



ESCUELA SUPERIOR POLITECNICA DEL LITORAL

Facultad de Ingeniería Marítima Ciencias Biológicas, Oceánicas y Recursos
Naturales.

“COMPARAR LA EVOLUCION DE LA MADURACION DEL CAMARON
BLANCO *Litopenaeus vannamei* EN LA PENINSULA DE SANTA ELENA”.

EXAMEN COMPLEXIVO

Previa a la obtención del Título de:

ACUICULTOR

Presentador por:

RUBÉN ALBERTO GÓMEZ PEREDO

Guayaquil- Ecuador

2015

AGRADECIMIENTO

Agradezco en primer lugar a Dios y a mis padres Rubén Gómez Saa y Nancy Peredo Pita por el apoyo incondicional que me brindaron para culminar mis estudios, adicionalmente un agradecimiento especial a parte de mi familia que me ayudaron en el transcurso de mi vida universitaria como son Rina Gómez Saa y su esposo, Martha Gómez Saa y su esposo, Judhit Gómez Saa y su esposo, Miguel Mackliff y esposa, Lupe Trujillo y su esposo.

DEDICATORIA

Esta tesis dedico a mis padres Rubén Gómez Saa y Nancy Peredo Pita así como a mis abuelos Alberto Peredo Briones, Celia Pita Aquino, Lázaro Gómez y Blanca Astudillo.

TRIBUNAL DE GRADUACION

MSc. Ecuador Marcillo Gallino
Presidente Tribunal

PhD. Marco Alvarez Gálvez
Director de Tesis

MSc. Jerry Landívar Zambrano
Miembro Principal

DECLARACION EXPRESA

“La responsabilidad del contenido de este Examen Complexivo, me corresponde exclusivamente; y el patrimonio intelectual de la misma a la Escuela Superior Politécnica del Litoral”.

(Reglamento de Exámenes y Títulos Profesionales de la ESPOL)

Rubén Gómez Peredo

RESUMEN

A partir del año 2000 se desarrolla con mayor intensidad los laboratorios de maduración del camarón *Litopeneus vannamei* ubicados en Mar Bravo, Punta Carnero y San Pablo de la Península de Santa Elena- Ecuador, esta actividad de la maduración tenía el 5% del mercado nacional pues el otro 95% se sembraba los laboratorios de larva con nauplios salvaje.

Con la llegada de diferentes enfermedades (Brock, J. A.; Lightner, D. V. 1990) (Aguado-García 1990): bacterianas, síndrome de las bolitas, luminiscencia (Robertson, P. A., Calderón, W. J., Carrera, L., Stark, J. R., Zherdmant, M. 1998), pseudomonas (Aguirre-Guzmán, 2011), (Gómez-Gil, 2005), bacterias intracelulares (Brock, J. A. Nakagawa, L. K. 1986), necrosis hepatopancreatica (NHP), (Briñez, B.; Aranguren, L. F; Salazar, 2003), y virales como el virus de la necrosis hematopoyética y hepatopancreatica infecciosa (IHHNV) (Lightner, D. V. 2003-2004), baculovirus (BP) (Bonami, J.R.; Bruce. L.D.; Paulus, B. T.; Mari, J. Lightner, D.V, 1995), síndrome de taura (TSV) (BrocK, J. A. 2008) y mancha blanca (WSSV) (Lightner, D. V. 1992-2011), que provenían de los reproductores salvajes (Bell, T.A, Lightner, D. V. 1988-1995) se vio la necesidad de comenzar a domesticar nuestro camarón (Chavez- Sánchez, M. C., Montoya, L. 2009).

Así pues se llevaron larvas de origen silvestres a las camaronas con la finalidad de obtener reproductores con un tamaño promedio aproximado de 35 gramos (Barrera-Huerta, R. R. 1976), se los transportaba a los laboratorios de maduración y así obtener nauplios, esto se fue perfeccionando año tras año hasta que la industria de los laboratorios de maduración ocupó el 100% en la ubicación de los nauplios en los laboratorios de larvas.

Es por esto que desarrollo mi tesis para comparar la evolución de la maduración del camarón blanco *litopenaeus vannamei* en la Península de Santa Elena desde el 2000 a al 2015, para tener nauplios de alta calidad que servirán al mejoramiento, desarrollo y producción del camarón en las piscinas.

Producto de años de experiencia se espera que este trabajo cumpla con los objetivos por lo que fue elaborado esta tesis y que sirva como guía para las futuras generaciones.

INDICE DE FIGURAS

		Pàg. No.
Figura 1	Reproductores marcados y enumerados.....	2
Figura 2	Hembras copuladas.....	3
Figura 3	Selección de huevos fertilizados y eclosionados.....	4
Figura 4	Selección de nauplios para reproductores.....	5
Figura 5	Nauplios V.....	6
Figura 6	Laboratorio de larvas.....	7
Figura 7	Selección de larva para reproductores pasado por malla para paridad...8	
Figura 8	Larvas de camarón seleccionada Post larva 17.....	9
Figura 9	Primera fase de cultivo en camaronera para obtener reproductores....	11
Figura 10	Piscina de segunda fase para la obtención de reproductores.....	12
Figura 11	Segunda fase selección de 12 gramos para reproductores.....	13
Figura 12	Piscina tercera fase para la obtención de reproductores.....	15
Figura 13	Cosecha y selección de los reproductores.....	16
Figura 14	Camarón de 35 gramos.....	17
Figura 15	Preparación de la piscina.....	19
Figura 16	Manejo de piscina control de peso.....	20
Figura 17	Transporte de reproductores.....	22

Figura 18	Tanque para el transporte de reproductores.....	22
Figura 19	Tubos para transportar dentro a los reproductores.....	23
Figura 20	Tinas para seleccionar los reproductores.....	24
Figura 21	Mallas para seleccionar los reproductores.....	25
Figura 22	Aclimatación de los reproductores.....	26
Figura 23	Tanque para reproductores.....	28
Figura 24	Alimento para los reproductores Calamar, mejillón y biomasa de artemia	31
Figura 25	Alimento pele tizado con elaboración y formulación propia.....	32
Figura 26	Ablación de reproductores.....	34
Figura 27	Tanques para reproductores.....	36
Figura 28	Cortejo de reproductores.....	38
Figura 29	Copulas de reproductores.....	38
Figura 30	Pesca de reproductores copulados.....	39
Figura 31	Hembra con nivel 5 de desarrollo gonadal.....	40
Figura 32	Hembra copulada.....	40
Figura 33	Tanques de desove	41
Figura 34	Devolución de hembras.....	42
Figura 35	Cosechas de huevos.....	44
Figura 36	Lavado y desinfección.....	47
Figura 37	Aclimatación y Eclosión.....	48
Figura 38	Determinación del porcentaje de eclosión.....	49

Figura 39	Conteo de huevos y porcentaje de fertilidad.....	50
Figura 40	Cosecha de Nauplios	52
Figura 41	Mantenimientos de nauplios.....	54
Figura 42	Siembra nauplios II.....	56
Figura 43	Nauplios	57
Figura 44	Guía de Remisión.....	60
Figura 45	Balde donde contienen a los nauplios para el despacho.....	61
Figura 46	Nauplios IV.....	62
Figura 47	Control diario de garantía.....	64
Figura 48	Hoja de controles diurna y nocturna.....	66

INTRODUCCION

En el año 2000 los laboratorios de maduración solo tenían el 5 % del mercado nacional y el otro 95% del mercado se sembraban como nauplios silvestre, en tal virtud las maduraciones comenzaron a experimentar en el desarrollo para la obtención de nauplios de buena calidad del camarón blanco *litopenaeus vannamei*. (Briggs, M.; Funge-Smith, S. 2005).

Estos reproductores criados en camaronera con un cultivo entre 6 a 7 meses, eran transportados en tanque plásticos de una tonelada con oxígeno (Castille, F. L. & A. L. Lawrence, 1981), aproximadamente 700 animales de 27 gramos, aclimatados en salas de cuarentena donde eran desinfectados con una solución de Iodo de 25 ppm teniendo una mortalidad de 50% (Lightner, D. V. 1996).

Al tercer días de la llegada de los animales se alimentaba con balaceado comercial al 3% de la biomasa (Jiménez-Yang, L., A. Brito, 2006), días posteriores se proporcionaba alimento congelado como: biomasa de artemia de Estados Unidos, krill de Estados Unidos, mejillón, calamar, ostras y poliqueto negro de Perú, poliqueto rojo de Panamá o de Inglaterra (Obaldo, L. G., S. Divakaran 2002) (Pascual, C. 2004), una vez aclimatados se pasaban a tanques de producción redondos de 5 m de diámetro con 500 animales entre hembra y macho con una relación 1:2.

El desove de los animales se los realizaba individualmente, se obtenían nauplios por cada animal de 70.000 a 100.000 nauplios por hembra.

Permanecían en producción durante 5 meses, los nauplios obtenidos eran desinfectados con fungicida y bactericidas para evitar posibles enfermedades en los tanques de larvas.

Para facilitar el conteo de los nauplios estos eran transferidos en tanque amarillos de 15 litros que contenían entre 200.000 a 300.000 nauplios.

En la actualidad la venta de nauplios de maduración está en un 100% del mercado nacional.

Las altas mortalidades de los reproductores (Jiang, D. H., A. L. Lawrence. 2000), por su traslado y aclimatación se vio en la obligación de corregir el protocolo y es así que se transporta los reproductores en tubos plásticos obteniendo una sobrevivencia en transporte y aclimatación del 85 %, se colocaron 350 reproductores de 32 gramos en tina de una tonelada con oxígeno (Marin, L.S. E., M. TrejoM., 1990).

Se alimentaba con balaceado hecho en el laboratorio 2% de la biomasa en la aclimatación (Hunter, J. and Feller R. F. 1987), con el paso de los días se alimentaba con calamar peruano congelado, biomasa de artemia ecuatoriana, mejillón peruano

(Rosas, C., 2000-2003) una vez aclimatados se pasaban a tanques de producción redondos de 5 m de diámetro con 400 animales entre hembra y macho con una relación 1:1.3.

El desove de los animales se los realizaba masivamente, se obtienen nauplios por cada animal entre 110.000 a 140.000 nauplios por hembra de acuerdo al tamaño.

Los reproductores permanecen en producción durante 3 meses, los nauplios obtenidos son desinfectados con bactericidas para evitar posibles enfermedades en los tanques de larvas y se adiciona bacterias para el despacho.

Los nauplios son puestos en tanque amarillos y despachados en 15 litro agua unos 400000 nauplios por balde.

Y actualmente se garantiza los nauplios hasta la etapa de mysis I en su cantidad y calidad.

