismos en masa seca de microalgas por día. La temperatura más recomendada fue de aproximadamente 27°C-30°C, y salinidad de 30-35 ppt. Esto en concordancia con lo reportado por (FAO, 2006) y (MAGAP, 2015).

Para la inducción al desove se ha identificado que el método de shock térmico propuesto por (Murillo, 2018) resulta el más eficiente entre la relación de ovocitos viables y fertilización. El cual se describe a continuación:

1. En un tanque de 7 litros se debe colocar 30 individuos aproximadamente a 28°C.
2. Inicio el shock térmico mediante el aumento gradual de temperatura de 28°C a 34°C durante 5 horas, momento en el cual los organismos son regresados a temperatura ambiente y comienzan a observarse los primeros desove.
3. Momento a partir del cual se colocan los organismos en contenedores con la intención de recolectar de manera individual los productos gonádicos.
4. finalmente se seleccionan los mejores ovocitos en base a la cantidad de huevos viables (esféricos) obtenidos al cabo de 30 minutos momento a partir del cual comienza la fertilización. En el caso de los espermatozoides, se observa bajo el microscopio que los gametos de los machos presenten alta movilidad. Varios autores concuerdan que se debe colocar 100 espermatozoides aproximadamente por cada ovocito para obtener una buena fertilización.

3.3 Desarrollo larvario y postlarvario en condiciones controladas.

Para el desarrollo embrionario se tomó como referencia las condiciones de cultivo propuesta por (Retamales, Panta, & Velez, 2012) ya que obtuvieron los mejores resultados en esta fase. Utilizando temperaturas entre 23 °C y 25 °C, oxígeno disuelto a

saturación y salinidad entre 31 y 33 ppt. La alimentación durante esta fase inicia con la aparición de las primeras larvas veliger a las 24 horas y una ración inicial de 15.000 cel/ml de mezcla de las microalgas *C. gracilis* e *I. galbana*

Durante el desarrollo larvario y post-larvario, se describen las condiciones identificadas como ideales para el desarrollo del cultivo en la Tabla 3,1. Estas condiciones representan los mejores rendimientos en cultivo reportados para la especie

Tabla 3.1. Condiciones de cultivo larvario y post-larval.

	Cultivo larval	Cultivo post-Larval
Longitud inicial	80 µm	230 µm
Longitud final	230 µm	1 mm
Tiempo	20 días	15 días
Densidad	4 larvas/ ml hasta 100 ind/cm ²	1388 ind/l
Supervivencia	10-20%	70%
Alimentación	Desde 15.000 hasta 150.000 cel/ml	150.000 cel/ml
Tipo de cultivo	Tanques de 2 m de diámetro y columna de agua de 50 cm. 3 a 4 días antes de la siembra se debe colonizar el fondo del tanque con <i>biofilm</i> de microalgas, en especial del género (<i>Navícula spp.</i>).	Sistema up- welling con botellas de 18 litros.

3.4 Pre-engorde en el mar y engorde

Debido a las características fisiológicas de la especie, las condiciones descritas en la tabla 3,2, representan una adaptación de los métodos con mayor producción de semillas y mejores tallas de engordes reportadas en la bibliografía (Vásquez, y otros, 2009) y (Quizhpe, Yáñez, & Jimbo, 2017). Es importante destacar que en esta fase del cultivo la parte de pre engorde, se realizaría con la intención de reducir el tiempo de engorde aumentando la rentabilidad de los acuicultores, proveyendo de semilla más grande y con mejores tasas de supervivencia, lo que supone un plus para impulsar la producción por acuicultura en detrimento de la rentabilidad de la producción de semillas.

Tabla 3.2. Condiciones del cultivo intermedio y engorde.

	Intermedio	Engorde
Longitud inicial	1 mm	1 cm
Longitud final	1 cm	4.5 cm
Tiempo de cultivo	1 mes	10 meses
Densidad de cultivo	500 ind/ piso de linterna	10 ind/m ²
Supervivencia	90%	90%
Arte de cultivo	Bolsas de 2 mm de ojo de malla con dimensiones de 40x25 cm. Situadas al interior de linternas.	Encierros de ½ pulgada de ojo de malla con altura de 2.5 m, enterrada a 50 cm en el fango.

