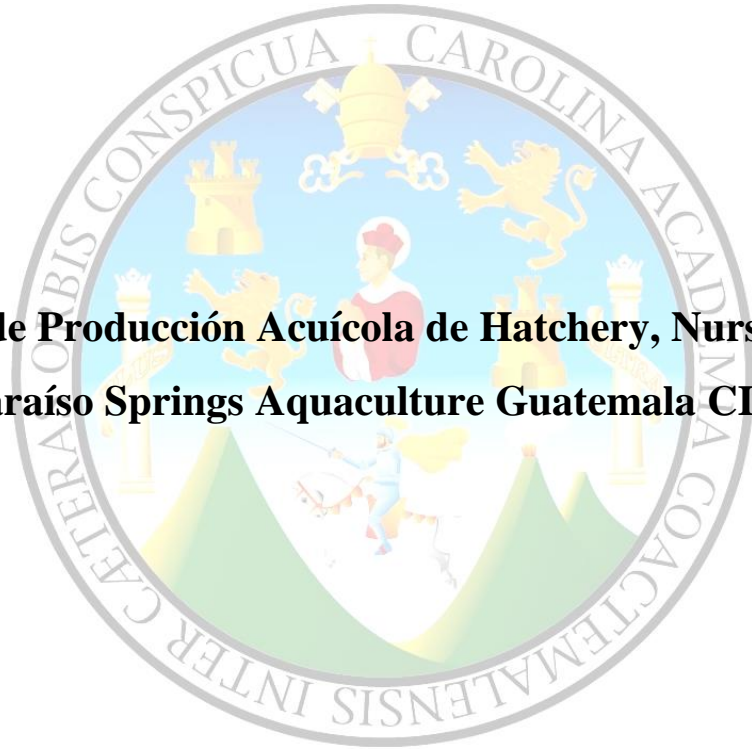


**Universidad de San Carlos de Guatemala
Centro de Estudios del Mar y Acuicultura**

**Informe final
Práctica Profesional Supervisada**

**Manejo de Producción Acuícola de Hatchery, Nursery y Granja
Paraíso Springs Aquaculture Guatemala CIA Ltd.**



Presentado por:

Edvin Aroldo Méndez Coj

**Para otorgarle el Título de
Técnico en Acuicultura.**

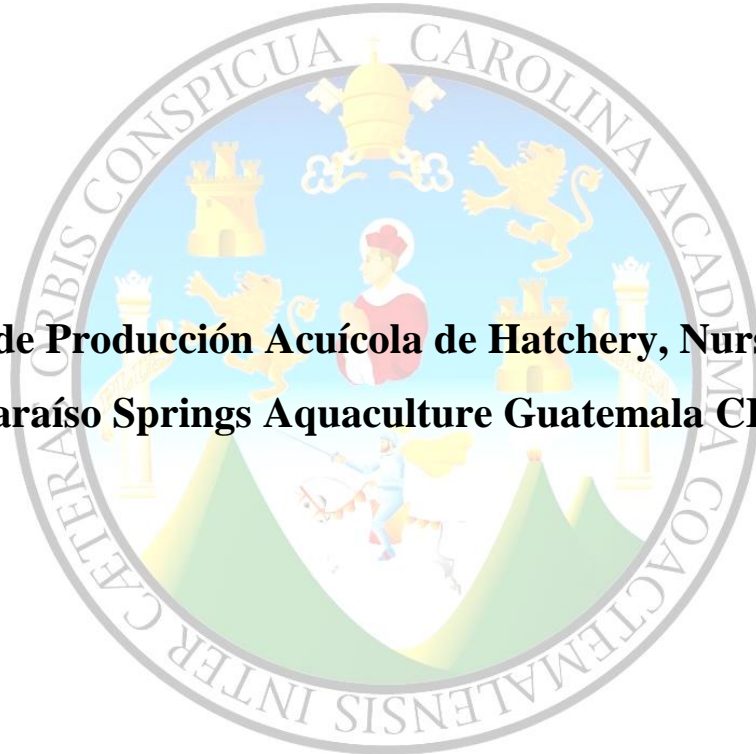
Guatemala, julio de 2017

**Universidad de San Carlos de Guatemala
Centro de Estudios del Mar y Acuicultura**

Informe final

Práctica Profesional Supervisada

**Manejo de Producción Acuícola de Hatchery, Nursery y Granja
Paraíso Springs Aquaculture Guatemala CIA Ltd.**



Presentado por:

Edvin Aroldo Méndez Coj

**Para otorgarle el Título de
Técnico en Acuicultura.**

Guatemala, julio de 2017

Universidad de San Carlos de Guatemala
Centro de Estudios del Mar y Acuicultura

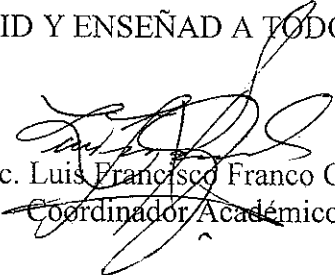
Consejo Directivo

Presidente	M.Sc.	Héctor Leonel Carrillo Ovalle
Secretaria	M.Sc.	Kathya Iturbide Dormon
Representantes Docentes	M.Sc.	Erick Villagrán Colón
	M.A.	Olga Marina Sánchez Cardona
Representante del Colegio de Médicos Veterinarios y Zootecnistas	M.Sc.	Adrián Mauricio Castro López
Representante Estudiantil	T.A.	María Alejandra Paz Velásquez
Representante Estudiantil	Br.	Marcos Estuardo Ponciano Nuñez



El Coordinador Académico del Centro de Estudios del Mar y Acuicultura -CEMA-, después de conocer el dictamen del Profesor del curso M.Sc. Erick Roderico Villagrán Colón, al informe de la Práctica Profesional Supervisada, del estudiante Edvin Aroldo Méndez Coj, titulado “Manejo de Producción Acuícola de Hatchery, Nursery y Granja Paraíso Springs Aquaculture Guatemala CIA Ltd.”, da por este medio su aprobación a dicho trabajo y autoriza su impresión.

ID Y ENSEÑAD A TODOS


M.Sc. Luis Francisco Franco Cabrera
Coordinador Académico



Guatemala, julio 2017

ACTO QUE DEDICO

A Dios por haberme dado la vida, sabiduría y fortaleza para alcanzar este triunfo.

A mi madre María Coj por todo su apoyo, amor, paciencia y por brindarme siempre la ayuda necesaria. Por ser mi ejemplo de vida al inculcarme valores desde el hogar.

A mi padre Isaac Méndez por su apoyo incondicional, por el esfuerzo que día a día realiza para poder darme lo mejor. Por ser un padre ejemplar como persona y como padre.

A mis hermanos (a) Cristina Méndez, Gloria Méndez, Héctor Méndez, Juan Méndez por ser mis mejores amigos y amigas que celebran los triunfos y motivan en los fracasos.

A mis abuelos por ser ejemplos de vida y por todos sus sabios consejos que enriquecen diariamente mi formación personal.

A mi familia que con su cariño y confianza en mi persona, han sido parte de mis bendiciones y motivación.

A la familia González Marcucci por toda la confianza, respeto y apoyo incondicional que hoy me permite dar un paso más en la formación académica.

A mis amigos por su cariño, amistad y respeto. Por toda la ayuda brindada a lo largo de mi carrera y por esos momentos que hemos compartido.

AGRADECIMIENTOS

A Guatemala por darme la oportunidad de estudiar en la Universidad de San Carlos.

A la Universidad de San Carlos de Guatemala y al Centro de Estudios del Mar y Acuicultura por abrirme sus puertas y brindarme los conocimientos y experiencias que me ayudarán a lo largo de mi formación académica.

A mis docentes por brindarme el conocimiento, amistad y ser parte de mi formación académica.

Al Centro de Producción Acuícola Paraíso Springs Aquaculture Guatemala CIA Ltd, así como a todo el personal administrativo y técnico por permitirme desarrollar mis prácticas en dicha institución y toda la ayuda que me brindaron.

Al Lic. Santiago Yee y Lic. Marlon Garcia por todos los conocimientos, apoyo y amistad que se nos brindó en nuestra estadía.

A mis amigos Roció Chan, Rita Molina, Lucila Rodríguez, Mercedes Barrenos, Lucia Sagastume, Ramón Marcucci, Johannes Pérez, Rodrigo Gutiérrez, Esteban Padilla, Gustavo Galindo, Jorge Ortiz, Fernando Peladez por todo el apoyo brindado a lo largo de mi carrera.