INDICE GENERAL

	<u>Pàg.</u> <u>No.</u>
AGRADECIMIENTO.....	ii
DEDICATORIA.....	iii
TRIBUNAL DE GRADUACION.....	IV
DECLARACION EXPRESA.....	V
RESUMEN.....	VI
INDICE DE FIGURAS.....	VIII
INTRODUCCION.....	IX
INDICE GENERAL.....	XII
1 SELECCIÓN DE NAUPLIOS PARA EL BANCO DE REPRODUCTORES...1	
1.1 SELECCION DE REPRODUCTORAS MARCADAS Y SELECCIONADAS DE ACUERDO AL PORCENTAJE DE COPULA.....	1
1.2 SELECCIÓN DE REPRODUCTORAS COPULADAS.....	2

1.3 SELECCIÓN DE HUEVOS FERTILIZADO.....	3
1.4 SELECCIÓN DE NAUPLIOS.....	4
1.5 SELECCIÓN DE POSTLARVAS.....	6
2 BANCOS DE REPRODUCTORES.....	10
2.1 SELECCIÓN DE REPRODUCTORES	
PRIMERA ETAPA.....	10
2.2 SELECCIÓN DE REPRODUCTORES SEGUNDA	
SEGUNDA ETAPA.....	11
2.3 SELECCIÓN DE REPRODUCTORES	
TERCERA ETAPA ETAPA.....	14
2.4 COSECHA Y SELECCIÓN DE REPRODUCTORES.....	16
3 MANEJO DE PISCINA PARA EL CULTIVO DE REPRODUCTORES.....	19
3.1 PREPARACIÓN DE PISCINAS.....	19
3.2 MANEJO DE PISCINAS.....	21
4 SELECCIÓN, TRANSPORTE Y ACLIMATACION DE REPRODUCTORES	
AL LABORATORIO DE MADURACION.....	22
4.1 SELECCIÓN DE REPRODUCTORES.....	22
4.2 TRANSPORTE DE REPROCUTORES.....	24
4.3 ACLIMATACIÓN EN EL LABORATORIO.....	26

5	DESINFECCION DE LOS TANQUES PARA RECIBIR A LOS REPRODUCTORES.....	29
6	ALIMENTACIÓN.....	30
	6.1 ALIMENTACION INICIAL.....	31
	6.2 ALIMENTACION DE PRODUCCION.....	31
7	ABLACIÓN Y CAUTERIZACIÓN DEL PEDUNCULO OCULAR EN HEMBRAS.....	34
	7.1 MATERIALES.....	34
	7.2 PROCEDIMIENTO.....	35
8	SIEMBRA DE TANQUE PARA PRODUCCION.....	36
9	PROCESO DE PRODUCCIÓN DE NAUPLIOS.....	38
	9.1 CORTEJO Y COPULA DE REPRODUCTORES.....	38
	9.2 CAPTURA DE HEMBRAS COPULADAS	40
	9.3 DESOVE DE HEMBRAS.....	42
	9.4 DEVOLUCIÓN DE HEMBRAS DESOVADAS A LOS TANQUES RESPECTIVOS.....	43
	9.5 COSECHA DE HUEVOS.....	44
	9.6 LAVADO, DESINFECCIÓN Y ACLIMATACIÓN DE HUEVOS.....	46
	9.7 DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE ECLOSIÓN.....	49

9.8 CONTEO DE HUEVOS Y MUESTRA PARA DETERMINAR PORCENTAJE DE FERTILIDAD.....	51
9.9 COSECHA DE NAUPLIO II.....	52
9.10 CONTEO DE NAUPLIOS Y TRANSPORTE A LOS TANQUES DE MANTENIMIENTO LAVADO Y ACLIMATACION.....	53
9.11 SIEMBRA DE NAUPLIO II.....	56
9.12 CONTEO Y DESPACHO DE NAUPLIO V.....	58
10 CONTROLES E INSUMOS.....	64
10.1 INSUMOS UTILIZADOS EN MADURACION.....	64
10.2 TRAZABILIDAD.....	65
10.3 CONTROLES DE GARANTIAS DE NAUPLIOS HASTA MYSIS.....	65
10.4 HOJA DE CONTROL DIARIO DE PRODUCCION.....	66
CONCLUSIONES.....	69
RECOMENDACIONES.....	71
BIBLIOGRAFIA.....	73

CAPITULO I

1 SELECCIÓN DE NAUPLIOS PARA EL BANCO DE REPRODUCTORES

1.1 SELECCION DE REPRODUCTORAS MARCADAS Y SELECCIONADAS DE ACUERDO AL PORCENTAJE DE COPULA.

Las hembras en producción se encuentran marcadas a través de anillos colocados en el pedúnculo ocular, estos anillos tienen una letra procedente del tanque y la numeración procedente de la cantidad de animales existentes, lo que permite saber cuántas veces ha sido copulada y desovada una hembra, esta es colocada en tanque de producción especial, la selección de la hembra copulada transcurre en las dos primeras horas de pesca.

Figura No. 1 Reproductores marcados y numerados.



Fuente autor.

1.2 SELECCIÓN DE REPRODUCTORAS COPULADAS

La selección de las hembras en las dos primeras horas de pesca está en función de la cantidad de veces que ha sido copulada y desovada mientras más desoves ha tenido es seleccionada, esto nos permitirá tener una característica fenotípica que es su productibilidad en nuestros animales.

Figura No 2 Hembra Copulada.



Fuente autor y Bolívar Peña.

1.3 SELECCIÓN DE HUEVOS FERTILIZADO

Después de haber seleccionadas las 100 hembras en los dos primeras hora de pesca esperamos el proceso de desove, desinfección, aclimatación de huevos, siembra de huevos, verificamos la fertilidad que debe de ser del 95% y después la eclosión que debe de ser del 80%.

Figura No. 3 Selección de huevos fertilizados y eclosión.



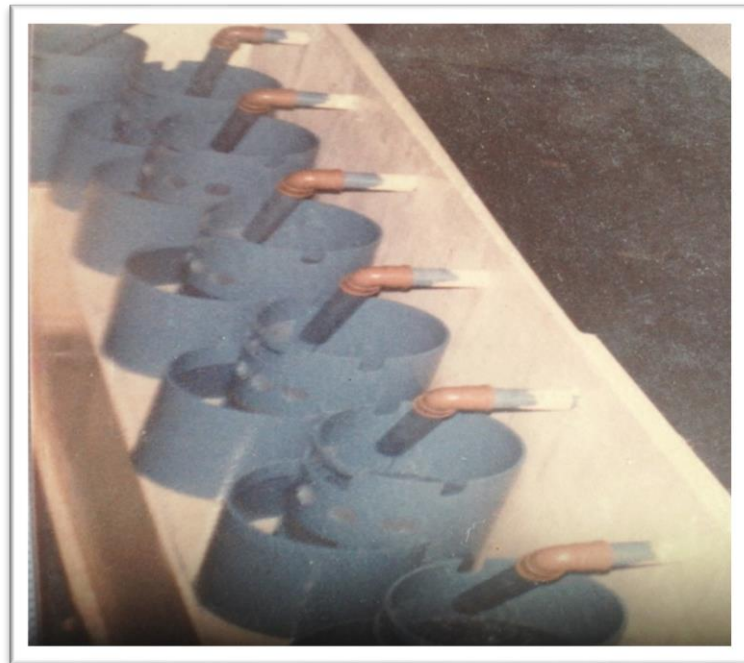
Fuente autor y Bolívar Peña

1.4 SELECCIÓN DE NAUPLIOS

La selección de los nauplios se produce por fototropismo los más fuertes subirán a las luz en menos de 1 hora, posteriormente son

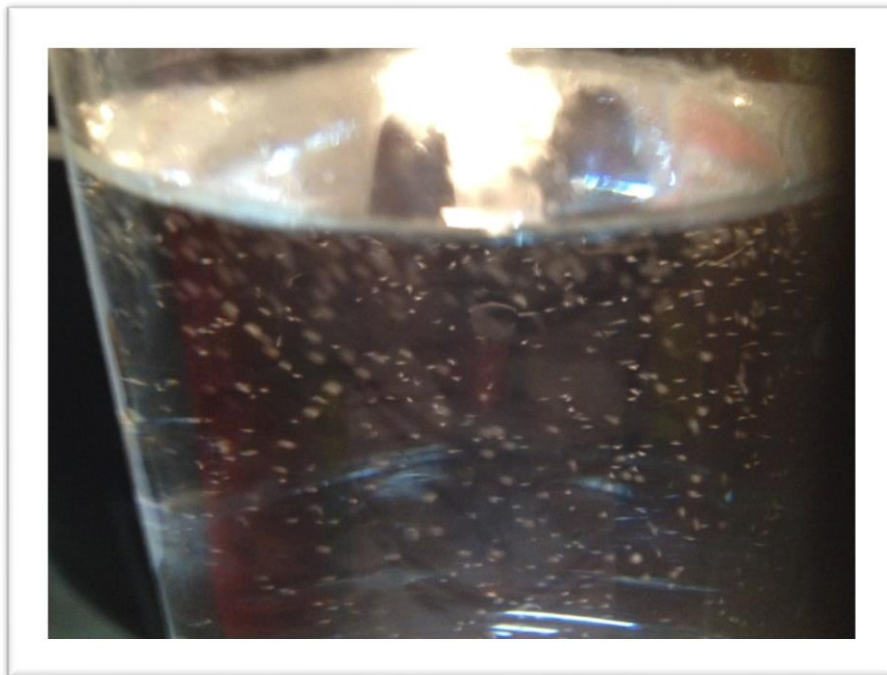
Sembrados en tinas con óptimas condiciones hasta desarrollarse en nauplios V.

Figura No. 4 Selección de Nauplios para reproductores.



Fuente autor y Bolívar Peña

Figura No. 5 Nauplios V.



Fuente autor.

1.5 SELECCIÓN DE POSTLARVAS

Los nauplios V son llevados a los tanque de cultivos de laboratorio de larva sembrados a una densidad de 200 nauplios/litro en óptimas condiciones, temperatura, salinidad, concentración de algas y artemia durante 25 días (Boddeke, R. 1993), siendo postlarva 17 (150 postlarva por gramo) de referencia (Díaz-Iglesia, F., Brito R, 1991), el tamaño es muy importante de hecho los animales son pasados por una

Malla para ser seleccionados los más grandes son escogidos para transportarlos a la camaronera (Castille, F. L., Samocha T. M, 1993), (Cawthorne, D. F. 1983). Características fenotípica escogida.

Figura No. 6 Laboratorio de larvas.