3.5 Análisis de la factibilidad económica

3.5.1 Análisis económico.

Este análisis está proyectado para la obtención inicial de 100.000 semillas de 1 mm en la fase de producción en laboratorio considerando su implementación en laboratorios que cuenten infraestructura básica adaptable para la producción de moluscos bivalvos (Fig.3.3 y tabla 3.3) con su implementación tanto de infraestructura como de equipos.

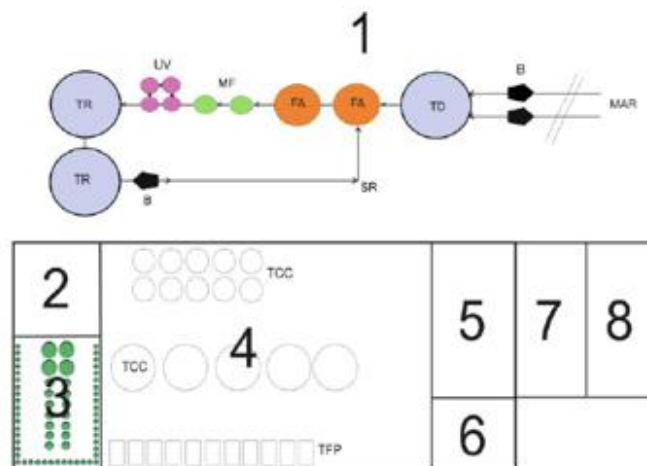


Figura 3.3. Esquema generalizado de la infraestructura necesaria para la producción de semillas de moluscos bivalvos, adaptada a la producción de *Pinctada imbricata*.

Fuente: (Lodeiros & Lovatelli, 2019)

Tabla 3.3. Descripción del esquema generalizado de la infraestructura de laboratorio de moluscos bivalvos.

Fuente: (Lodeiros & Lovatelli, 2019).

Lugar en el esquema	Descripción
1	Sistema de bombeo y filtración (B) Bombas; (TD) Tanque para decantar; (FA) Filtros de 40-10 µm; (MF) micro filtrado (5-1 µm); (TR) tanque reservorio; (SR) sistema de recirculación; (UV) esterilizadora de luz ultravioleta
2	Laboratorio húmedo.
3	Fitoplancton: filtrado con materiales microporosos hasta 0,45 µm, cultivo en diferentes volúmenes: fiolas de 250 ml, botellones de 4 L, botellones de 18 L y tanques de 300 L
4	Larvas y postlarvas - (TCC) tanques cilindro-cónicos de 5 000 y 400 L. Reproductores y semillas - (TFP) tanques de fondo plano rectangulares de 60 L (reproductores) y redondos de 400 L (semillas).
5	Laboratorio seco.
6	Almacén
7	Laboratorio de análisis químico
8	Oficinas

Para esto se determinó el valor de energía eléctrica que representaría en cada una de las fases. Se tomó el costo del kwh de la ciudad de Guayaquil (\$0.07) y se consideró el consumo de un blower de 2 HP (1.5 kw) para los cálculos.

Tabla 3.4. Días y horas de cada fase en el laboratorio.

Energía eléctrica									
Reproductores		Desove		Desarrollo larval		Desarrollo pediveliger		Post-Larvas	
Días	Horas	Días	Horas	Días	Horas	Días	Horas	Días	Horas
10	240	1	24	15	360	20	480	15	360

Tabla 3.5. Cálculo de costo de energía.

Total días	61
Total horas en el laboratorio	1464
kw del blower	1.5
kwh	2196
costo kwh	\$ 0.07
Costo de energía eléctrica	\$ 153.72

Para el costo de la producción de las microalgas, se tomó como referencia el precio de las microalgas producidas a nivel masivo del CENAIM que, actualmente, vende 1 tonelada de microlagas con concentración aproximada de 150.000cel/ml en \$16 la tonelada. Con esto se logró estimar el costo de operación según las dietas establecidas en el protocolo adaptado de producción de concha (tabla 3.5). Es importante destacar que debido a la naturaleza lecitotrófica de las larvas durante el desarrollo embrionario e inicio del larvario no necesitan alimentación durante las primeras 24 horas.

Tabla 3.6. Toneladas de microalgas usadas en cada fase de laboratorio.

Alimentación				
Reproductores	Desove	Desarrollo larval	Desarrollo pediveliger	Post-Larvas
5.3 toneladas		0.1 toneladas	0.7 toneladas	1 toneladas

Tabla 3.7. Litros de agua usadas en cada fase de laboratorio.