Resumen

La unidad de producción acuícola se ubica en la Finca El Paraíso, km 325, del municipio de San Luis, del departamento de Petén. La entidad responsable de dicho proyecto es la Compañía “Paraíso Springs Aquaculture Guatemala CIA Ltd”. La empresa se dedica a la producción acuícola satisfaciendo la demanda del mercado nacional e internacionales y por medio de sus actividades fortalece la economía local del departamento de Petén. La producción se conforma de tres grandes áreas de trabajo las cuales son:

- Área de Hatchery o Criadero dedicada a la producción de semilla de tilapia *Oreochromis niloticus* manejados en piletas rectangulares de concreto de 23.92 m³ de agua y estanques rectangulares rústicos de 105.19m³ de agua. Los estanques de reproducción cuentan con un área de 2500m³ de agua.
- Área de Nursery o levante de crías dedicada al levante de peces a partir de 1g hasta 100g. Cuenta con 9 estanques rectangulares rústicos con alto porcentaje de arcilla y un volumen de 6000m³.
- Área de Grow out o engorde dedicada al engorde el cual se divide en dos fases la primera va de 100 g a 350 g y la segunda a partir de 350 g hasta 950 g. Toda el área se compone de 26 estanques octogonales de concreto con volumen de 1200 m³.

De las áreas descritas en el área de Hatchery se evaluó la efectividad del producto “Leptocitro Fry” un insumo orgánico promotor de crecimiento, control y prevención de enfermedades en larvas de tilapia *Oreochromis niloticus*, durante la fase de reversión sexual.

El aprendizaje obtenido se le agradece a la unidad de producción acuícola Paraíso Springs por brindarme el conocimiento sobre sistemas de producción implementando manejos adecuados durante los procesos de cultivo. La experiencia como practicante se reporta satisfactoriamente al momento de familiarizarse con los trabajadores y formar parte de los distintos grupos de trabajo.

Índice General

1	Introducción.....	1
2.	Objetivos.....	2
2.1	Objetivo general.....	2
2.2	Objetivos específicos.....	2
3.	Descripción General de la Unidad de Práctica.....	3
3.1	Ubicación Geográfica.....	3
3.2	Condiciones climáticas.....	5
3.3	Zona de vida.....	5
3.4	Actividades en la Unidad de Práctica.....	5
3.5	Infraestructura y Equipo.....	6
3.6	Área de Reversión Sexual.....	6
3.7	Área de levante.....	7
3.8	Área de engorde.....	8
3.9	Recursos naturales disponibles.....	9
3.10	Croquis del área de producción.....	10
3.11	Croquis del Área de Reproducción y Reversión.....	11
4.	Aspectos Administrativos.....	12
5.	Actividades Realizadas.....	13
5.1	Área de engorde.....	13
5.1.1	Muestras de Biomasa.....	13
5.1.2.	Envío de peces a planta de proceso.....	14
5.1.3	Muestreo evaluación del Factor de Condición –FC-.....	16
5.2	Área de levante.....	18
5.2.1	Preparación de Estanque.....	18
5.2.2	Siembra.....	19
5.2.3	Determinación del Índice de Condición Corporal y Coeficiente de Reversión.....	20
5.2.4	Traslado de peces de levante a engorde.....	22
5.3	Manejo de reproductores.....	24
5.3.1	Preparación de estanques de reproductores.....	24
5.3.2	Traslado de reproductores.....	25

5.3.3 Alimentación de reproductores	27
5.4 Área de reversión sexual	27
5.4.1 Preparación de estanque	27
5.4.2 Colecta de larvas y traslado.	28
5.4.3 Traslados durante el proceso de reversión sexual.....	31
5.4.4 Alimentación con hormona.....	32
5.4.5 Muestreo de crecimiento durante el proceso de reversión sexual	35
5.4.6 Control de calidad de agua.....	36
5.4.7 Control de ectoparásitos.....	37
5.4.8 Tratamiento de ectoparásitos	38
5.4.9 Validación de formato de movimiento	39
5.4.10 Validación de procedimientos de mantenimiento y desinfección de artes de pesca y equipo.....	40
5.4.11 Bioensayo con "Leptocitro Fry" Producto orgánico promotor de crecimiento, control y prevención de enfermedades de larvas de tilapia durante la reversión sexual.....	40
6. Conclusiones	41
7. Recomendaciones.....	42
8. Referencias.....	43
9. Anexos	44

Índice de figuras

Figura 1. Municipio. San Luis, Petén -----	4
Figura 2 Piletas de reversión -----	7
Figura 3 Batería de estanques del área de levante-----	8
Figura 4 Vista aérea del área de Grow-Out -----	9
Figura 5 Señalización de las áreas de producción -----	10
Figura 6 Señalización de las áreas de Reproducción y reversión -----	11
Figura 7 : Organigrama de la empresa -----	12
Figura 8: selección de peces durante muestreo de biomasa.-----	14
Figura 9: Cosecha y envió de peces a planta de proceso. -----	16
Figura 10: Captura de peces con atarraya -----	17
Figura 11: Tinción de gónadas y observación de ovocitos bajo microscopio. -----	22
Figura 12 Cosecha y traslado de peces del área de levante a engorde.-----	24
Figura 13: Colecta de larvas desde estanque de reproductores hacia área de reversión. -----	30
Figura 14 Procedimiento de captura de larvas para realizar un desdoble. -----	32
Figura 15: Distribución y almacenamiento del alimento hormonado de cada piscina. -----	34
Figura 16: Muestreo de crecimiento en el área de reversión.-----	35
Figura 17: Toma de muestras de larvas para evaluación de ectoparásitos. -----	38
Figura 18: Identificación de ectoparásitos -----	44
Figura 19: Materiales utilizados en elaboración de alimento hormonado con Leptocitro fry	44
Figura 20: Gyrodactilus spp y Trichodinas spp, Observados bajo el microscopio -----	45

Índice de tablas

<i>Tabla 1 Condiciones climáticas del municipio de San Luis, Petén.....</i>	<i>5</i>
---	----------

1. Introducción

La tilapia del nilo (*Oreochromis niloticus*) es un pez originario de África que ha sido introducido en muchos países del mundo. Es resistente a enfermedades, se produce con facilidad, consume una gran variedad de alimentos y tolera aguas con bajas concentraciones de oxígeno. Normalmente, es cultivada en estanques, jaulas y arrozales inundados. Además, puede crecer en agua dulce o incluso se adapta al agua de mar. Todas estas características hacen que la tilapia sea una especie de cultivo apto en la mayoría de los países en vías de desarrollo (Quirós, 2005) (Bocek, 2003) y (Molina y Ramos, 2008).

La unidad de práctica es una granja dedicada al engorde de tilapia con fines comerciales de exportación, cuenta con una planta de proceso y área de campo dedicado al engorde de tilapia, la demanda de alevines es abastecida por la misma granja y dentro del manejo cuenta con 9 estanques rectangulares de tierra utilizadas para levante de los alevines y 26 estanques octogonales construidas de concreto, la oxigenación del agua de cada estanque se realiza por medio de aireadores de paleta movida a base de energía eléctrica.

En el presente informe se describen las actividades realizadas durante las Prácticas Profesionales Supervisada -PPS- en la granja acuícola Paraíso Springs ubicada en el km 325 de la carretera CA-13 hacia Poptún, con jurisdicción del Caserío los Ángeles del departamento de San Luis, Petén. Una de las actividades fue evaluar la efectividad y viabilidad del uso de “Leptocitro Fry” un producto orgánico incorporado en el alimento hormonado y suministrado durante el proceso de reversión sexual de larvas de tilapia del Nilo *Oreochromis niloticus*.

2. Objetivos.

2.1 Objetivo general.

Confrontar al estudiante en el ambiente de trabajo de la Carrera de Técnico en Acuicultura, a través de una práctica directa, en un contexto empresarial o institucional, y un espacio territorial determinado.

2.2 Objetivos específicos.

- 2.2.1 Proveer la oportunidad de participar en actividades reales propias del manejo de los recursos hidrobiológicos del país, mediante la inserción en la empresa Paraíso Springs.
- 2.2.2 Retroalimentar el proceso de enseñanza-aprendizaje mediante la integración de los conocimientos y experiencias teórico-prácticas adquiridas.
- 2.2.3 Propiciar el desarrollo y ejercicio de los valores morales y éticos en el desempeño profesional.

3. Descripción General de la Unidad de Práctica

3.1 Ubicación Geográfica

La granja de Producción Acuícola Paraíso Springs se encuentra instalado dentro de la finca el Paraíso, ubicándose en el km 325 de la carretera hacia el Municipio de San Luis, del departamento de Petén, con jurisdicción del Caserío Los Ángeles. El Caserío limita al norte con la aldea Secoyob, al sur-este con la aldea San Pedro Cadenas. La ubicación de la granja es: $16^{\circ}11'55''$ de latitud Norte y $89^{\circ} 26'35''$ de longitud Oeste (Hernández, 2007).