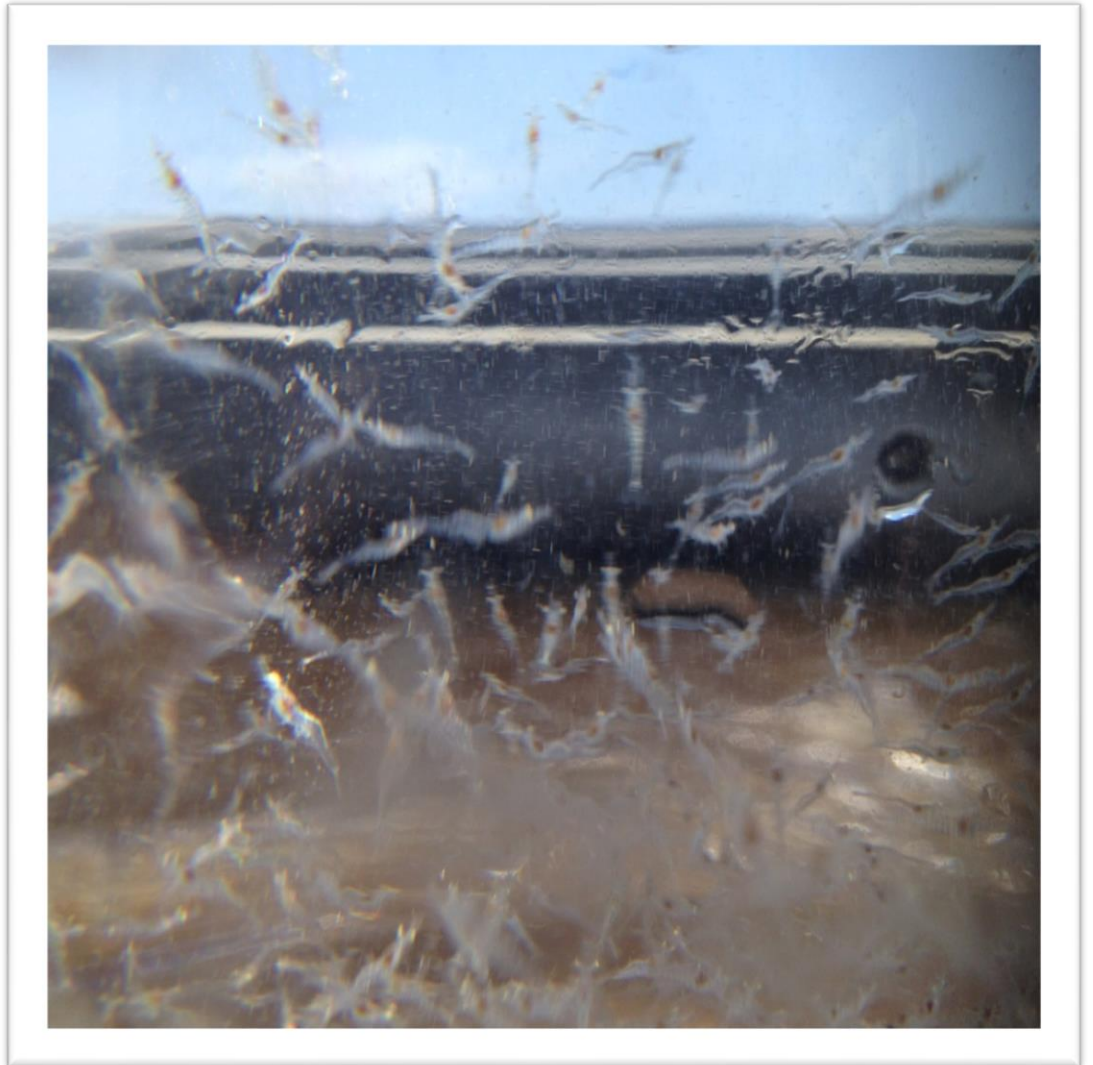
Fuente autor.

Figura No. 7 Selección de larva para reproductores pasado por malla para paridad de las larvas.



Fuente autor.

Figura No. 8 Larvas de camarón seleccionada Post-larva 17.



Fuente autor.

CAPITULO II

2 BANCOS DE REPRODUCTORES

Para el levantamiento de los reproductores se cuenta con una camaronera en la que tiene piscinas de 2 fases diseñadas específicamente para este fin, ubicada en la Provincia del Guayas.

2.1 SELECCIÓN DE REPRODUCTORES PRIMERA ETAPA

Las postlarva son sembradas en piscina con plásticos recubierto (liner) a una alta densidad 2000000 postlarva por hectárea, se alimenta por cada 1000000 postlarva 7,5kg de balanceado por día durante una semana debido a la distribución de la postlarva a lo largo de la piscina, después se alimenta 15 kg por hectárea diario la siguiente semana y la

última semana 22 kg por hectárea diario hasta alcanzar el peso de camarón de 1 gramo más o menos día 20, este es tamizado para tener animales uniforme y transferido a la siguiente piscina. Se trata de obtener una característica fenotípica que es la uniformidad.

Figura No. 9 Primera fase de cultivo en camaronera para obtener reproductores.



Fuente autor.

2.2 SELECCIÓN DE REPRODUCTORES SEGUNDA ETAPA

Los juveniles seleccionados de 1 gramo son sembrados a una densidad de 200000 juveniles por hectárea estos son alimentados al 10% de la biomasa, el balanceado contiene proteínas al 35%, su disco secchi

debería estar entre 35-40 centímetros, al transcurso de 3 semanas tendremos un camarón de 4 gramos, posterior a estos animales se alimenta al 5% de la biomasa con un balanceado que contiene proteína de 35% al cabo de 3 semanas tendremos un animal de 7 gramos, a continuación los animales son alimentados con el 5 % de biomasa, utilizando un balanceado de proteína del 35% al cabo de 3 semanas, tendremos un animal de 10 gramos, posteriormente 3 semanas más los animales están en 12 gramos, a este nivel se ralea la piscina para que los animales estén en un aproximado de siembra de 100000 animales por hectárea, se observan el comportamiento de los reproductores determinando su tamaño uniforme, cefalotórax normal en relación al tamaño del animal, cola alargada, telson pequeño, característica fenotípicas de uniformidad y tamaño.

Figura No. 10 Piscina de segunda fase para la obtención de reproductores.



Fuente autor.

Figura No. 11 Segunda fase selección de 12 gramos para reproductores.



Fuente autor.

2.3 SELECCIÓN DE REPRODUCTORES TERCERA ETAPA

Los animales de 12 gramos raleados son sembrados a 100000 animales por hectárea, alimentados con el 2% de la biomasa, proteína del 35%, disco secchi 25-30 al cabo de 3 semanas estaremos en unos 16 gramos, estos alimentados con el 2 % de biomasa, proteína al 35 % después de tres semanas estaremos en 21 gramos, estos alimentados con 1% de biomasa, proteína al 35 % después de 3 semanas estaremos en 25 gramos, estos alimentados 1% de biomasa, 35 de proteínas al cabo de 3 semanas tendremos una animal de 27 gramos, 3 semanas después estaremos en 32 gramos. La densidad de siembra es alta para darle al camarón una presión de selección y que sean productivos y crecimiento rápido a pesar de su alta densidad.

TABLA DE ALIMENTACION

DENSIDAD	PESO	ALIMENTACION	% PROTEINA	TIEMPO
1000000 animales/ha		7,5kg /ha	35	1 semana
1000000 animales/ha	1 gramo	15-22 kg/ha	35	2-3 semana
200000 animales/ha	4 gramo	10% biomasa	35	4-6 semana
200000 animales/ha	7 gramos	5% biomasa	35	7-9 semana
100000 animales/ha	12 gramos	5% biomasa	35	10-12 semana
100000 animales/ha	16 gramos	2% biomasa	35	13-15 semana
100000 animales/ha	21 gramos	1% biomasa	35	16-18semana
100000 animales/ha	27 gramos	1% biomasa	35	19-21semana
100000 animales/ha	32 gramos	1% biomasa	35	22-24 semana
100000 animales/ha	35 gramos	1% biomasa	35	25-27 semana

Fuente Autor

Figura No. 12 Piscina tercera fase para la obtención de reproductores.



Fuente autor

2.4 COSECHA Y SELECCIÓN DE REPRODUCTORES

Los animales con un peso de 35 gramos y una dureza del 95% son cosechados con un 25 % de nivel de agua utilizable a través de atarrayas, los camarones son colocados en tanque de una tonelada con oxígeno, para su selección hay varias consideraciones uniformidad de

talla, rostum normal, cefalotórax normal y pleon grande, con un buen espermatoforos y branquias limpias. A este peso se alcanza entre los 6 a 7 meses.

Figura No. 13 Cosecha y selección de los reproductores.



Fuente Roberto Vera.

Figura No. 14 Camarón de 35 gramos.



Fuente autor.

CAPITULO III

3 MANEJO DE PISCINA PARA EL CULTIVO DE REPRODUCTORES

3.1 PREPARACIÓN DE PISCINAS

Las piscinas para su preparación son aradas pasando un rastrillo esto permite airear el suelo seguidamente se esparce por toda la piscina 10 sacos de cal p24 por hectárea esto permite desinfectar el suelo.

Posteriormente llenamos con agua la piscina a un 25% se le adiciona 10 sacos de cal p24 por hectárea.

A los cinco días fertilizamos hasta alcanzar un disco secchi de 30-35 centímetros que se lo obtiene 10 días después de la primera

fertilización lo que indica que ya es posible sembramos las postlarva (Boyd, C. E. 1989).

Figura No. 15 Preparación de la piscina.



Fuente autor.

3.2 MANEJO DE PISCINAS

Este debe de ser lo más parecido al cultivo semi intensivo que se lleva normalmente en cualquier camaronera del país bombea fertilización alimentación controles de peso etc.

Figura No. 16 Manejo de piscina control de peso.



Fuente autor.

CAPITULO IV

4 TRANSPORTE Y ACLIMATACION DE REPRODUCTORES AL LABORATORIO DE MADURACION

4.1 TRANSPORTE

Se los transporta en tinas de 1 tonelada con suficiente aireación y agua de la piscina que se va a cosechar (Bray, W. A., A. L. Lawrence & J. R. Leung-Trujillo. 1994), esto se hace con una bomba a gasolina, mangueras y filtros. La densidad de transporte está en función al peso del reproductor por cada tina se alcanza hasta 10 kilos de biomasa por tonelada, es decir si los reproductores están entre 30 a 35 gramos se llevaría 300 a 350 animales por tonelada de agua entubados tanto para continente o isla.

Figura No. 17 Transporte de reproductores.



Fuente autor

Figura No. 18 Tanque para el transporte de reproductores.



Fuentes autor.

Figura No. 19 Tubos para transportar dentro a los reproductores.



Fuentes autor.

4.2 SELECCIÓN DE REPRODUCTORES

La selección de reproductores se lo realiza de la siguiente manera:

Se coloca 3 tinas de 500 litros con una malla en la cual se adiciona 5 ppm de anti estresantes (poli estrés) (Díaz, F., A. D. Re., E. Sierra & E. Díaz-Iglesia. 2004).