AGUA				
Reproductores	Desove	Desarrollo larval	Desarrollo pediveliger	Post-Larvas
400 Litros	2 000 litros		450 litros	300 litros

La tabla 3.6 representa los volúmenes de agua necesarios, incluido los recambio de agua, por corrida desde el acondicionamiento, desove, desarrollo larvario y fase post-larval, previos a la salida al mar. El tratamiento del agua de mar para la producción recomendada es microfiltrada (1µm) y esterilizada con luz UV.

3.5.2 Análisis económico total por fases de producción.

El costo de agua no se incluyó en el análisis económico debido a que la cantidad de agua que se necesita para producir 100.000 semillas, es mínimo (3.15 m³ de agua) considerando que todo el análisis está basado para la adaptación de un laboratorio que cuenta con la infraestructura y equipamientos mínimos para la cría de moluscos. En la tabla 3.7 se detalla los costos de mantenimiento de cada fase dentro del laboratorio.

Tabla 3.8. Costos de producción en la fase de laboratorio.

REPRODUCTORES			
	Cantidad	P. unitario	P.total
Reproductores	100	0.12	12
Energía eléctrica (h)	240	0.105	25.2
Alimentación (T)	5.3	16	84.8
DESOVE/FERTILIZACIÓN/LARVAL			
	Cantidad	P. unitario	P.total
Energía eléctrica (h)	384	0.105	40.32
Alimentación (T)	0.1	16	1.6
PEDIVELIGER			
	Cantidad	P. unitario	P.total
Energía eléctrica (h)	480	0.105	50.4
Alimentación (T)	0.7	16	11.2
POST-LARVAL			
	Cantidad	P. unitario	P. Total
Energía eléctrica (h)	360	0.105	37.8
Alimentación (T)	0.9	16	14.4
PERSONAL			
	Cantidad	P. unitario	P.Total
Personal	56 horas	0.4	22.4
TOTAL			\$ 300.12

Para el cultivo intermedio, que se realiza en el mar, no hemos considerado el costo del sistema longline. Únicamente se ha considerado el costo de mantenimiento que se realizará 1 vez al mes con ayuda de una lancha. En la tabla 3.8 se detalla el costo de mantenimiento de cultivo intermedio.

Tabla 3.9. Costos de producción en la fase de laboratorio.

CULTIVO INTERMEDIO			
	Meses	P. unitario	Total
Monitoreo en lancha	1	60	60
TOTAL			\$ 60.00

Finalmente, se incluyó el salario de los trabajadores, para esto concluimos que se necesitan 2 personas y por ciclo. La hora hombre cuesta \$ 0.40, y se estima 56 horas de trabajo, por lo tanto el costo de personal por ciclo es de \$22.400. El costo para producir 100.000 semillas es de 1 cm es de \$3600.12, es decir, \$0.00360 cada

semilla. Cabe mencionar que en los datos presentados no se incluyó el equipamiento que se necesitará para todas las fases de laboratorio. Este análisis económico va dirigido a laboratorio que ya cuentan con el equipamiento descrito en la tabla 3.10.

Tabla 3.10. Equipamiento de laboratorio necesario para la producción de semillas.

Equipo de laboratorio	Cantidad	Costo	Valor total
Multipámetro	1	1500	1500
Cepillos	2	0.8	1.6
Tanques 7l	7	1	7
Beakrs 1l	20	1	20
Tamices	4	2	8
Tanque 2 T	1	200	200
Botella 20l	2	6	12
Malla (1mm)	1	0.9	0.9
Mangueras de aireación	20	0.45	9
Tubo PVC 2"	1	6.32	6.32
Tapón 2"	1	0.9	0.9
Blower TB150-5 5HP 3.7KW	1	300	300
TOTAL			\$ 2065.72

3.5.3 Longline

Para el sistema longline se necesitan 40 linternas de 5 pisos cada una, el precio de las linternas están a \$ 8.46 traídas desde China. En la tabla 3.11 se describe el costo de construcción del sistema longline.

Tabla 3.11. Costos de construcción de longline.