El municipio de San Luis, se ubica en el extremo sur del departamento de Petén con una extensión territorial de 3,000 kilómetros cuadrados, dista 118 km de la cabecera departamental de Petén. La Cabecera Municipal se localiza a una elevación de 475 m sobre el nivel del mar, a una longitud oeste de 89 grados, 26 minutos y 35 segundos del meridiano de Greenwich y latitud norte de 16 grados 11 minutos y 55 segundos con relación al ecuador (SEGEPLAN, 2010). Sus límites y colindancias son:

Al norte: con el municipio de Poptún (departamento de Petén)

Al este: con la república de Belice

Al sur: con el municipio de Livingston (departamento de Izabal)

Al oeste: con los municipios de Sayaxché y Dolores (departamento de Petén)

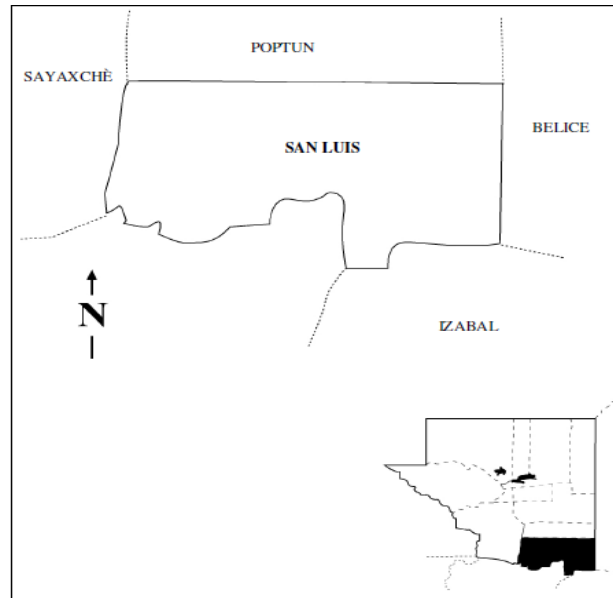


Figura 1. Municipio. San Luis, Petén (Hernández, 2007).

En el año 2012, según las proyecciones de población, el número de habitantes del departamento fue de 662,779. Del total de la población, 51.6% son hombres y 48.8% son mujeres. A nivel nacional el porcentaje de población que se identifica como indígena es de 40%, en tanto que para el departamento de Petén es de 32.4% (INE, 2012), en donde la mayoría pertenece a la etnia Q'eqchí y un menor porcentaje en la etnia maya Mopán (SEGEPLAN, 2010).

La vía de acceso a la granja es a través de la carretera CA-13 (pavimentada) que proviene de la Ciudad de Guatemala hacia Poptún, quedando ubicada en el km. 325 en el caserío los Ángeles del municipio de San Luis, Peten.

3.2 Condiciones climáticas

Tabla 1. Condiciones climáticas del municipio de San Luis, Petén

Temperatura °C	Precipitación Pluvial mm
20-35	1,500-1550

Fuente: (SEGEPLAN, 2010)

3.3 Zona de vida.

El municipio de San Luis se encuentra clasificado como un Bosque Muy Húmedo Sub-tropical, de acuerdo a la clasificación de zonas de vida de Holdrige.

3.4 Actividades en la Unidad de Práctica

La granja Paraíso Springs es una unidad productora de tilapia dedicada al comercio nacional y extranjero. Para lograr sus objetivos se realizan una serie de actividades de las cuales se describen:

1. Producción de semilla
2. Reversión sexual
3. Levante y engorde de tilapia
4. Movimiento de peces
5. Muestreos de condición corporal
6. Muestreo de biomasa
7. Procesos de mantenimiento y desinfección de equipo e infraestructura de producción
8. Procesamiento de pescado en planta
9. Venta de pescado entero y filete para mercado local

10. Venta de filete para mercado norteamericano

3.5 Infraestructura y Equipo

Para satisfacer las demandas del producto bruto la unidad de práctica cuenta con tres áreas específicas, implementadas para cada etapa de crecimiento de las poblaciones de peces. Estas áreas se diferencian entre sí por su estructura y manejo. El proceso de producción da inicio en el área de Reversión luego el área de levante y finaliza en el área de engorde. Descripción de las áreas:

3.6 Área de Reversión Sexual

El proceso de reversión da inicio después de la colecta de larvas, dicha actividad se realiza en estanques rectangulares, rústicos de suelo arcilloso. Poseen una entrada de agua a través de tubo pvc y una salida por medio de un monje. El número de estanques destinados para la producción de semilla son 6 (estanques rústicos). El área de reversión está conformada por dos baterías de 6 estanques cada una, los estanques son de concreto de forma rectangular con un volumen de 20 m³. El proceso de reversión sexual tiene un periodo de 28 días durante este tiempo se suministra alimento en forma de harina con hormona 17-alfametilttestosterona.

Trabaja con un sistema de aguas verdes, o sistema de recirculación. El agua llega por un canal de abastecimiento general para el área de Reproducción, Reversión y levante. Para el área de reversión el agua es depositada en un inversor que tiene la función de sedimentar y recircular el agua para poder abastecer la demanda en el área. El oxígeno es administrado mediante un Blower, dirigido por tuberías de pvc y distribuido a las piletas utilizando mangueras y piedras aireadoras para mejorar la eficiencia de oxigenación en el agua.



Figura 2. Piletas de reversión (Trabajo de campo, 2015)

El área de reversión cuenta con 6 estanques rectangulares de 72 m^3 revestidos con nilón negro. Estos estanques son utilizados al finalizar el periodo de reversión sexual con el fin de propiciar el espacio y aumentar la capacidad de carga del sistema. En estos estanques los alevines son alimentados y hasta alcanzar el peso de 1 g peso con el que se realiza la siembra en los estanques de levante.

El oxígeno es administrado mediante un Blower, y tubería de pvc, que se conecta para distribuir el oxígeno en las piletas y los estanques SX. Se utilizan mangueras y piedras aireadoras para mejorar la eficiencia de oxigenación en el agua.

3.7 Área de levante

El área de Nursery o levante se compone de 9 estanques rectangulares rústicos sin revestimiento, de suelos con un alto porcentaje de arcilla. Estos cuentan con una entrada de agua por medio de un tubo de pvc y una salida de agua individual a través de un monje. El Área por estanque es de $5,000 \text{ m}^3$ manejados a una capacidad de carga de 2.7 kg/m^2

mantenido con 3 arreadores de paleta que permiten la incorporación del oxígeno disuelto al agua.



Figura 3. Batería de estanques del área de levante (Paraíso Springs, 2012)

3.8 Área de engorde

Está compuesta por 6 módulos de producción, cada una cuenta con 4 estanques de $1,200 \text{ m}^3$ de volumen y una capacidad de carga de 32 kg/m^3 , su diseño es de forma octagonal construido de concreto. Los estanques cuentan con 4 aireadores de paleta que mantienen la carga del sistema, creando corriente en el estanque permiten eliminar la materia orgánica acumulada en los fondos. El sistema hidráulico fluye por gravedad ingresando por tuberías, en la salida de agua posee una rejilla de hierro instalado al centro de cada estanque que evita la fuga de peces, los efluentes son descargados utilizando el método de vasos comunicantes.



Figura 4. Vista aérea del área de Grow-Out (Paraíso Springs, 2012)

3.9 Recursos naturales disponibles

La granja posee una extensión productiva de aproximadamente de 42 ha de espejo de agua y un total de 53 ha de terreno. El agua es captada del Río San Pedro por medio de una compuerta, esta entrada de agua y la unión del río azul forman el río piscina dentro de la granja. Existe una segunda toma de agua y una estación de bombeo formada por tres bombas que succionan a razón de 0.85 m³/s y la dirigen hacía tres reservorios de agua de 5 ha, cada reservorio tiene conexión con un canal principal que distribución el agua por gravedad hacia los estanques de engorde. El paso de esta agua es controlada por medio de un monje y una rejilla fabricada con bandas metálicas y cedazo para evitar el paso de cualquier material indeseable (basura, animales, plantas, entre otros).