Se lleva un atarrayador, la piscina debería tener el 25% de agua, recoge al animal que es colocado en las tinas hasta tener aproximadamente unos 40 animales y se procese a la selección con esta característica exoesqueleto duro, rostum completo, antenas lisas, buena talla y peso.

Figura No. 20 Tinas para seleccionar los reproductores.



Fuente autor.

Figura No. 21 Mallas para seleccionar los reproductores.



Fuente autor.

4.3 ACLIMATACIÓN EN EL LABORATORIO

Una vez que llegan los reproductores al laboratorio de maduración son recibidos a la misma salinidad y temperatura de transporte (Clark, J. V. 1992) se los coloca en los tanques de recepción o reserva hasta el siguiente día, adicionamos 10 ppm de iodo (Chen, J.C., M. N. Lin, 1995).

A las 12 horas de haber llegado los reproductores se comienza a alimentar con balanceado de 35 % de proteína (Roy, L. A. 2007), 2 % de la biomasa.

Con el paso de 5 días se hace la transición a producto fresco como lo es el calmar, balanceado, poliqueto y biomasa de artemia (Diaz, F., A. D. Re., 2001- 2004).

Figura No. 22 Aclimatación de los reproductores.



Fuente autor y Milton Tomala.

TABLA DE ALIMENTACION RECEPCION

TABLA DE ALIMENTACION RECEPCION		
ALIMENTO	% BIOMASA	HORARIO
Balanceado elaborado	2	07:00 h
Balanceado elaborado	2	11:00 h
Balanceado elaborado	2	14:00 h
Balanceado elaborado	2	16:00 h
Balanceado elaborado	2	20:00 h
Balanceado elaborado	2	00:00 h
Balanceado elaborado	2	03:00 h
Balanceado elaborado	2	05:00 h

Fuente autor.

CAPITULO V

5 DESINFECCION DE LOS TANQUES PARA RECIBIR A LOS REPRODUCTORES

Los tanques de recepción son limpiados con cloro, formol, jabón neutro agua dulce.

Figura No. 23 Tanque para reproductores.



Fuente autor.

CAPITULO VI

6 ALIMENTACIÓN

La alimentación juega un papel importante en el desarrollo y salud de los reproductores (Sick, L. V. and J. W. Andrews. 1973) a continuación veremos diferente tablas de alimentación para las etapas de la maduración (Chen, J. C. & P- G. Chia, 1985), (Colvin, L. B. y Brand C. W. 1977).

6.1 ALIMENTACION INICIAL

TABLA DE ALIMENTACION

TABLA DE ALIMENTACION		
ALIMENTO	% BIOMASA	HORARIO
Poliqueto	1	07:00 h
Calamar	8	11:00 h
Balanceado	1	14:00 h
Biomasa de artemia	4	16:00 h
Calamar	8	20:00 h
Poliqueto	4	00:00 h
Balanceado	1	03:00 h
Biomasa de artemia	4	05:00 h

Fuente autor.

6.2 ALIMENTACION DE PRODUCCION

TABLA DE ALIMENTACION DE CULTIVO

TABLA DE ALIMENTACION		
ALIMENTO	% BIOMASA	HORARIO
Poliqueto	1	07:00 h
Calamar	8	11:00 h
Balanceado	1	14:00 h
Biomasa de artemia	3,5	16:00 h
Calamar	8	20:00 h
Poliqueto	3,5	00:00 h
Balanceado	1	03:00 h
Biomasa de artemia	3,5	05:00 h

Fuente autor.

Figura No. 24 Alimento para los reproductores Calamar, mejillón y biomasa de artemia.



Fuente autor.

Composición de balanceado elaborado por la maduración en 1 kg (Cheng, K., C. Hu., Y. Liu., S. Zheng, & X. Qi. 2006).

COMPOSICION DEL BALANCEADO	
ALIMENTO	PORCENTAJE
Ez mate	8
Spirulina	8
Astanxatina	5
Gelatina	2
Aceite de pescado	10
Vitamina C	2
Vitamina E	2
Artemia decapsulada	5
Balanceado para Maduración	58

Fuente autor.

Figura No. 25 Alimento pele tizado con elaboración y formulación propia.



Fuente autor.

CAPITULO VII

7 ABLACIÓN Y CAUTERIZACIÓN DEL PEDUNCULO OCULAR EN HEMBRAS.

En el 1 segmento de pedúnculo ocular se encuentra el complejo órgano X y la glándula del seno que produce una variedad de hormonas una de las cuales inhibe el desarrollo de las glándulas sexuales y otra (MIH) que es el inhibidor de la muda.

Por esto es que se corta esta glándula para aumentar el vitelo génesis y la muda.

7.1 MATERIALES

Mechero

Pinza

Fosforo

Chayos

Iodo

7.2 PROCEDIMIENTO

Se captura la hembra con el challo posteriormente se coge a la hembra con su cuerpo en U y se procede con la pinza caliente a cauterizar el pedúnculo ocular. Al mismo tiempo se agrega una gota de iodo en el área quemada para evitar cualquier infección.

Figura No. 26 Ablación de reproductores.



Fuente autor y Bolívar Peña.

CAPITULO VIII

8 SIEMBRA DE TANQUE PARA PRODUCCION

La densidad de siembra de los animales tanto hembra como machos está en función del área del tanques si el diámetro del tanque es de 5 m con una profundidad de agua de 50 centímetros, se siembra 15 animales por m² a una relación de 1:1,3 hembra y macho respectivamente.

La característica de los tanque de maduración deben de ser negros al igual que el área donde se encuentra con un nivel de agua de 50 cm y un recambio de agua del 300% con un sifón en medio, entrada de agua a un costado para que el movimiento de agua se circular y todo los residuos de muda heces y alimento se vaya a ser recolectados en medio y posteriormente serán limpiados con el personal de la maduración.

Los parámetros deben ser óptimos temperatura de 28 a 29 grados centígrados recambio de agua 300 %, el agua de entrada no necesita tratamiento químico no necesitamos filtración.

Debemos mantener los tanques completamente limpios para una buena salud de los animales.

La calidad de la alimentación debe ser excelente sin productos contaminados que puedan afectar a los animales en la producción para la obtención de nauplios de excelente calidad.

Figura No. 27 Tanques para reproductores.



Fuente autor.

CAPITULO IX

9 PROCESO DE PRODUCCIÓN DE NAUPLIOS

9.1 CORTEJO Y COPULA DE REPRODUCTORES

Las hembras maduras ováricamente expulsan una sustancia al medio llamado feromonas por lo que es captado por el macho y comienza el cortejo aproximadamente desde las 10:00 horas hasta 16:00 horas el macho sigue a la hembra esto puede ser por minutos u horas hasta que el macho se vira boca arriba y hace un especie de u con su cuerpo para copular a la hembra. Donde deposita los espermatoforos en el alrededor del poro genital de la hembra.

Figura No. 28 Cortejo de reproductores



Fuente autor

Figura No. 29 Copulas de reproductores



Fuente autor

9.2 PESCA DE HEMBRAS COPULADAS

El personal de la maduración comienza la pesca desde las 16:00 horas hasta las 18:00 horas llamada primera vuelta posterior se realiza la segunda vuelta que es entre 18:00 horas hasta las 20:00 horas.

El pescador experimentado conoce cuando una hembra tiene un desarrollo ovárico grado 5 (recordemos que son 5 fases del desarrollo ovárico), y esta copulada se la captura con un challo lo introduce en tubos lo cuales son trasladado a los tanque de desove la hembra.

Figura No. 30 Pesca de reproductores copulados.



Fuente autor.

Figura No. 31 Hembra con nivel 5 de desarrollo gonadal.



Fuente autor.

Figura No. 32 Hembra copulada.



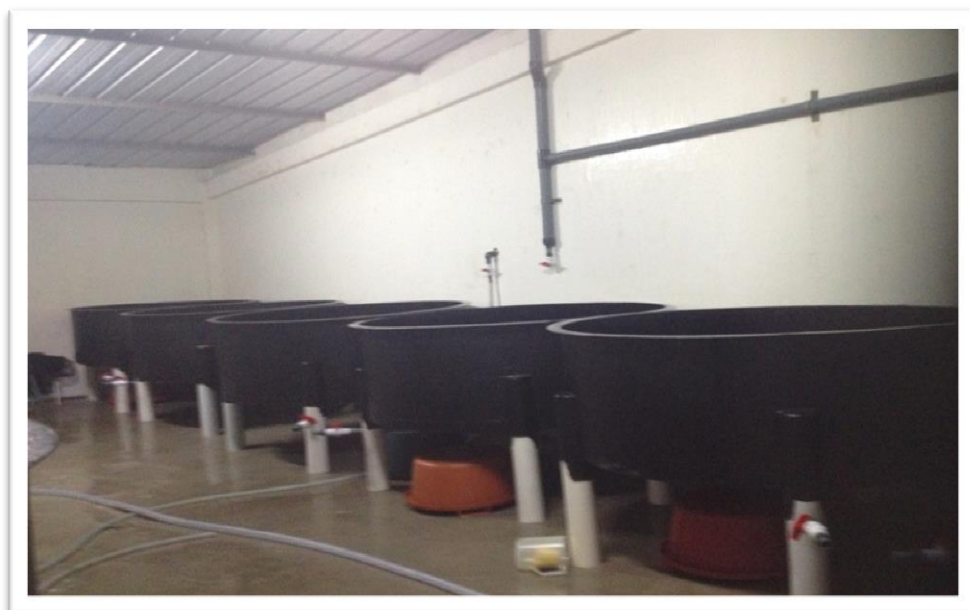
Fuente autor.

9.3 DESOVE DE HEMBRAS

La preparación del agua de los tanque de desove es muy importante pues tiene que tener las mejores condiciones en la que esta temperatura debe de ser de 29 grados centígrados salinidad de 30 partes de salinidad esto se consigue añadiendo agua de pozo filtrado por mallas adicionalmente se coloca un quelato (EDTA) 20 ppm.

Los tanque contienen 300 litro de agua y puede ser colocadas hasta 10 hembra en cada tanque. El desove ocurre entre las 20:30 y 23:00 horas.

Figura No.33 Tanques de desove.