Construcción de longline	Cantidad	P. unitario	Total
Peso muerto	50	\$ 1.00	\$ 50.00
Boyas	2	\$ 6.29	\$ 12.58
Lancha	1	\$ 60.00	\$ 60.00
Linternas	40	\$ 8.46	\$ 338.40
Malla de perla	5	\$ 1.50	\$ 7.50
Cabos	350	\$ 2.00	\$ 700.00
Total			\$ 1,168.48

Tabla 3.12. Flujo de caja de etapa de producción y comercialización de semilla

flujo de caja / año	1er año	2do año	3er año	4to año	5to año	6to año	7mo año	8vo año	9no año	10mo año
año anterior	\$0,00	\$-11.854,53	\$-28.831,78	\$ -45.937,90	\$-31.150,65	\$-16.505,47	\$ 17.619,20	\$ 49.587,24	\$ 81.390,82	\$113.021,71
inversion	\$ 5.000,00	0	0	0	0	\$2.000,00	0	0	0	0
costos fijos	-\$2.454,53	-\$2.577,25	-\$2.706,12	-\$2.841,42	-\$2.983,49	-\$3.132,67	-\$3.289,30	-\$3.453,77	-\$3.626,46	-\$3.807,78
costo marginal	\$-24.000,00	\$-24.000,00	\$-24.000,00	\$ 8.028,67	\$ 8.028,67	\$ 16.057,34	\$ 16.057,34	\$ 16.057,34	\$ 16.057,34	\$ 16.057,34
venta	\$ 9.600,00	\$ 9.600,00	\$ 9.600,00	\$ 9.600,00	\$ 9.600,00	\$ 19.200,00	\$ 19.200,00	\$ 19.200,00	\$ 19.200,00	\$ 19.200,00
total	\$-11.854,53	\$-28.831,78	\$-45.937,90	\$ -31.150,65	\$-16.505,47	\$ 17.619,20	\$ 49.587,24	\$ 81.390,82	\$ 113.021,71	\$144.471,27

Se realizó un flujo de caja para poder calcular el valor actual neto (VAN) y la tasa interna de retorno (TIR) (Tabla 3.11). Tomando en cuenta que se venderán 100.000 semillas de concha prieta por ciclo de producción a un costo unitario de \$0.02, y se realizarán 4.8 ciclos al año, se determinó que la inversión se la recuperara el sexto año del proyecto. El VAN nos dio como resultado \$ 71349,76 y una TIR de 23%: lo que significa que la fase de producción de semilla es viable y rentable.

3.5.4 Engorde

Para la etapa de engorde únicamente se necesita una malla de engorde de (2 mm), cuyo costo tiene \$3.20 cada metro. Cada viaje fluvial se estima que tiene un costo aproximado de \$150 y la compra de 100.000 semillas mensuales.

Tabla 3.13. Flujo de caja en la etapa de engorde.

flujo de caja /	1er año	2do año	3er año	4to año	5to año	6to año	7mo año	8vo año	9no año	10mo año
año anterior	\$0,00	\$-23.737,00	\$-49.420,30	\$-75.055,27	\$-24.731,90	\$ 410,21	\$ 52.927,31	\$ 52.706,35	\$ 40.453,17	\$ 34.326,59
inversion	\$ 2.000,00	0	0	0	0	\$0,00	0	0	0	0
costos fijos	-\$25.737,00	-\$25.683,30	-\$25.634,97	\$25.591,47	\$25.552,33	\$25.517,09	\$25.485,38	\$1.200,00	\$1.200,00	\$1.200,00
costo marginal	\$-27.000,00	\$-27.000,00	\$-27.000,00	\$-27.000,00	\$-27.000,00	\$-27.000,00	\$-27.000,00	\$-27.000,00	\$-27.000,00	\$-27.000,00
venta	\$ 27.000,00	\$ 27.000,00	\$ 27.000,00	\$ 27.000,00	\$ 27.000,00	\$ 54.000,00	\$ 54.000,00	\$ 54.000,00	\$ 54.000,00	\$ 54.000,00
total	\$-23.737,00	\$-49.420,30	\$-75.055,27	\$-49.463,80	\$ 820,43	\$ 52.927,31	\$105.412,69	\$ 80.906,35	\$ 68.653,17	\$ 62.526,59

En la tabla 3.13 podemos observar el flujo de caja anual de la etapa de engorde considerando que se realizara 1.5 ciclos al año, sembrando 100.000 individuos y se asumió un 90% de supervivencia. Al cabo de 8 meses, que dura el ciclo de cultivo, se cosecharan 90.000 organismos de concha prieta con un precio de venta de \$0.20, se realizó el cálculo de TIR y VAN de la etapa de engorde obteniendo los siguientes valores VAN 48869 y una TIR 13%. Significa que el proyecto propuesto es rentable.