3.10 Croquis del área de producción

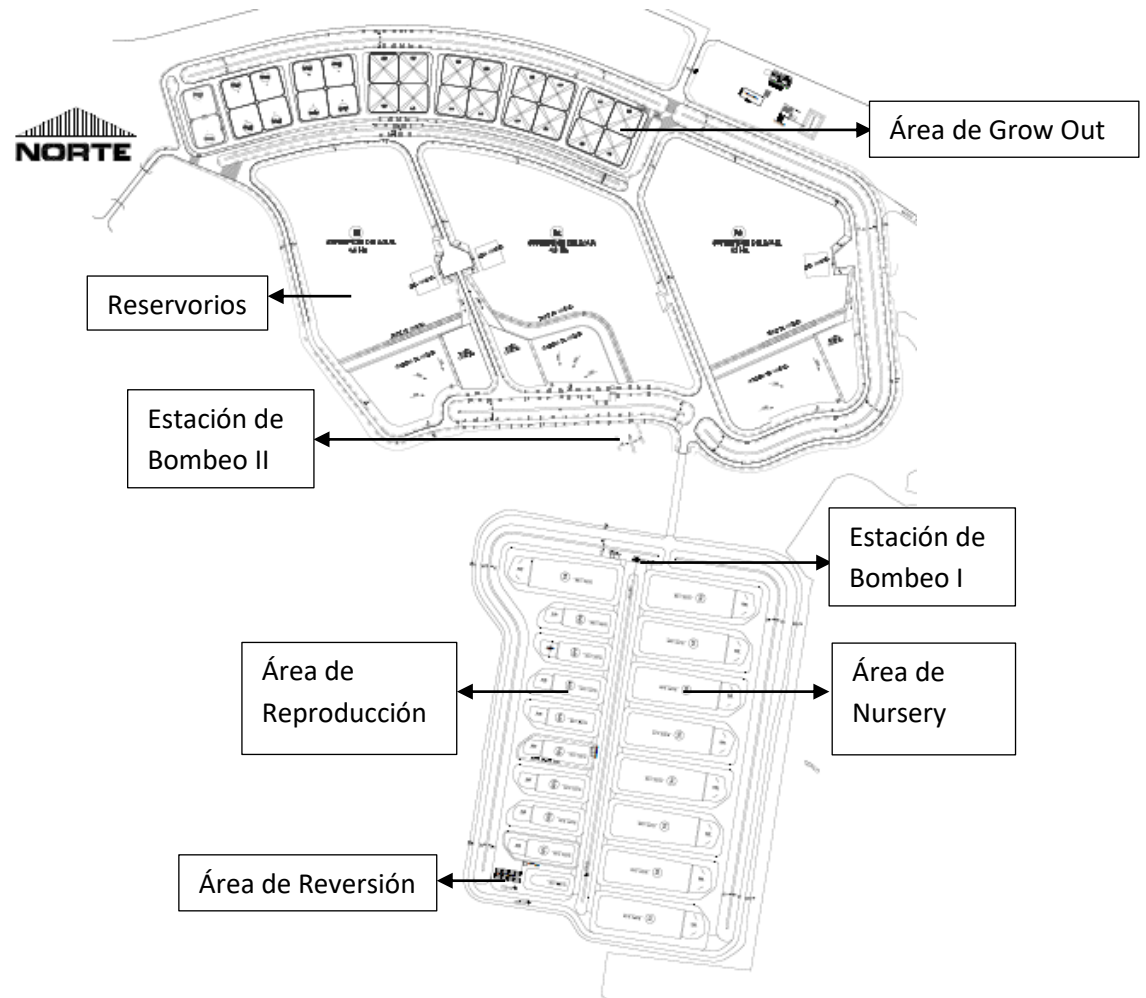


Figura 5. Señalización de las áreas de producción (Paraíso Springs Aquaculture Guatemala, 2013)

3.11 Croquis del Área de Reproducción y Reversión.

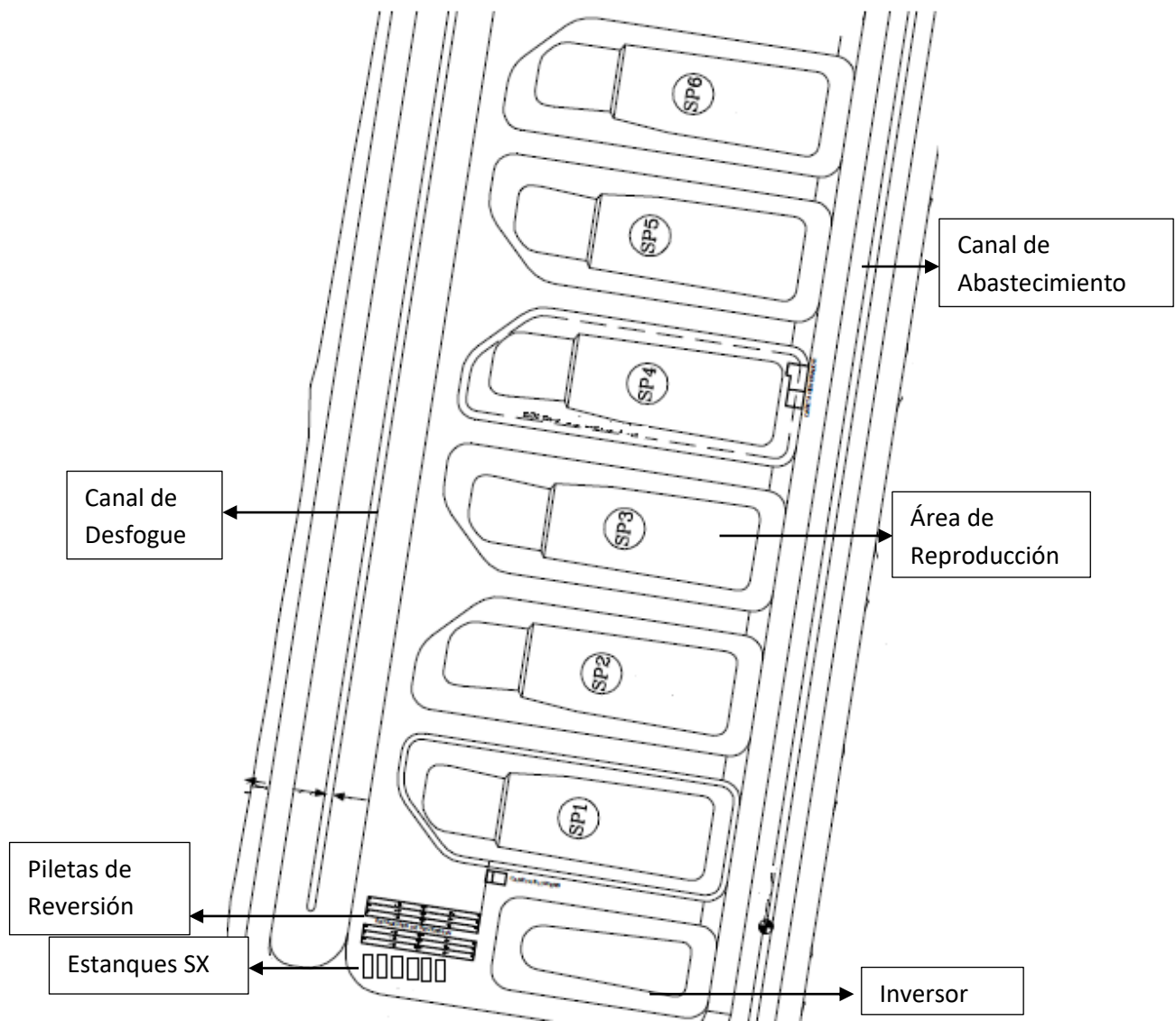


Figura 6. Señalización de las áreas de Reproducción y reversión (Paraíso Springs Aquaculture Guatemala, 2013)