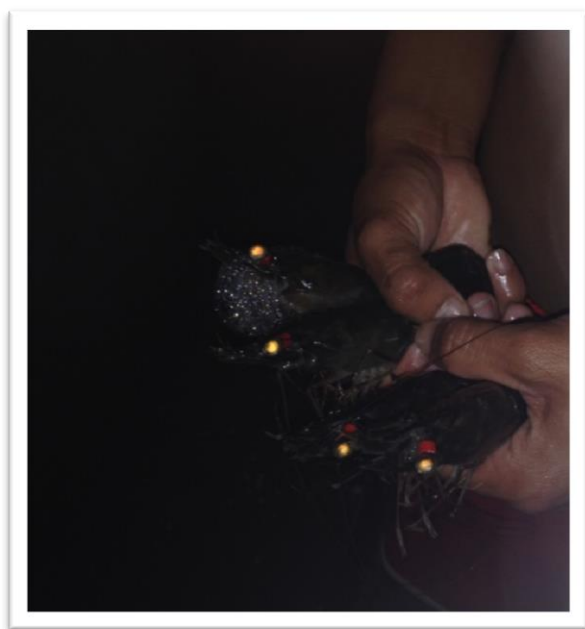


Fuente autor.

9.4 DEVOLUCIÓN DE HEMBRAS DESOVADAS A LOS TANQUES RESPECTIVOS

Las hembras son devueltas a las 00:30 horas como cada hembra está marcada por código y colores son devueltas a sus respectivas tanques con esto se evita que el animal coma sus huevos o que los huevos se contaminen con las heces de la hembra, el porcentaje de copula esta entre un 10 al 15 por ciento diario.

Figura No. 34 Devolución de hembras.



Fuente autor.

9.5 COSECHA DE HUEVOS

Los tanques de desove deben ser cónicos, de color negro y tienen tapas que se colocan una vez puestas las hembras que van a desovar en el tanque para que se encuentren en completa oscuridad. Después de la devolución de las hembras, se colocan los colectores o cosechadores debajo de la llave de salida de agua del tanque, estos colectores son baldes de fibra de vidrio que tienen incorporados unas mallas de 100 μ m para evitar pérdida de los huevos, en la llave de salida del tanque de desove se coloca un tubo en forma de codo que conduce el agua a una gaveta que contiene el colector, cuando toda los materiales descritos están montados se abre la llave de salida donde cae el agua con los huevos al colector. Este procedimiento se repite en todos los tanques de desove donde fueron colocadas las hembras. Cuando el tanque de desove está a punto de vaciarse, se enjuaga el tanque para cosechar la totalidad de los huevos y evitar que se queden adheridos a las paredes del tanque. Una vez cosechados todos los huevos en los colectores, se utiliza un tamiz con ojo de malla de 500 μ m, por donde se pasa el agua que contiene los huevos, esta filtración permite aislar algunos contaminantes que tienen un mayor tamaño que los huevos como esperma y heces.

El balde que contiene los huevos es llevado a las tinas de enjuague, donde son vaciados cuidando de no mezclar huevos que provengan de hembras de lotes diferentes. Desde las 1:30 hasta las 2:00 horas.

Figura No. 35 Cosechas de huevos.



Fuente autor.

9.6 LAVADO, DESINFECCIÓN Y ACLIMATACIÓN DE HUEVOS

Una vez colocados todos los huevos cosechados en las tinas de enjuague, se recircula el agua y se pasa la malla de 500µm una vez más, para el tratamiento contra hongos y otros parásitos que puedan contaminar los huevos se añade 100 ppm de iodo y se lo coloca en la tina de enjuague, no hay que olvidar bajar el codo de la tina para que el agua fluya y recircule constantemente.

Las tinas de enjuague son tanques cónicos de color negro que tienen un colector incorporado al tanque de una malla de 100µm, en este recipiente se hace el lavado y desinfección tanto de los huevos como de los nauplios.

Al mismo tiempo se realiza la aclimatación de los huevos, en los tanques de desove la temperatura es de 29°C, para transferirlos a los tanques de eclosión se deben aclimatarlos a 31,5° C.

Para lograr este objetivo previamente se coloca agua preparada a 31,5°C y 30ppt de salinidad y 20ppm de EDTA.

Cuando el agua ya este a la misma temperatura del agua de los tanques de eclosión, se hace la transferencia de los huevos a los tanques de eclosión.

Para la cosecha de los huevos de las tinas de enjuague, se para la recirculación del agua, y se empieza a retirar los huevos en baldes que son transferidos a los tanques de eclosión, cuidando de no mezclar los lotes por lo que se registra el número de tanque de eclosión a los que son transferidos los huevos. Cuando está a punto de vaciarse la tina se enjuaga con agua para desprender los huevos adheridos a las paredes del tanque. Esto ocurre alrededor de las 2:30 am.

Los tanques de eclosión son cónicos de color negro, durante la noche se les mantiene con una luz infrarroja la misma que ayuda a mantener la temperatura del agua y conforme se comporte la temperatura del día se la mantiene prendida o se la apaga y se enciende un foco con luz normal, ya que una vez que eclosionan los huevos, los nauplios nadan a la superficie por fototropismo positivo. La sala de eclosión tiene que

Estar permanentemente oscura. La fertilidad de chequea de 5:00 horas a 7:00 horas.

Aproximadamente de 8h30 a 9h00 de la mañana se revisan al microscopio los nauplios de los tanques y se determina el porcentaje de eclosión, se cuentan además los huevos no fertilizados y los que están por eclosionar. A las 11h00 se estima que todos los nauplios debieron eclosionar.

Figura No. 36 Lavado y desinfección.



Fuente autor.

Figura No. 37 Aclimatación y Eclosión.



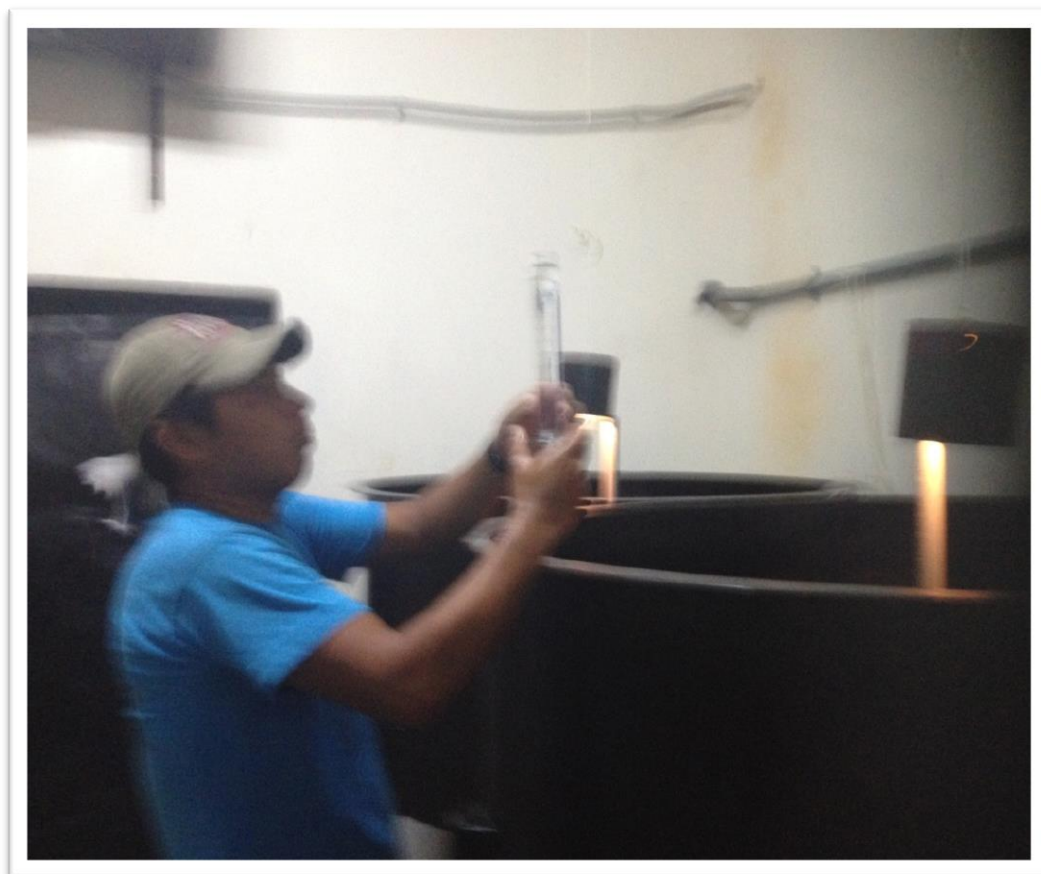
Fuente autor.

9.7 DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE ECLOSIÓN

A las 9h00 de la mañana se realiza un chequeo de los huevos en el microscopio para determinar el porcentaje de eclosión de cada uno de los tanques de la sala. En esta etapa se registra la cantidad de huevos no fértiles, los huevos que están a punto de eclosionar, y los nauplios

eclosionados de las muestras, para así tener un estimado de la cantidad de nauplios que serán cosechados para su traslado al área de almacenamiento.

Figura No. 38 Determinación del porcentaje de eclosión.



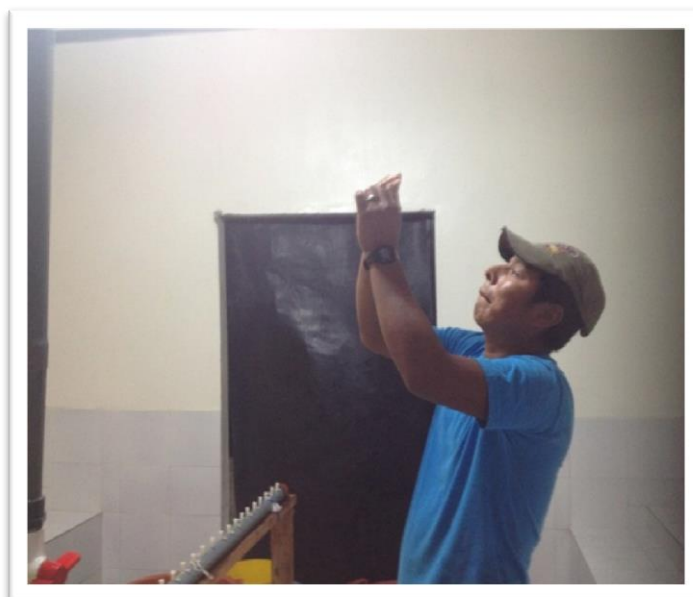
Fuente autor.

9.8 CONTEO DE HUEVOS Y MUESTRA PARA DETERMINAR PORCENTAJE DE FERTILIDAD

Se coloca en una pipeta de un ml una muestra que contiene los huevos se cuenta y se saca la relación con respecto al volumen de agua donde están los huevos.

Para determinar el porcentaje de fertilidad se toma una muestra al microscopio se cuenta cuantos huevos están sin fertilidad y fertilizados y se tiene una relación de la cantidad de huevos que van a eclosionar.

Figura No. 39 Conteo de huevos y porcentaje de fertilidad.



Fuente autor.