CAPÍTULO 4

4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1 Conclusiones

La concha prieta (*A. tuberculosa*), es un molusco bivalvo de suma importancia en los países del pacífico tropical, y eso se ve reflejado en el contenido de cada una de estas bibliografías analizadas, aunque la información suministrada no es actual, logramos encontrar la mejor alternativa para la propuesta de un protocolo de cultivo integral de concha prieta *A. tuberculosa*.

El protocolo de manejo propuesto en este trabajo permite la obtención de 100.000 semillas de *A. tuberculosa* aproximadamente dos meses, generando un rendimiento de producción de 30% por cada semilla de 1 cm

En lo que concierne a los costos de producción, es más factible producir semillas de 1 cm en laboratorios que ya cuenten con la infraestructura completa de producción ya sea de larvas, microalgas o moluscos, debido a que los costos por agua o luz, serán insignificantes comparados con la inversión inicial que se debería realizar si es que se pretende montar un laboratorio de moluscos desde cero.

De las personas encuestadas, el 63,5% están dispuestas a pagar un poco más por productos provenientes de Acuicultura. Lo que deja en evidencia que el consumidor se encuentra interesado por productos con mayor seguridad alimentaria como lo son los productos acuícolas.

Resulta rentable la producción de semillas de concha prieta desde sus etapas de producción de semillas hasta el engorde y venta final, dejando en evidencia que es una alternativa viable para la diversificación de la actividad acuícola del país, reduciendo el impacto de las actividades tradicionales de extracción y aumentando el beneficio económico mediante una actividad amigable con el medio ambiente.

4.2 Recomendaciones

- ✓ Es necesario desarrollar más investigaciones para obtener mejor tecnología para la optimización de procesos de producción de semilla, que ayuden a disminuir costos de producción de semilla de 1 cm o mayor haciendo que la producción a escala comercial más rentable.
- ✓ Promover programas para transferencia de tecnología y socialización de las posibilidades de producir concha prieta proveniente de hatcherys, las cuales marcarían el primer paso de comunidades vulnerables económicamente hacia estrategias más sustentables.
- ✓ Buscar generar más conciencia al consumidor acerca del beneficio de consumo de productos provenientes de acuicultura, ya que se pudo observar en las encuestas realizadas que el consumidor está dispuesto a pagar más por este tipo de productos.
- ✓ Fomentar planes de desarrollo sustentable, de cultivos de especies locales, y que a su vez beneficie a familias que dependan económicamente de este recurso.
- ✓ Promover el comercio de concha prieta generando valor agregado mediante protocolos de depuración.

BIBLIOGRAFÍA

- Acuacultura Robles. (2007). *Laboratorio de producción de semillas de moluscos bivalvos de importancia comercial del noroeste de México*. Acuacultura Robles Sociedad de producción rural.
- Arias, A., & Castro, K. (2017). *Determinación de la influencia de los factores ambientales en el crecimiento y supervivencia de la concha prieta *Anadara tuberculosa**. Guayaquil: ESPOL.
- Benalcázar, J. (2015). *Estudio investigativo de la concha prieta y su aplicación en la gastronomía*. Quito: Universidad Tecnológica Equinoccial .
- Broom, M. (1985). *The biology and culture of marine bivalve molluscs of the genus *Anadara**. Filipinas: IELARM.
- Calispa, A. (2018). Cria en cautiverio de concha prieta (*Anadara tuberculosa*-*Anadara similis*), en el estuario del río portoviejo y el estuario del río Chone para fortalecer los medios de vida tradicionales comunitarios, en los cantones portoviejo, sucre y san vicente.
- Castillo, O., Cornejo, N., & 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 de El Salvador.
- CENPAT. (2016). *Red de fortalecimiento para la Maricultura costera Patagónica*. Obtenido de Instanlando Long Line: <http://www.mariculturaenred.cenpat-conicet.gov.ar/Presentaciones%205%20Taller/4-%20Logistica-%20S.%20Leal.pdf>
- Chávez, J. (2014). *Cultivo de ostión *Crassostrea gigas*. Análisis de 40 años de actividades en México*. Sonora: Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste .
- Díaz, L. (2018). *Análisis de la condición reproductiva en la concha prieta negra *Anadara tuberculosa*, capturada en los manglares de David y del área de recursos manejados humedal golfo de Montijo, Pacífico Panameño*. Panamá: Universidad de Panamá.
- El Universo. (2010). *Manglares de Ecuador con una concha por metro cuadrado*. Obtenido de <https://www.eluniverso.com/2010/08/15/1/1430/manglares-ecuador-concha-metro-cuadrado.html>