4. Aspectos Administrativos

4.1 Organigrama

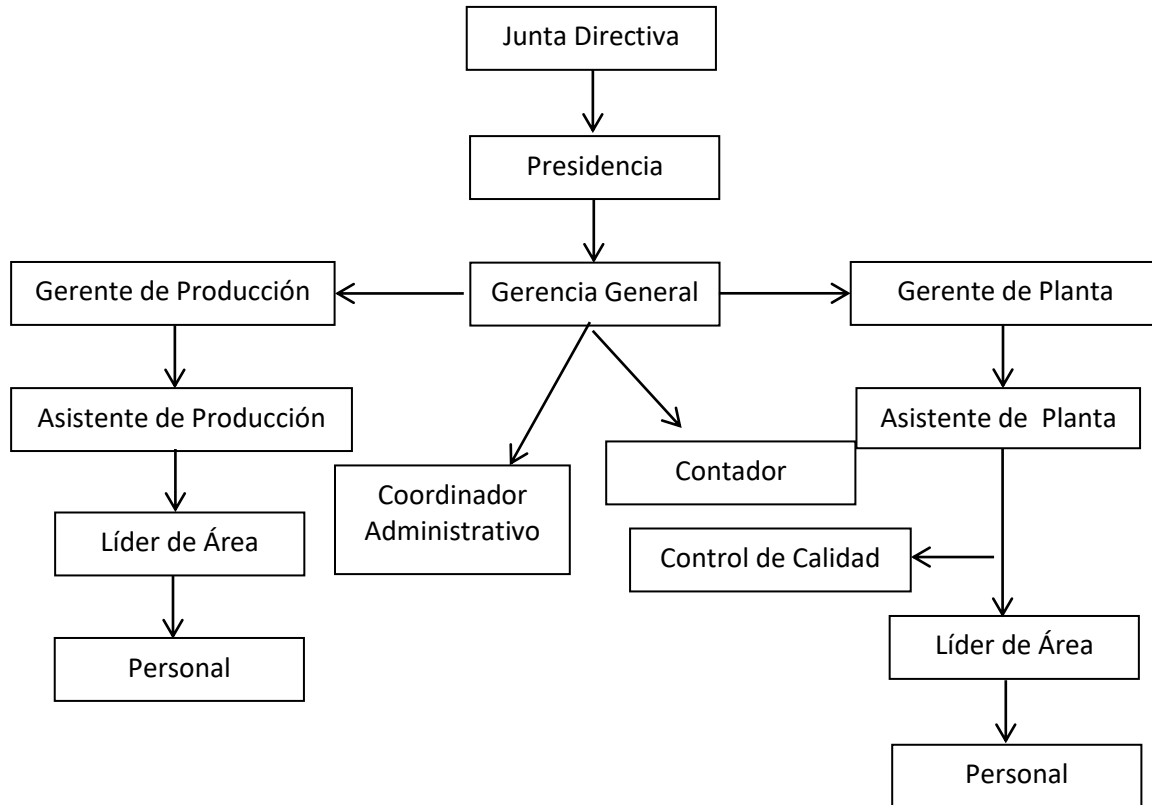


Figura 7. Organigrama de la empresa (Paraíso Springs Aquaculture Guatemala, 2015)

5. Actividades Realizadas.

Durante el periodo de práctica profesional supervisada (PPS) se realizaron distintas actividades, para ello fue necesario integrarse a los distintos grupos de trabajo y cumplir de esa manera el objetivo de la producción. Las áreas de trabajo son: Reproducción, Reversión sexual, Levante y Engorde de los cuales las primeras dos descritas fueron las de mayor enfoque dentro de la unidad productora de tilapia Paraíso Springs.

5.1 Área de engorde.

5.1.1 Muestreos de Biomasa.

Este muestreo se realiza semanalmente con la siguiente metodología.

Metodología:

Se toman 5 muestras de la población realizando lances con atarraya. Cada muestra debe ser mayor a 5 y menor a 12 organismos.

1. Los organismos son colocados en canastas de plástico, seleccionados y separados en 2-3 tallas distintas (figura 8).
2. Luego son pesados utilizando una balanza y contabilizados al momento de devolverlos al estanque.
3. Los pesos y número de organismos son registrados en una libreta de campo.

Resultados:

El muestreo de biomasa es una medida actualizada semanalmente con el fin de ajustar la alimentación conforme el crecimiento de las poblaciones.

Los datos registrados en el campo son digitalizados en oficina para actualizar las biomásas y ajustar la cantidad de alimento a suministrar diariamente además de proporcionar un panorama general de toda el área.



Figura 8. Selección de peces durante muestreo de biomasa.

5.1.2. Envío de peces a planta de proceso.

Cuando un estanque está listo para cosechar los peces en ella se encuentran de 1.8 lb a 3 lb, la manipulación de estas poblaciones se realiza de la siguiente manera.

Metodología:

1. Se suspende la alimentación un día antes de la cosecha.
2. Se suspende el funcionamiento de los aireadores de paleta para permitir el ingreso al estanque sin poner en riesgo al personal.
3. Se realiza un lance con trasmallo por todo el estanque hasta salir a un extremo donde se facilite el acceso para el trabajo.
4. Se realiza un bolso y se instala un tobogán donde se desplaza el pez, permitiendo a simple vista su selección manual. Dos personas clasifican el pez que se encuentre en peso adecuado y los que no alcancen dicho peso son devueltos al estanque (Figura 9).
5. Otras dos personas reciben los peces seleccionados en una canasta y con una balanza son pesados de 10 en 10 y registrados en formato de movimiento de peces.
6. Los peces son transportados en tanque de 6 m³ de agua transportando en cada viaje 1,250 y descargados en estanques rectangulares de concreto en el área de la planta de proceso.

Resultados:

La producción de filete de tilapia de alto valor nutricional y calidad es posible debido al buen manejo durante las distintas etapas de producción, garantizando al cliente un producto inocuo y capaz de satisfacer la demanda del mercado.



Figura 9. Cosecha y envío de peces a planta de proceso.

5.1.3 Muestreo de evaluación del Factor de Condición –FC–

Este parámetro genera un panorama general del área de engorde y permite el análisis del estado de las poblaciones, por medio de estos datos se facilita la identificación de posibles problemas durante el manejo.

Metodología:

1. Se utiliza canastas plásticas, balanza e ictiómetro.
2. Los peces son atrapados con atarraya lanzando y haciendo varias repeticiones por todo el estanque. Los peces extraídos son colocados en las canastas, pesados y medidos longitudinalmente (longitud estándar) (Figura 10).

3. Los peces extraídos no deben estar fuera del agua por más de 2 minutos por lo que es necesario realizar el trabajo con cuatro personas para las distintas tareas: atarraya, pesa, ictiómetro y libreta de campo.
4. El tamaño de muestra para validar los datos levantados en campo es de 100 peces por estanque.

Resultados:

Este procedimiento permite actualizar el estatus de las poblaciones de peces de la granja. Los datos levantados en campo representan una muestra de toda la población que facilita el acceso creando un panorama general de la biomasa y permitiendo su análisis. El muestreo es un método empleado que facilita la toma de decisiones por parte de los expertos a cargo.



Figura 10. Captura de peces con atarraya

5.2 Área de levante

5.2.1 Preparación de Estanque

La preparación de los estanques en el área de levante es un proceso importante de la producción ya que con la aplicación de cal se busca eliminar todo tipo de organismo que de alguna forma pongan en riesgo la salud de los peces produciendo efectos negativos en la producción. En la aplicación también se busca neutralizar los suelos ya que debido a la producción los suelos se tornan ácidos afectando el desarrollo de las nuevas poblaciones.

Metodología:

1. Al terminar de trasladar todos los peces al área de engorde se retiran todas las tablas del monje para asegurar el vaciado total del estanque.
2. Se remueve el suelo en todo el estanque con el personal disponible caminando de forma lineal por todo lo ancho del estanque.
3. Se realizan cuatro cuadrantes y se eligen ocho puntos y por medio de un potenciómetro se mide el pH del suelo.
4. Se calcula por medio de una tabla la cantidad de cal a utilizar dependiendo al pH del suelo.
5. Se distribuye la cal homogéneamente por toda la superficie del suelo del estanque. Luego se prepara el monje colocando nilón negro y tablas para evitar el filtrado y pérdida de agua.
6. Previo a su llenado se deja secar de 3-5 días para garantizar el proceso.

Resultados:

Este procedimiento permite proporcionar un ambiente libre de patógenos, predadores y competidores a las nuevas poblaciones de alevines a sembrar. El área se restringida en los primeros días para mantener mejor control de las poblaciones. Es importante que el pH se encuentre entre el rango óptimo por lo que se debe de mantener entre 7-8.

5.2.2 Siembra

Para mantener una producción continua es necesario sembrar 270,000 alevines de 1 g mensualmente en los estanques de levante, esta población debe haber pasado por el proceso de reversión sexual garantizando que como mínimo el 95% sean machos ya que por la característica de la especie los machos presentan el mayor rendimiento y tamaño en su producción.

Metodología:

1. Con un día de anticipación se prepara todo el material a utilizar como: trasmallo, marcos de PVC, paño con luz de malla de 3mm, mesa de metal, cubetas, seleccionador, tanque de transporte de 1,000 l o de 6,000 l, y personal de campo.
2. El tanque de transporte debe ser llenado el 80% de su volumen total, se instalar un paño fino con luz de malla de 3 mm para facilitar el traslado.
3. Se realizan lances con trasmallo por todo el estanque, luego se realiza un bolso, en los primeros se toma una muestra de 100 alevines y son llevados al laboratorio para reportar el peso promedio y coeficiente de variación de cada estanque a sembrar.
4. La población a sembrar es clasificada por medio de un seleccionador diseñado para separar a los organismos en grandes, mediano y pequeños por medio de esta selección se homogeniza la población a sembrar.

5. Seguido de la toma de muestra se acomoda la mesa verificando la nivelación de su superficie para realizar correctas las mediciones.
6. Luego se realizan conteos volumétricos utilizando el principio de Arquímedes (desplazamiento de masa) para facilitar el conteo de alevines a sembrar y registrar el peso promedio de la población.
7. Una vez establecido el número de alevines/l de agua. Se contabilizan los litros transportados y por medio de ellos se calcula el número total de alevines sembrados.
8. Descarga de los peces en las piscinas de Nursery se realiza por medio de cubetas descargando una por una hasta dejar el paño sin alevines. Al momento de liberarlos en el estanque se hace volteando la cubeta lentamente sin permitir que se golpeen al caer.
9. Anotar los datos obtenidos en el campo en los formatos de registro, se debe registrar el número de peces trasladados, lotes, fecha del movimiento, pesos promedio de siembra y el estanque de siembra.