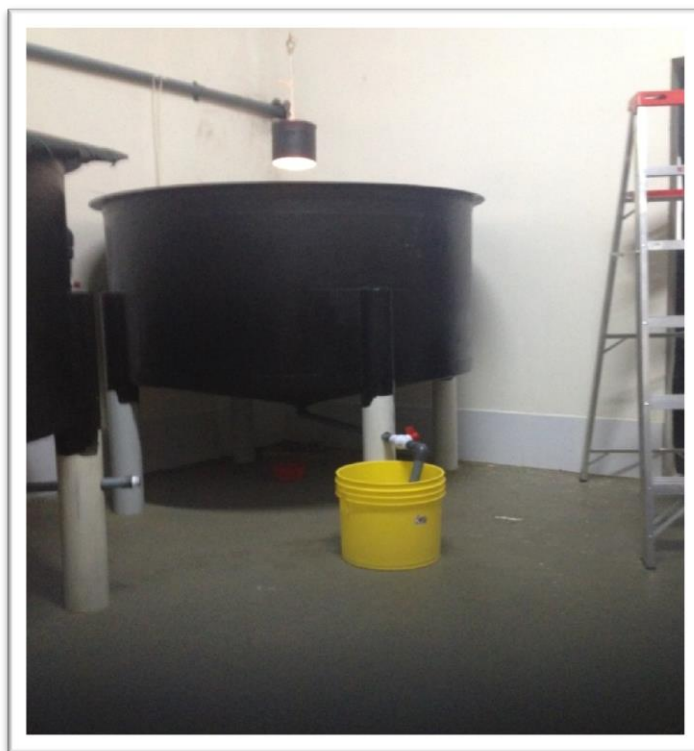
9.9 COSECHA DE NAUPLIOS II

La cosecha de nauplios empieza a las 13:30. Los nauplios eclosionados nadan en la superficie debido a su fototropismo positivo de ahí la necesidad de mantener siempre la sala de eclosión en total oscuridad y cada tanque posee una tapa con un orificio en el centro que es el que permita la entrada de luz de los focos. La luz debe concentrarse en un solo punto.

En la cosecha de nauplios II, se produce un remolino con la ayuda de un disco, de esta manera los nauplios en buen estado se aglomeran en el centro, facilitando su recolección.

Con baldes se retiran los nauplios del centro, cada balde de agua con nauplios es diluido en otros baldes hasta homogenizar la concentración de nauplios en cada uno de los mismos. El volumen de agua en cada uno de los baldes no debe sobrepasar los 15 litros de agua.

Figura No. 40 Cosecha de Nauplios.



Fuente autor.

9.10 CONTEO DE NAUPLIOS II Y TRANSPORTE A LOS TANQUES DE MANTENIMIENTO LAVADO Y ACLIMATACION

Una vez repartidos los nauplios en los baldes, se realiza el conteo, con los siguientes pasos:

Se homogeniza la muestra de agua en el balde, inmediatamente dos personas toman 1ml de agua con una pipeta y cuentan los nauplios retenidos.

Se registran ambos conteos siempre y cuando no exista una diferencia superior a cinco nauplios entre los dos, se suman y se promedia la cantidad, en caso de existir lo mencionado se realiza un segundo conteo y se eliminan los valores extremos de la muestra.

El resultado se multiplica por los 15 litros de volumen de agua, y así tenemos un estimado de la cantidad total de nauplios que hay en el balde.

Posteriormente se vierten los baldes que contienen los nauplios en las tinas de enjuague para su lavado y desinfección esto ocurre a las 14:00 horas.

Una vez que los nauplios son colocados en las tinas de enjuague que tienen una salinidad de 30ppt, 31,5°C y 20 ppm de EDTA con un volumen promedio de 500 litros, se procede a su desinfección con 80 ppm de yodo durante 10 minutos con recambio constante para su

enjuague, como medida preventiva para evitar la posible infección de patógenos tales como hongos y bacterias.

De esta manera se garantiza un producto de calidad a los clientes.

Figura No. 41 Mantenimientos de nauplios.



Fuente autor.

9.11 SIEMBRA DE NAUPLIOS II

La siembra de nauplios II se la realiza aproximadamente a las 15:00 horas es muy similar a la cosecha de huevos, una vez que han sido lavados y desinfectados, se realiza la aclimatación de los mismos, debido a que los tanques de almacenamiento se encuentran a la salinidad solicitada por el cliente y 33°C, para su recolección y traslado a la sala de despacho, se recogen los nauplios de las tinas en baldes tapados para su transporte y colocación en tanques circulares negros, esta cámara al igual que la de eclosión debe mantenerse en total oscuridad con sus respectivas tapas y un agujero en el centro para permitir el paso de la luz y de esta manera aprovechar el fototropismo positivo de los nauplios al momento de su recolección para el despacho.

Figura No. 42 Siembra nauplios II.



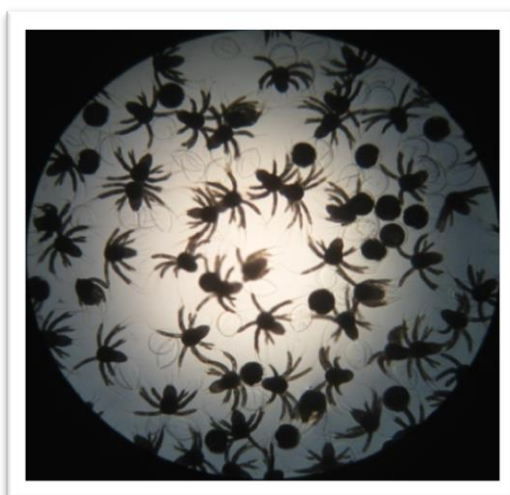
Fuente autor.

9.12 CONTEO Y DESPACHO DE NAUPLIO V

La repartición de los nauplios V empieza alrededor de las 5:00 horas. En la cosecha de nauplios V, se produce un remolino con la ayuda de un disco, de esta manera los nauplios en buen estado se aglomeran en el centro, facilitando su recolección.

Es importante tener en cuenta que para el despacho, como se conoce la cifra total de nauplios II cosechados, esta es dividida para 450.000 nauplios/balde y es así como se sabe en cuantos baldes de 15litros agua deben de ser repartidos los nauplios V.

Figura No. 43 nauplios.



Fuente Milton Tomala.

Ejemplo: Total de baldes a utilizar en la repartición de nauplios V:

$$26'000.000 / 450.000 = 58$$

La distribución de los nauplios V en los baldes con 15 litros de agua tiene el siguiente procedimiento:

Se realiza un remolino con un disco para concentrarlos en el centro.

Con baldes se captura los animales que se encuentran en el medio del tanque.

Se homogeniza la población en cada balde y con la ayuda de jarras de 1litro se va distribuyendo en la cantidad total de baldes por despachar.

Los baldes de despacho están con líneas de aire de baja presión, para evitar que el nauplios se pegue a la pared del balde.

Se realiza una segunda recolección.

Se llena con agua hasta alcanzar los 15litros.

De esta manera quedan listos los nauplios para su posterior despacho que generalmente se lo realiza a una hora programada por el comprador, una vez que llega se realiza el mismo procedimiento que se sigue para el conteo de Nauplios II de la siguiente manera:

Se homogeniza la muestra de agua en el balde, inmediatamente dos personas (un representante por empresa) toman 1ml de agua con una pipeta y cuentan los nauplios retenidos.

Se registran ambos conteos siempre y cuando no exista una diferencia superior a cinco nauplios entre los dos, se suman y se promedia la cantidad, en caso de existir lo mencionado se realiza un segundo conteo y se eliminan los valores extremos de la muestra.

El resultado se multiplica por los 15litros de volumen de agua, y así tenemos un estimado de la cantidad total de nauplios que hay en el balde. Generalmente no realizan el conteo de la totalidad de los baldes, más bien es un asunto aleatorio, este promedio es multiplicado por la cantidad total de baldes existentes y de esta forma se conoce la población bruta despachada que se lleva el cliente.

Los nauplios son embalados en doble funda de polietileno y la primera es saturada con oxígeno durante 2-3seg, son selladas y colocadas en cartón.

Finalmente se llena la correspondiente “Guía de Remisión”, documentos indispensables para que nuestros clientes mantengan una buena trazabilidad de los nauplios que van a ser sembrados en sus respectivos laboratorios.

Figura No.44 Guía de Remisión.

NIETO ORMEÑO EDWIN FRANKLIN
MADURACIÓN LOBO MARINO
R.U.C. # 0912905783001
EXPLORACIÓN DE CHIADEROS DE LARVAS DE CAMARONES
Matriz: Vía a Mar Bravo, Km. Tres y medio, Av. Principal S/N
Sucursal: Sector Mar Bravo S/N
Teléfonos: 2782305 - 2784597 Cel.: 0994495189 - 0999641292
Salinas - Ecuador

CONTRIBUYENTE ESPECIAL SEGUN RESOLUCIÓN N° 10-00048 DEL 19/02/2010
Autorización SRI # 1114649690
GUÍA DE REMISIÓN Serie 002-001- **000002271**

Fecha de Inicio del Traslado: 07-SEP-2014 Comprobante de Venta: _____
Fecha de Terminación del Traslado: 07-SEP-2014 Fecha de Emisión: 07-SEP-2014

MOTIVO DEL TRASLADO

Venta Traslado entre establecimientos Devolución
 Compra de una misma empresa Importación
 Transformación Traslado por Emisor Itinerante Exportación
 Consignación de comprobantes de Venta Otros

Fecha de Emisión: 07-SEP-2014 Punto de Partida: Mar Bravo
DESTINATARIO TALATE (Roberto Palm) Roberto Palm
Nombre o Razón Social: TALATE Roberto Palm
R.U.C./C.I.: _____ Puntó de Llegada: _____

IDENTIFICACIÓN DE LA PERSONA ENCARGADA DEL TRANSPORTE

Nombre o Razón Social: MONTELU TORRES
R.U.C./C.I.: 092666031-7 Transportista: _____ Placa N°: 654-5020

BIENES TRANSPORTADOS		
CANTIDAD	UNIDAD	DESCRIPCIÓN
7.000.000	28	NAUPLIOS DE CAMARON
TACUAS	CAJAS	9.600.000 Cnt 25% P.V.

SALINIDAD: 33 PT OBLIGADO A LLEVAR CONTABILIDAD
TEMPERATURA: 31°C
HORA DE SALIDA: 09:00 AM

RECIBI CONFORME DESPACHADO POR

MINISTERIO DEL INTERIOR - PALACIO WITTENBERG - QUITO - R.U.C. # 09074186001 AUTORIZACIÓN # 1424
REGISTRADO EN EL REGISTRO NACIONAL DE EMPRESAS - R.U.C. # 09074186001
ORIGINAL ADQUIRIDOR
COPIA PARA EL EMISOR (HASTA 07/04/2015)

Fuente Edwin Nieto.