- FAO. (2006). *Biología básica de los bivalvos: taxonomía, anatomía y ciclo vital*. Obtenido de <http://www.fao.org/3/y5720s/y5720s06.htm>
- FAO. (2006). *Cultivo de bivalvos en criadero*. Roma: FAO.
- FAO. (2007). Estado actual del cultivo y manejo de moluscos bivalvos y su proyección futura. Puerto Montt: FAO.
- FAO. (2020). *The State of world fisheries and aquaculture*. Roma: Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- Galdámez, A., Pacheco, S., Pérez, I., & Kino, S. (2007). *Guía para la Producción de Anadara spp.* El Salvador: CENDEPESCA.
- García, L., Murillo, D., Tabares, P., Paredes, F., & Chapman, F. (2016). *Desove inducido de piangua Anadara tuberculosa, con peróxido de hidrógeno*. Colombia.
- González, L., Hernández, J., & Santa Cruz, S. (1974). FAO. Obtenido de Simposio sobre Acuicultura en América Latina, Montevideo, Uruguay: <http://www.fao.org/3/ac866s/AC866S00.htm#TOC>
- Google Maps. (2020). Obtenido de <https://www.google.com.ec/maps/dir/Baja+California,+M%C3%A9xico/Tumbes,+Per%C3%BA/@13.6848246,-80.6733568,4.52z/data=!4m13!4m12!1m5!1m1!1s0x80d7700ca877ddd3:0xfca4fd9f0318de8e!2m2!1d-115.2837585!2d30.8406338!1m5!1m1!1s0x90338d2b3a3c6f9b:0xf96e656902d0dbf3>
- IAES. (2019). *Produccion intensiva de larvas y semillas de concha nácar en el cremes*. Obtenido de Instituto de Acuicultura del Estado de Sonora, O.P.D: https://www.iaes.gob.mx/index.php?pag=m_blog&gad=detalle_entrada&entry=614
- Instituto Nacional de Pesca México. (2018). *Linterna cilíndrica multinivel "tipo japonesa"*. Obtenido de <https://www.gob.mx/inapesca/acciones-y-programas/acuicultura-linterna-cilindrica-multinivel-tipo-japonesa>
- La Nación. (2019). *La Nación*. Obtenido de Comuna Campo Alegre: <https://lanacion.com.ec/comuna-campo-alegre-en-la-isla-puna/>
- La Nature Conservancy. (2017). *La oportunidad de la acuicultura*. Obtenido de <https://www.nature.org/en-us/what-we-do/our-insights/perspectives/the-aquaculture-opportunity/>