Resultado:

El buen manejo realizado durante la siembra es fundamental, por lo que todo el personal debe estar capacitado y comprometido con el trabajo a realizar ya que los factores manejo/tiempo son críticos, ya que en efecto estresan a las poblaciones y arriesgan la sobrevivencia.

5.2.3 Determinación del Índice de Condición Corporal y Coeficiente de Reversión

Es un parámetro utilizado para verificar la efectividad del proceso de reversión y el estado de las poblaciones en cuanto a su crecimiento. Para este análisis se utilizan una muestra de la población de 50 peces de 30-50g de peso.

Metodología de Índice de Condición Corporal

1. Toma de una muestra de 50 peces con atarraya de una de las piscinas del área de levante.
2. Todos los peces deben ser pesados con una balanza analítica y medidos con un ictiómetro (longitud estándar).

3. Para la determinar el índice de condición corporal se utiliza la formula siguiente:

$$ICC = (\text{Peso}/\text{long}^3)*100$$

4. El ICC debe ser menor al 2.2

Metodología del coeficiente de reversión

1. Se toma una muestra de 50 peces de 30-50g.
2. Se realiza el sacrificio por medio de una punción en la base craneal.
3. Luego se realiza la disección iniciando con una incisión desde el orificio del ano en la línea media ventral hasta la base de las branquias.
4. Luego una incisión desde el ano, en dirección craneal hasta la línea lateral y dirigir el corte hasta unirlos en la zona branquial.
5. Se expone la cavidad visceral y extraen las gónadas con ayuda de pinzas y se colocan de 10 en 10 en un portaobjetos.
6. Se tiñe la muestra con azul violeta (Figura 11).
7. Luego se hace un squash de las muestras teñidas.

8. Realizar observaciones bajo microscopio y verificación de la presencia de ovocitos presentes (Figura 11).
9. Se anotan los resultados obtenidos en un formato de registros, anotar el número de gónadas femeninas encontradas y determinar el porcentaje de acuerdo a la muestra total examinada.



Figura 11. Tinción de gónadas y observación de ovocitos bajo microscopio.

5.2.4 Traslado de peces de levante a engorde

Los peces son trasladados del área de levante hacia el área de engorde el peso cada individuo debe de estar alrededor de los 100 g para poder pasar a engorde. El engorde se realiza en un sistema intensivo diseñado para acelerar el crecimiento y engorde de los peces.

Metodología:

1. Seis horas antes de iniciar el traslado se baja el nivel del agua para facilitar el trabajo.
2. Se realizan lances con trasmallo por todo el estanque y se elige un extremo del estanque de fácil acceso para realizar el trabajo. Luego se asegura un gran bolso con hierros sembrados en el suelo (Figura 12).
3. La extracción de los peces se realiza por medio de canastos de las cuales son pesados con una balanza digital, contados y registrados en el formato de movimiento de peces.
4. Se sacan muestreos de cada 10 canastos pesando y contando los peces este dato permite promediar el peso y las unidades trasladadas facilitando su registro.
5. El traslado se realiza por medio de un tanque de 6 m³ de agua con aireación, al agua se le agrega 23 lb de sal para alcanzar una concentración de 1 g/l (1 ppt) de salinidad como tratamiento de ectoparásitos y 20 ml de aceite de clavo como anestésico para evitar que los peces se estresen por el manejo.
6. Para finalizar el proceso el tanque es descargado directamente en el estanque designado por medio de la compuerta de descarga del tanque.

Resultado:

El traslado de peces hacia engorde permite mantener la línea de producción, abasteciendo la demanda y el correcto funcionamiento de sistema.



Figura 12. Cosecha y traslado de peces del área de levante a engorde.

5.3 Manejo de reproductores

5.3.1 Preparación de estanques de reproductores

Debido al manejo que se realizan en estos estanques al finalizar un traslado de reproductores y colecta de larvas el estanque se vacía totalmente e inicia su tiempo de secado. La preparación del estanque se realiza con el fin de suministrar cal y eliminar todo tipo de organismos presentes en el medio y propiciar un medio libre de patógenos, predadores o competidores.

Metodología:

1. Se vacía totalmente el estanque y se le proporciona un tiempo de secado de 3-5 días.
2. Luego se realiza remoción de suelo (zapateo) por todo el estanque.

3. Debido al periodo de reproducción de 14 días los suelos no se acidifican así que se aplican 6 sacos de cal de 50 lb/saco por toda la superficie del suelo para la eliminación de cualquier tipo de organismo presente en el medio.
4. Luego se prepara el monje colocando tablas y nilón para evitar la pérdida de agua por fugas presentes.
5. El llenado se realiza 2 días antes del traslado de reproductores e inicio de un nuevo periodo de reproducción.

Resultados:

El estanque después de este procedimiento proporciona un ambiente libre de patógenos, predadores y competidores que puedan de alguna forma perjudicar la producción de larvas durante el periodo de reproducción. El monje posee dos ranuras que facilita el control sobre el nivel del agua y evita fuga de reproductores o de larvas. Los machos de esta especie fabrican nidos removiendo el suelo por lo que este suelo deben estar tratados evitando la infección por parte de bacterias al momento de la puesta y fertilización de los huevos.

5.3.2 Traslado de reproductores

El traslado de reproductores se realiza a cada dos semanas hacia un nuevo estanque tratado donde cumplirán un nuevo periodo de reproducción.

Metodología:

1. Bajar de 25 a 50% del nivel del agua del estanque previo al primer lance.
2. Realizar 1-3 lances con trasmallo rodeando todo el estanque desde el nivel de agua más bajo hacia la caja de cosecha del estanque.

3. Elegir un punto al lado de la borda para realizar un bolso con el trasmallo.
4. Hacer cortes dividiendo la población para no estresar tanto a los reproductores.
5. Extraer con canastos plásticos a los peces.
6. Seleccionar 10 hembras y 10 machos, pesarlos individualmente y registrar su peso promedio.
7. Transportar de 5-8 reproductores por cada canasta y colocarlos dentro de un tanque de 6 m³ de agua con una concentración de 3 ppt de salinidad para tratar ectoparásitos.
8. También puede hacerse de forma directa haciendo una línea y trasladar las canastas hasta el nuevo estanque.
9. Contabilizar los organismos transportados al momento de soltarlos en el nuevo estanque o en el tanque.
10. Registrar en un formato el número de organismos trasladados y los pesos promedios.

Resultados:

Continuar con la línea de producción desde las primeras etapas manteniendo los periodos de reproducción con un adecuado manejo que garanticen siempre la calidad de las larvas y aprovechar de la mejor manera la genética de la especie utilizada, buscando siempre altos rendimientos.

5.3.3 Alimentación de reproductores

La alimentación es programada y se calcula en base a la biomasa. Para los reproductores la tasa de alimentación es el 2% de la biomasa ya que se debe de estimular el efecto natural de sobrevivencia de la especie para propiciar la reproducción.

Metodología:

1. Pesar al inicio del día la cantidad de alimento programada y distribuirlos en tres raciones en partes iguales.
2. Suministrar el alimento por todo el estanque y observar el consumo.
3. Al finalizar el día pesar el alimento sobrante por cada estanque y determinar el consumo.
4. Anotar y validar el consumo de alimento en los formatos de registro.

5.4 Área de reversión sexual

5.4.1 Preparación de estanque

Al finalizar el proceso de reversión los alevines son trasladados a estanques rectangulares de 72 m³ revestidos de nilón dejando libre los estanques para ser preparados, lavando con cepillo y desinfectado con formol a una concentración de 40 mg/l (ppm). En los estanques proliferan ectoparásitos que perjudican la sobrevivencia, no se pueden erradicar directamente pero si se puede tener un control sobre ellos por lo que es conveniente disminuir las cantidades.

Metodología:

1. Se baja un 75% del nivel del agua y se inicia el cepillar las paredes.
2. Luego se baja el 25% restante y se termina de cepillar las paredes.
3. Se abre paso al agua y se cepilla el fondo.
4. Una vez que las paredes y el fondo estén limpios se desinfecta con ayuda de una bomba de fumigación roseando por todas las superficies agua a una concentración de 40ppm de formol.
5. Se deja de 1-2 días de secado luego se llena y esta lista recibir larvas e iniciar el proceso de reversión sexual.