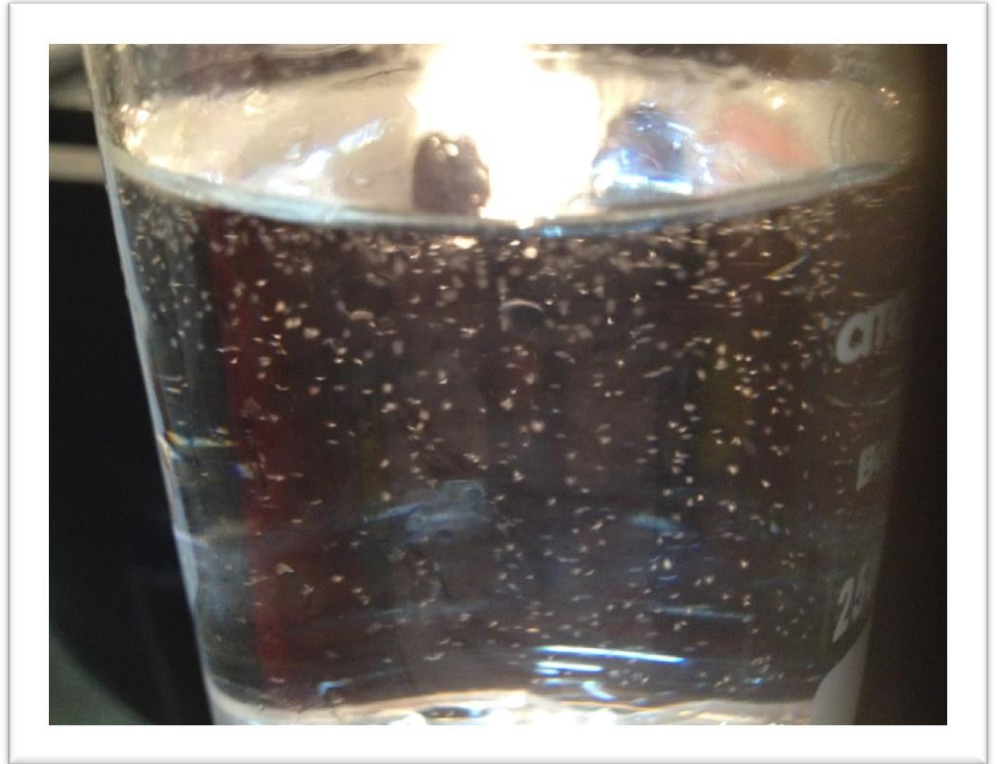
Es recomendable dejar un porcentaje de nauplios en los tanques para sembrarlos como testigos, estos nauplios son cultivados hasta llegar a estadios avanzados de crecimiento, durante este período se observan continuamente al microscopio y se registra el porcentaje de deformidad que presentan, si asimilan bien el alimento proporcionado, y se contabilizan las zoea vacías y los nauplios con atraso en la muda que puedan existir. El testigo nos permite asegurar la calidad de nauplios que se venden, se considera que si los nauplios presentan alguna anomalía o problema en los laboratorios de larvicultura, el testigo también se verá afectado.

Figura No. 45 Balde donde contienen a los nauplios para el despacho.



Fuente autor.

Figura No. 46 nauplios IV.



Fuente autor.

CAPITULO X

10 CONTROLES E INSUMO

10.1 INSUMO UTILIZADOS EN MADURACION

INSUMOS
Agua de pozo
agua dulce
agua potable
Quelatos
Bacterias
cloro vitamina C
ácido nítrico
termómetro
salino metro
Ph
Calamar
Biomasa de artemia
Mejillones
Balaceado elaborado por el laboratorio

Fuente autor.

10.2 TRAZABILIDAD

Dentro del programa del levantamiento de reproductores que se lo realiza llevando un minucioso registro denominado “Hoja de Control de Reproductores”, el mismo que lleva información relevante a la procedencia de la larva y su respectivo lote, tipo de siembra, cantidad sembrada, supervivencia, datos de producción fase 1, datos de producción fase 2 y datos de producción fase 3, fecha de transporte, cantidad de reproductores, datos de transporte.

10.3 CONTROLES DE GARANTIAS DE NAUPLIOS HASTA MYSIS.

Se visita durante 3 días al laboratorio que compro los nauplios para revisar si están en óptimas condiciones, al cabo del estadio de Mysis I se pasa la garantía de los animales.

Figura No. 47 Control diario de garantía.

CONTROL DIARIO DE GARANTIA Nº 00005				
LOBO MARINO				
DIAS	HORA	MES	AÑO	HORA
LABORATORIO				
TANQUE	ESTADIO	CANTIDAD SEMBRADA	OBSERVACIONES MICROSCOPICAS	POBLACION ACTUAL
	22			
	23			
	24			
	25			
	26			
COMPRADA 25. 20000 POBLACION ACTUAL				

Fuente Edwin Nieto.

10.4 HOJA DE CONTROL

A fin de llevar un buen control acerca de lo que sucede dentro de las instalaciones de la maduración se ha implementado las “Hojas de Control Diurno y Nocturno”, las mismas que son llenadas por el supervisor de grupo en cada turno de trabajo y que poseen la siguiente información:

Hoja de Control Diurno.

Cosecha y Despacho de nauplios V

Cosecha de nauplios II.

Control de temperatura.

Movimiento de animales.

Consumo de alimento.

Mortalidad de reproductores.

Observaciones.

Hoja de Control Nocturno.

- ☞ Pesca de Hembras Grávidas.
- ☞ Tanques de desove (devolución de hembras).
- ☞ Cosecha de huevos.
- ☞ Control de temperatura.
- ☞ Hembras copuladas
- ☞ Mortalidad de reproductores.
- ☞ Observaciones.

Figura No. 48 Hoja de controles diurna y nocturna.

MADURACION LOBO MARINO # 2 - CONTROL DIARIO DE ACTIVIDADES											
FECHA: 15 - OCTUBRE - 2014					PERSONA RESPONSABLE NOCHE:						
PERSONA RESPONSABLE DIA: MILLEN - DAVID - JACARO					RESPONSABLE NOCHE:						
INTEGRANTES GRUPO DIA: ROQUE - DAMIAN - SEBASTIAN					INTEG. NOCHE:						
PESCA	MORTALIDAD	POBLACION									
TQS	HEMB.	MACH.	HEM.	MACH.	DETALLE DE LA PESCA		CANTIDAD	NAUPLIOS ALMACENADOS			
1					TANQUES PESCADOS			CANASTA # 1			
2					HEMBRAS COPULADAS			CANASTA # 2			
3					HEMBRAS MAL COPULADAS			CANASTA # 3			
4					HEMBRAS NO DESOVADAS			CANASTA # 4			
5					HEMBRAS ABORTIVAS			CANASTA # 5			
6								CANASTA # 6			
7								TOTAL			
COSECHA DE HUEVOS					CANTIDAD		COSECHA Y ENTREGA NAUPLIO 4-5				
8	Nº DE HUEVOS LOTE # 1						FECHA:				
9	Nº DE HUEVOS LOTE # 2						CANT. REAL				
10	TOTAL DE HUEVOS						FACTURADO				
11	HUEVOS POR HEMBRA						BALDES				
12							CLIENTE:				
13	COSECHA DE NAUPLIO 2				CANTIDAD		COSECHA Y ENTREGA NAUPLIO 4-5				
14	ACTIVIDAD						FECHA:				
15	N2 COSECHADOS						CANT. REAL				
16	PORCENTAJE DE ECLOSION						FACTURADO				
17	N2 RECHAZADO						BALDES				
18	HUEVOS RECHAZADOS						CLIENTE:				
19	NAUPLIOS POR HEMBRA										
20											
21											
* MOVIMIENTO DE ANIMALES DE UN TANQUE A OTRO											
22	MOTIVO DE TRASLADO		DEL TANQUE	AL TANQUE	HEMB.	MACH.	DESCART				
23											
24											
25											
26											
27											
28											
29											
30											
31											
32											
33											
34											
35											
36											
37											
CONTROL DE TEMPERATURA											
38					8:00	11:00	16:00	20:00	0:00	4:00	
39					28.52	29.2	29.2				
40											
41					30.2%	30%					
42											
43											
44											
CONSUMO DE ALIMENTO											
45					CALAMAR	LIBRAS		OBSERVACIONES			
46					ARTEMIA	LIBRAS					
47					MEJILLON	LIBRAS					
48					ALMEJAS	LIBRAS					
49					HIGADO	LIBRAS					
50					INDICACIONES						
51											
52											
Total											

Fuente Edwin Nieto.

Control Diario de Producción.

Con el propósito de contar con estadísticas a través del tiempo el jefe de producción es el encargado de llenar lo que denominamos “Control diario de Producción”, que es un formato que se lo llena en la computadora y es impreso diariamente.

Control de producción

DIARIAMENTE :	Iluminación
	Calidad de agua (renovación, filtración)
	Salinidad
	Temperatura
	Aireación
	Asimilación del alimento fresco
	Observación del comportamiento de los animales
ES NECESARIO :	Sifonier el fondo del tanque con una manguera, dos veces al día. Limpiar el reservorio de agua por lo menos una vez al mes.
CUANDO:	Se realiza un vaciado de los tanques de producción, inmediatamente son lavados con vitamina C, así como también las líneas de aire y difusores.

Fuente Milton Tomala.

CONCLUSIONES

En el año 2000 el mercado de venta de los nauplios de maduración era del 5% y el 95% restante se sembraba con nauplios de reproductores silvestres, a través de los años y llegando al 2014 la venta de nauplios de maduración fue del 100% a los laboratorios de larva, esto se debe en gran parte a que los reproductores silvestre traían consigo una serie de enfermedades virales y bacterianas por lo que se orientó hacia la domesticación obteniendo reproductores resistente a los virus y bacterias que han afectado la Acuicultura en los últimos años.

Los reproductores silvestres tenían un peso de 45 gramos con un porcentaje de copula del 5 % relativamente bajo esto sucedió en los primeros años, en el 2008 los reproductores son transportados de camaronera en un 100% con un peso de 27 gramos, su porcentaje de copula del 10% diarios, en la actualidad se sigue transportando reproductores de camaronera pero con un peso de 32 gramos y un porcentaje de copula del 14 al 16%.

El transporte de los reproductores se los realiza sueltos en tanque de una tonelada de agua pero con los problemas de altas mortalidades se restructuro el protocolo y se

utilizó mallas o tubos de plásticos para que no se estropeen y la sobrevivencia fue del 85 al 95%.

La densidad de reproductores en las tinas de transporte fue modificándose desde 500 animales sueltos en una tonelada de agua a 350 animales entubados o con mallas en una tonelada de agua.

La aclimatación de los reproductores en los primeros años duraba 30 días hasta entrar en producción en la actualidad se demora 15 días en entrar en producción.