- Lodeiros, C., & Lovatelli, A. (2019). *Producción de semillas de la ostra perla Pinctada imbricata*. FAO.
- MAGAP. (2014). *Ecuador y Colombia analizan el estado de la concha prieta*. Obtenido de <https://www.agricultura.gob.ec/ecuador-y-colombia-analizan-el-estado-de-la-concha-prieta/>
- MAGAP. (2015). *La pesquería artesanal de la concha prieta en san lorenzo: un enfoque integral*. Obtenido de <http://institutopesca.gob.ec/wp-content/uploads/2017/07/Presentation-Concha-Prieta-2015.pdf>
- MAGAP. (2015). *Manual practico de produccion de concha prieta Anadara tuberculosa en condiciones de laboratorio*. Guayaquil: MAGP.
- Márquez, A., Revilla, J., Lodeiros, C., Loor, A., Rodríguez, D., & Sonnenholzner, S. (2017). *Restauración de Spondylus en Ecuador: Producción de juveniles y avances de la repoblación de Spondylus limbatus G.B Sowerby II, 1847 en la reserva El Pelado, Provincia de Santa Elena, Ecuador*. ESPOL.
- Mendoza, O. (2013). *Efecto de la densidad de siembra sobre el crecimiento y supervivencia de Anadara tuberculosa (Sowerby, 1833) con semillas obtenidas en laboratorio*. Trujillo: Universidad nacional de Trujillo.
- Ministerio del Ambiente. (2015). *Refugio de vida silvestre manglares el Morro*. Obtenido de <http://areasprotegidas.ambiente.gob.ec/es/areas-protegidas/refugio-de-vida-silvestre-manglares-el-morro>
- Moreno, J. (2015). *La pesquería artesanal de la concha prieta en San Lorenzo: Un enfoque integral*. Ministerio de Agricultura Ganadería, Acuacultura y Pesca.
- Moreno, J., & Mora, E. (2008). *ESTADO DE LA PESQUERÍA DEL RECURSO CONCHA (Anadara tuberculosa y A. similis) EN LA COSTA ECUATORIANA*. Obtenido de Instituto Nacional de Pesca: <http://institutopesca.gob.ec/wp-content/uploads/2017/07/Situaci%C3%B3n-del-Recurso-Concha.pdf>
- Muñoz, C. (2018). *Diagnostico socioeconomico del agronegocio conchero (Anadara tuberculosa) en la comuna las huacas del archipiélago de Jambelí*. Machala, Ecuador: Universidad Tecnica de Machala.
- Murillo, J. (2018). *Evaluacion del efecto de la temperatura en el desove de la piangua Anadara tuberculosa (Bivalva: Arcidae) en condiciones de laboratorio*.

- Ordinola, E., Montero, P., & Alemán, S. (2013). *Biología y pesquería de cuatro especies de invertebrados marinos de importancia comercial. Region Tumbes, II-2007* (Vol. 40). Callao, Perú: Intituto del mar del Perú.
- Ortiz, D. (2019). *Análisis de la cadena de valor de la concha negra (Anadara tuberculosa) para el uso sostenible en áreas concesionadas de las comunidades Bunche y Sálma a usuarios/as del ecosistema manglar del cantón Muisne, provincia de Esmeraldas*. Riobamba: Escuela politecnica de Chimborazo.
- Pacheco, C. (2017). *Etnoarqueología de la Actividad Conchera en la Isla Puná*. Guayaquil: ESPOL. Obtenido de <http://www.dspace.espol.edu.ec/retrieve/99989/D-CD107606.pdf>
- Quinteros, M. (2016). USO DE ACIDO LACTICO COMO DEPURADOR DE ANADARA TUBERCULOSA. Guayaquil: Escuela superior politecnica del litoral.
- Quizhpe, P., Yáñez, D., & Jimbo, J. (2017). *Crecimiento y engorde de concha prieta (Anadara tuberculosa) en corrales en los manglares de la isla Payana*. Machala: Universidad tecnica de machala.
- Rendón, M., Suárez, E., & Mejía, M. (2009). *Manejo sustentable y comercialización de concha prieta en cautiverio en puerto El Morro (provincia del Guayas), para su exportación hacia España*. Obtenido de <http://www.dspace.espol.edu.ec/handle/123456789/1426>
- Retamales, R., Panta, P., & Velez, J. (2012). *Induccion al desove de la concha prieta Anadara tuberculosa (Sowerby, 1833) en condiciones de laboratorio*. San Vicente: Escuela de ingeniería en Acuicultura y pesquerías.
- Santos, C. (2014). *Dieta del "curil" Anadara tuberculosa (Sowerby, 1833) a partir del análisis de contenido estomacal e intestinal, en Bahía de Jiquilisco, Departamento de Usulután, El Salvador*.
- Tapia, M., García, R., & Sáenz, L. (2013). *Sistemas de cultivo para la producción de ostión en baja california, Mexico*. Baja California: CESAIBC.
- Valverde, M. (2020). *asturnatura.com*. Obtenido de <https://www.asturnatura.com/moluscos/bivalvos.html#:~:text=Los%20bivalvos%20son%20un%20conocido,completo%20el%20cuerpo%20del%20animal>.
- Vásquez, H., Pacheco, S., Pérez, I., Cornejo, N., Córdova, M., & Kan, K. (2009). *Informe técnico producción artificial de semilla y cultivo de engorde de moluscos bivalvos*. Puerto El Triunfo: Cendepesca.

Vásquez, H., Pérez, R., Pacheco, S., & Kani, K. (2007). *Guía para el cultivo de Ostra del Pacífico (Cassostrea gigas)*. El salvador: CENDEPESCA.