Resultados:

Se propicia un adecuado ambiente con buena calidad de agua que inhibe el crecimiento de ectoparásitos propiciando el crecimiento adecuado y con altas sobrevivencia. Con el cepillado se busca remover toda la materia orgánica insertada en las paredes y suelo, la eliminación de organismos patógenos se garantiza con la aplicación de formol a una concentración de 40 mg/L (ppm).

5.4.2 Colecta de larvas y traslado.

La colecta se realiza cada dos semanas, pasado este tiempo se traslada un lote de reproductores a uno estanques preparados. En este proceso se describen dos metodologías a seguir: la primera se realiza en el estanque de reproducción y el segundo en el área de reversión, en ambos lados las larvas deben manejarse con delicadeza.

Metodología:

a) Área de reproducción

1. Bajar el nivel del agua del estanque hasta la caja de cosecha.
2. Realizar arrastres con marco de metal forado con paño de 1mm de luz de malla.
3. Colectar las larvas extraídos en el paño por medio de un colador plástico.
4. Transportar las larvas en cubetas de 10 l llenado únicamente a 6 l de agua limpia, el transporte se realiza desde el estanque de colecta hasta el área de reversión (Figura 13).

b) Área de reversión sexual

5. Llenar un tanque plástico de 1000 l con agua limpia.
6. Colocarle aireación suave.
7. Colocar un paño de 1mm de luz de malla en la superficie del tanque.
8. Tamizar las larvas entrantes con una canasta plástica de 3mm de luz de malla.
9. Las larvas que no pasen el tamiz representan el descarte y es colocado en un recipiente plástico.
10. Tomar 2 muestras con un beacker de 100 ml llenándolo hasta 60 ml, luego introducir larvas hasta elevar el volumen a 70 ml (muestra 10 ml) y contabilizar. Utilizando el principio de Arquímedes (desplazamiento de masas) se puede calcular el peso promedio de la población.

11. En un recipiente de 70 l de agua a una concentración de 40 ppm de formol se dejan reposar por 5-10 min las larvas como tratamiento de ectoparásitos previo a ingresar a su nuevo estanque.
12. Se registran todos los datos del traslado (número de larvas y peso promedio) en formato de movimiento de larvas.

Resultados:

Es importante que estos procedimientos se realicen adecuadamente debido a la delicadeza de las larvas en sus primeras fases de vida. Para lograr buenos resultados se cuenta con el personal capacitado y el tamizado es eficiente para homogenizar las poblaciones y propiciar un crecimiento adecuado.



Figura 13. Colecta de larvas desde estanque de reproductores hacia área de reversión.

5.4.3 Traslados durante el proceso de reversión sexual

El proceso de reversión se compone de dos fases A y B. La fase A da inicio el segundo día después de la colecta, toda la población es colocada en un solo estanque de 23.19 m³ por un periodo de dos semanas. Luego se realiza un desdoble y la población total es dividida en cantidades iguales colocando en nuevos estanques individual pasando con este procedimiento de la fase A a la B.

Metodología

1. Realizar arrastres con marco de metal forrado con paño de 1 mm de luz de malla.
2. Tomar 2 muestras con un beacker de 100 ml con 60 ml de agua, luego introducir larvas hasta elevar 10 ml más de su volumen inicial y contabilizar. Utilizando el principio de Arquímedes (desplazamiento de masas) se puede calcular el peso promedio de la población.
3. En una cubeta de 10 l llenar únicamente 5 l de agua e introducir las larvas colectadas por medio de un colador plástico elevando 1 l más del volumen inicial en la cubeta (Figura 14).
4. Las poblaciones son divididas colocando la misma cantidad de cubetas trasportadas en los dos estanques.
5. Registrar en formato de movimiento de larvas el número trasladado y su peso promedio.
6. La fase B tiene una duración de dos semanas continuando con el consumo de alimento hormonado.

Resultados:

El desdoble es uno de los métodos que permiten aumentar la capacidad de carga en un cultivo favoreciendo mejores crecimientos. Durante el proceso de reversión sexual las larvas son susceptibles a organismos patógenos, estos proliferan por la disponibilidad de materia orgánica en el medio y el deterioro de la calidad de agua por excreciones y el alimento hormonado no consumido. Con un aumento en el crecimiento de las larvas se demandan más oxígeno, alimento hormonado y espacio por los que con estos movimientos se atienden esas demandas.



Figura 14. Procedimiento de captura de larvas para realizar un desdoble.

5.4.4 Alimentación con hormona

Durante el proceso de reversión sexual se suministra alimento en forma de harina con 45% de proteína más hormona 17-alfametilttestosterona con la finalidad tener dentro del sistema peces machos de tilapia. El periodo de alimentación que garantiza la reversión sexual es de 28 días,

durante este tiempo la alimentación se suministra en base a un programa diario establecido por la empresa en 8 raciones durante el día. La preparación del alimento se realiza dos veces por semana en cantidades de 50-100 lb, en la elaboración se toman medidas de seguridad para el personal y para la incorporación de la hormona.

Metodología:

La preparación de alimento hormonado se realiza de la siguiente manera.

1. Implementación del equipo de protección (guantes, mascarilla y gafas).
2. Pesarse con balanza 1.5 g de hormona 17-alfametiltosterona y mezclar con 11 l de alcohol etílico al 95%.
3. Buscar un área ventilada libre de ralos de sol y humedad y colocar un nilón en el suelo para realizar la mezcla.
4. Vaciar sobre el nilón las 50 lb de alimento, agregar y mezclar homogéneamente el alcohol y la hormona sobre el alimento a preparar.
5. Extender todo el alimento sobre el nilón dejando una capa no mayor a 5 cm.
6. Remover dos veces al día para homogenizar el secado.
7. Dejar por un periodo 24 horas para su secado.
8. Guardar el alimento en un recipiente limpio, en área seca e identificarlo.

Forma de suministro

1. Pesar al inicio del día la cantidad de alimento programada y depositarla en un recipiente etiquetado para cada estanque (Figura 15).
2. El alimento programado se divide en 8 raciones y se distribuyen a cada hora iniciando a las 8 am.
3. Se suministra manualmente esparciéndolo por toda la superficie del estanque y se observa el consumo.
4. Al finalizar el día se pesa el alimento sobrante y se determina el consumo.
5. Se lleva registro de los consumos de cada piscina.



Figura 15. Distribución y almacenamiento del alimento hormonado de cada piscina.

5.4.5 Muestreo de crecimiento durante el proceso de reversión sexual

Los muestreos de crecimiento en las etapas tempranas se realizan a cada 3 días de la siguiente manera.

Metodología:

1. Llenar un beacker de 100 ml con 60 ml de agua limpia.
2. Tomar dos muestras de la población con canasto plástico de 3 mm de luz de malla
3. Con ayuda de un colador plástico extraer la muestra.
4. Se extraen las larvas con colador plástico e introducen en el beacker con agua hasta elevar 10 ml más del volumen inicial (tamaño de muestra 10 ml) (Figura 16).
5. Contabilizar las larvas de las dos muestras.
6. Calcular el peso promedio utilizando la siguiente formula:
Peso promedio = mL desplazados/No. Larvas.



Figura 16. Muestreo de crecimiento en el área de reversión.

5.4.6 Control de calidad de agua

La calidad de agua se compone de una serie de parámetros que son registrados diariamente. El sistema hidráulico en el área reversión sexual está diseñado para recircular el agua, utilizando un estanque para sedimentar sólidos, oxigenación y realizar procesos de nitrificación mejorando las condiciones antes de ser utilizada de nuevo. Diariamente se toman parámetros de oxígeno y temperatura también se realizan limpieza de fondos y recambio de agua del 50% del volumen total. El monitoreo de fosfatos, Nitrógeno de Amonio Total (TAN), pH y solidos totales se realizan dos veces por semana.

Metodología:

1. La toma de oxígeno y temperatura se realiza por medio de una sonda multiparametrica sumergiendo el sensor 30 a 40 cm de la superficie del agua de la piscina.
2. Continuamente agitar la sonda y esperar hasta que el dato se estabilice, observar y registrar las lecturas en formato.
3. Enjuagar la sonda con agua limpia después de cada uso.

a) Sifoneo y recambio de agua

El sifoneo permite retirar toda la materia orgánica sedimentada en los fondos de los estanques por excreción de los peces y alimento no consumido. Por medio de una bomba de succión se remueve y se extrae lo sedimentado en el fondo, durante este procedimiento el nivel del agua disminuye, aprovechando eso se realiza el recambio de agua del 50% del nivel total colocando un tubo pvc donde se filtra el agua controlada por malla fina evitando el escape de las larvas.

b) Calidad de agua

La calidad de agua en la granja se monitorea dos veces por semana levantando datos de campo en la mañana y tarde en el día de muestreo, para realizar estos monitores se requiere de toma de parámetros in-situ y toma de muestras que son analizadas en laboratorio determinando por medio de kits y espectrofotómetro: el amoníaco (NH₃), TAN (mg/L), sólidos suspendidos totales (TSS) y Fosforo (PO₄ ml/L).

5.4.7 Control de ectoparásitos

Es uno de los controles analizados diariamente donde se evalúa la presencia de ectoparásitos presentes en el medio y en larvas durante la reversión sexual. Debido a la fase que se encuentran las poblaciones son muy susceptibles a patógenos produciendo altas mortalidades.

Metodología

1. Colecta de muestras en los estanques con ayuda de colador plástico y colocar los ejemplares en frasco con agua y trasladar a laboratorio (Figura 17).
2. En laboratorio instalar microscopio y encender.
3. Colocar la muestra en un portaobjetos y montarla en la platina.
4. Utilizar el objetivo 4x y realizar las observaciones.
5. Las observaciones se reportan en formato de control de ectoparásitos establecido por la empresa.



Figura 17. Toma de muestras de larvas para evaluación de ectoparásitos.

5.4.8 Tratamiento de ectoparásitos

El tratamiento es un método utilizado para disminuir las cantidades de ectoparásitos y se emplea a una concentración de 40 mg/l de formol. Su aplicación se realiza cuando en el estanque se da un aumento de mortalidad. La concentración utilizada es de 40 mg/l de formol debido a que el tratamiento daña las branquias de las larvas se aplica por un periodo de 3 hr y luego se realiza recambio continuo durante 6 hr.

Metodología:

1. Identificación de cantidades altas de mortalidad.
2. Bajar el nivel del agua un 50% de su volumen total.
3. Medir con un beacker de 1,000 ml, 800ml de formol.
4. Implementar equipo de seguridad (guantes, mascarilla, gafas).

5. Suministrar el formol por toda la superficie del estanque y rectificar el tiempo.
6. Después de las 3 hr de su aplicación, colocar tubo pvc con filtración de agua y abrir el paso de agua por 6 hr continuas.
7. Al finalizar el tiempo se recupera el nivel del agua.

Resultado:

Los tratamientos con formol permiten controlar el aumento de organismos patógenos (ectoparásitos) y disminuir las mortalidades causadas por estos, después de la aplicación de tratamiento se puede notar en las poblaciones disminución en las mortalidades en los días siguientes.

5.4.9 Validación de formato de movimiento de larvas, alimentación, muestreos, calidad de agua, control de parásitos, tratamientos de ectoparásitos.

En la validación de los formatos se realizó inspección en la metodología durante las actividades. En el caso de la alimentación se realiza una comparación del alimento consumido y lo programado. El consumo del alimento puede ser uno de los indicadores que muestran el estado de los peces, con esta información pueden tomarse decisiones sobre el manejo. De la misma manera sucede con los resultados reportados en los formatos existen rangos establecidos para cada actividad u parámetro que reflejan rápidamente la presencia de algún problema en la producción. Para la validación de dichos formatos el trabajo debe ser supervisado en campo y se debe incorporar a los registros la correcta metodología implementada para la obtención de dichos resultado y poderla validar.

5.4.10 Validación de los procedimientos de mantenimiento y desinfección de artes de pesca y equipo.

Como parte de la sanidad acuícola al momento de realizar un movimiento de peces o cualquier actividad que implique manipularlos se deben desinfectar los materiales a utilizar y propiciar la salud de las poblaciones. También se debe de inspeccionar los movimientos asegurándose que el arte de pesca utilizada sea adecuada e implementados correctamente en cada actividad. Para validar estos procedimientos se superviso y en algunos casos se desinfecto personalmente el equipo aplicando por medio de una bomba de fumigación formol a una concentración de 40 mg/l para realizar los movimientos.

5.4.11 Bioensayo con “Leptocitro Fry” producto orgánico promotor de crecimiento, control y prevención de enfermedades de larvas de tilapia (*Oreochromis niloticus*) durante la reversión sexual.

Durante el tiempo de prácticas se estudió la efectividad y la viabilidad de implementación de un producto orgánico promotor del crecimiento, control y prevención de enfermedades de larvas de tilapia (*Oreochromis niloticus*) durante la reversión sexual.

Como resultado se observó que la aceptación del alimento por parte de la población a prueba se dio de una manera positiva, aunque el consumo de ambas poblaciones estuvo por debajo de lo programado, sin embargo el grupo experimental presento un peso de 0.27 g a los 30 días de cultivo y de 0.13 para el grupo testigo. En cuanto al control y prevención de enfermedades el grupo control presentó mortalidades a partir del día 25 y 26 del proceso de reversión por lo que fue necesario aplicar tratamiento con formol a una concentración de 40 mg/l mientras que el grupo experimental no fue necesario tratar. Los ectoparásitos reportados fueron en su mayoría *Trichodinas spp.* y *Gyrodactilus spp.* en ambos grupos el control de parásitos se realizaron cada 3 días.

6. Conclusiones

- La implementación de procesos adecuados para la producción de tilapia gris (*Oreochromis niloticus*) ha permitido a la empresa Paraíso Springs incrementar la calidad y cantidad de su producto durante los últimos años.
- El uso de nuevas tecnologías y estrategias de manejo en sistemas de producción intensivo permiten conservar los recursos hídricos y mejorar la producción permitiendo aumentos en la capacidad de carga del sistema.
- La demanda comercial del producto tanto local como extranjero exige para su satisfacción varios desafíos dentro de la producción tanto de campo como de planta de proceso.
- Como parte del manejo la rotación de cada área de cultivo juega un rol muy importante en la producción. Se debe de tener definidos los procedimientos desde las etapas tempranas hasta el engorde.

7. Recomendaciones

- Implementar más trabajo práctico dentro de los cursos, que permitan al estudiante estar apto para desarrollarse y desempeñarse eficientemente en condiciones laborales con criterio profesional y técnico.
- Incentivar a los estudiantes del CEMA a participar en actividades y proyectos relacionados al área productiva.
- Fortalecer el vínculo del Centro de Estudios del Mar y Acuicultura (CEMA) con instituciones del sector privado productivo, abriendo las puertas a profesionales generando intercambio de proyectos de investigación y tecnología.

Referencias

1. García, G. (2007). *Administración del riesgo, municipio de San Luis, depto. de Petén, Guatemala*. Tesis Licenciada en Administración de Empresas. Guatemala: Universidad de San Carlos de Guatemala [USAC].
2. Gonzales, J. (2012). Parasitofauna en tilapia causante de mortalidad en alevinos en dos centros de cultivos, Lima, Perú. *Neotropical Helminthology*, 6 (2), 219-229.
3. Instituto Nacional de Estadística [INE]. *Caracterización departamental Petén 2012*. Guatemala: Autor.
4. Molina, G., y Ramos, M. (2008). *Adaptación progresiva a la salinidad de alevinos masculinizados de tilapia del Nilo*. Tesis Ingeniero Agrónomo. El Salvador: Universidad de El Salvador.
5. Secretaría de Planificación y Programación de la Presidencia [SEGEPLAN] (2010). *Plan de desarrollo San Luis Peten*. Guatemala: Autor.



9. Anexos



Figura 18: Identificación de ectoparásitos (Trabajo de campo, 2015)



Figura 19. Materiales utilizados en la elaboración de alimento hormonado con Leptocitro fry (Trabajo de campo, 2015)

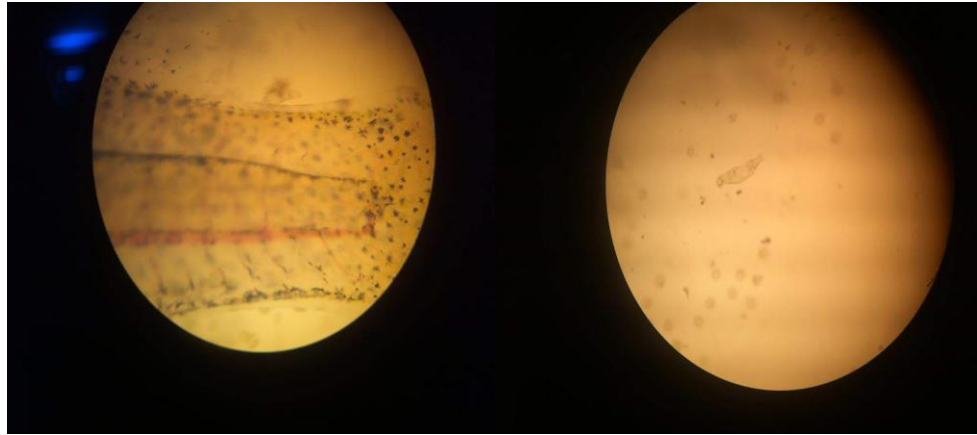


Figura 20. *Gyrodactylus spp* y *Trichodinas spp*, Observados bajo el microscopio
(Trabajo de campo, 2015)