La dieta de calamar, mejillones, krill, biomasa de artemia, poliquetos y balanceado comercial en los primeros años de la maduración ha ido cambiando hasta utilizar solo calamar, biomasa de artemia, mejillones y balanceado elaborado en el laboratorio.

El desove, eclosión y siembra de nauplios anteriormente se lo realizaba individualmente ahora se los realiza masivamente.

Los porcentajes de respaldo que se dan al conteo de los nauplios han variado del 5%, a la actualidad del 20% con garantías al principio a zoea 1 hasta hoy en día de mysis

RECOMENDACIONES

Seguir con la domesticación de los reproductores realizando trabajos de selección masal y utilizar iniciadores a nivel de ADN para ir escogiendo los reproductores altamente productivos y con un alto crecimiento semanal a pesar de las altas densidades de cultivo y su fluctuación de salinidad

Mantener un buen banco de reproductores, resistente a diferentes virus y bacterias para un mejor desempeño en el cultivo, transportados en tubos plásticos para evitar las altas mortalidades.

Las densidades de siembras de los reproductores en los tanques de producción deben ser constantes con un recambio de agua del 300 por ciento adicionando bacterias al cultivo para mejorar su ecosistema.

La alimentación de los reproductores se debería mejorar utilizando calamar, mejillones ostras, biomasa de artemia nacional, krill, poliqueto y balanceado elaborado por el laboratorio esto ayudaría a obtener un mejor producto es decir un nauplios de mejor calidad y más resistente a enfermedades.

La renovación de los reproductores se debe realizar cada 2 a 3 meses como máximo en producción.

El desove, eclosión, selección y mantenimiento de los nauplios se debe realizar individualmente, bajo estrictos controles de densidad y temperaturas para el buen desarrollo en la obtención de nauplios de excelente calidad.

El programa de garantías se debería mantener para así conservar la calidad de los nauplios.

BIBLIOGRAFIA

1. AGUADO-GARCÍA, N. Epibiontes parásitos de camarones .Enfermedades y parásitos de camarones peneidos de interés comercial en la región oriental de Venezuela. Fac. Cien. Vet. UCV, Maracay, Venezuela. Pp 1-250 1990
2. AGUIRRE-GUZMÁN, G.; VÁZQUEZ-JUÁREZ, R.; ASCENCIO, F. Differences in the susceptibility of American white shrimp larval substages (*Litopenaeus vannamei*) to four *Vibrio* species. *J. Invert. Pathol.* 78: 215-219. 2001.
3. Barrera-Huerta, R. R. 1976. Estudio sobre los tamaños de captura comercial de camarón blanco (*Penaeus vannamei*) en las lagunas Oriental y Occidental y Marismas de Oaxaca, México. Mem. Simp. Biol. y Din. Pobl. de Camarones, Guaymas, Sonora, México 114 – 128.
4. BELL, T.A.; LIGHTNER, D.V. Fixation and normal penaeid histology. A handbook of normal penaeid shrimp histology. World Aquaculture. Society. Baton Rouge, USA. Pp 1-114. 1988.
5. Boddeke, R. (1993). Survival strategies of penaeid shrimps and their significance for shrimp culture. *Proc. International Biennial Conf. Warm Water Aquaculture - Crustacea*, Laie, Hawaii, 1: 514-523.
6. BONAMI, J.R.; BRUCE, L.D.; POULOS, B.T.; MARI, J. LIGHTNER, D.V. Partial characterization and cloning of the genome of PvSNPV (=BP-type virus) pathogenic for *Penaeus vannamei*. *Dis Aquat Org* 23:59-66 1995
7. Boyd, C. E. 1989. *Water quality management and aeration in shrimp farming*. In: Fisheries and Allied Aquacultures Departmental Series, Vol. 2. Alabama Agricultural Experimental Station, Auburn University, Auburn, AL, USA. 83p.

8. Bray, W. A., A. L. Lawrence & J.R. Leung-Trujillo. 1994. The effect of salinity on growth and survival of *Penaeus vannamei*, with observations on the interaction of IHHN virus, and salinity. *Aquaculture* 122: 133–146.
9. BRIGGS, M.; FUNGE-SMITH, S.; SUBASINGHE, R.P PHILLIPS, M. Historia de introducciones de camarones peneidos. Introducciones y movimiento de dos especies de camarones peneidos en Asia y el Pacífico. FAO. Doc Téc. Pesca. No. 476. Roma. Pp 1-86. 2005
10. BRÍÑEZ, B.; ARANGUREN, L.F.; SALAZAR, M. Fecal samples as DNA source for the diagnosis of necrotizing hepatopancreatitis (NHP) in *Penaeus vannamei* broodstock *Dis. Aquat. Org.* 55:69–73. 2003
11. BROCK, J.A. Special topic review: Taura syndrome, a disease important to shrimp farms in the Americas *World J. Microbiol. Biotechnol.* 3: 415-418. 2008
12. BROCK, J.A.; GOSE, R.; LIGHTNER, D.V.; HASSON, K.W. An overview on Taura syndrome, an important disease of farmed *Penaeus vannamei*. In: *Swimming through troubled water. Proceedings of the Special Session on Shrimp Farming.* Browdy, C.L.; Hopkins, J.S. (Eds). World Aquaculture Society. Baton Rouge, Louisiana, USA. Pp 84–94. 1995
13. BROCK, J.A.; LIGHTNER, D. V. Diseases of Crustacea Diseases caused by microorganisms. In: *Diseases of Marine Animals. Volume III: Introduction, Cephalopoda Annelida, Crustacea, Chaetognatha, Echinodermata, Urochordata.* Kinne, O (Ed.) Biologische Anstalt Helgoland Pp 305-309. 1990
14. BROCK, J.A.; NAKAGAWA, L.K.; HAYASHI, T.; TERUYA, S.; VAN CAMPEN, H. Hepatopancreatic rickettsial infection of the penaeid shrimp, *Penaeus marginatus* (Randall) from Hawaii. *J. Fish Dis.* 9: 353-355. 1986

15. Castille, F. L. & A. L. Lawrence. 1981. The effect of salinity on the osmotic and chloride concentration in the haemolymph of euryhaline shrimp of the genus *Penaeus*. *Comparative Biochemistry and Physiology* 68A: 75–85.
16. Castille, F.L., Samocha T.M, Lawrence A.L., He H., Frelier P., and Jaenke J. (1993). Variability in growth and survival of early postlarval shrimp (*Penaeus vannamei*, Boone, 1931), *Aquaculture* , 113: 65-81
17. Cawthorne, D. F., T. Beard, J. Davenport, & J.F. Wickins. 1983. Responses of juvenile *Penaeus monodon* (Fabricius) to natural and artificial seawaters of low salinity. *Aquaculture* 32: 165–174.
18. CHAVEZ-SANCHEZ, M.C., MONTOYA, L. Peligros de introducción de patógenos en camarón importado. Fundac. Produce. Pp 7-34. 2009
19. Chen, H-Y., Zein-Eldin Z.P. and Aldrich D.V. (1985). Combined effects of shrimp size and dietary protein source on growth of *Penaeus setiferus* and *P. vannamei*. *Jour. World Maricult Soc.*, 16: 288-296
20. Chen, J. C., M. N. Lin, Y. Y. Ting, & J.N. Lin. 1995. Survival, haemolymph osmolality and tissue water of *Penaeus chinensis* juveniles acclimated to different salinity and temperatures levels. *Comparative Biochemistry and Physiology* 3: 253–258.
21. Cheng, K., C. Hu., Y. Liu., S. Zheng, & X. Qi. 2006. Effect of dietary calcium, phosphorus and calcium/phosphorus ratio on the growth and tissue mineralization of *Litopenaeus vannamei* reared in low-salinity water. *Aquaculture* 251: 472–483.
22. Clark, J. V. 1992. Physiological responses of adult *Penaeus semisulcatus* (De Haan) to change in salinity. *Comparative Biochemistry and Physiology* 101A: 117–119.

23. Colvin, L.B. y Brand C.W. (1977). The protein requirement of penaeid shrimp at various life stages with compounded diets in a controlled environment system. *Proc. World Maricult Soc.* , 8: 821-840
24. Díaz, F., A. D. Re., E. Sierra, & E. Díaz-Iglesias. 2004. Effects of temperature and salinity fluctuation on the oxygen consumption, ammonium excretion and osmoregulation of the blue shrimp *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson). *Journal of Shellfish Research* 23: 903–910.
25. Díaz, F., C. Farfán., E. Sierra, & A. D. Re. 2001. Effects of temperature and salinity fluctuation on the ammonium excretion and osmoregulation of juveniles of *Penaeus vannamei*, Boone. *Marine Freshwater Behavior and Physiology* 34: 93–104.
26. Díaz-Iglesia, E., Brito R, y Baez-Hidalgo M. (1991). Cría de postlarvas de langosta *Panulirus argus* en condiciones de laboratorio. *Rev Inv. Mar.*, 2: 323-331
27. FRELIER, P.F.; SIS, R.F.; BELL, T.A.; LEWIS, D.H. Microscope and ultrastructural studies of necrotizing hepatopancreatitis in Pacific white shrimp (*Penaeus vannamei*) cultured in Texas. *Vet. Pathol.* 29:269-277. 1992
28. García, S. & L. Le Reste. 1986. Ciclos vitales, dinámica, explotación y ordenación de las poblaciones de camarones peneidos costeros. *FAO Doc. Téc. Pesca*, (203); 180 p.
29. GÓMEZ-GIL, B. Técnicas de bacteriología y tablas de rangos. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo. Manual de curso de bacteriología 3-8 Pp 2005
30. GÓMEZ-GIL, B.; TRON-MAYEN, L.; ROQUE, A.; TURNBULL, J.F.; INGLIS, V.; GUERRA-FLORES, A.L. Species of *Vibrio* isolated from hepatopancreas, haemolymph and digestive tract of a population of healthy juveniles *Litopenaeus vannamei* *Aquac* 163: 1-9, 1998.

31. Hunter, J. and Feller R.F. (1987). Immunological dietary analysis of two penaeid shrimp species from South Carolina tidal creek. *Jour. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 107: 61-70
32. Jiang, D. H., A. L. Lawrence, W. H. Neill, & H. Gong. 2000. Effects of temperature and salinity on nitrogenous excretion by *Litopenaeus vannamei* juveniles. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 253: 193–209.
33. Jiménez–Yan, L., A. Brito, G. Cuzon, G. Gaxiola, T. García, G. Taboada, L. A. Soto, & R. Brito. 2006. Energy balance of *Litopenaeus vannamei* postlarvae fed on animal or vegetable protein based compound feeds. *Aquaculture* 260: 337–345
34. LIGHTNER, D. V. Diagnostic procedures for diseases in shrimp. A Handbook of Shrimp Pathology and Diagnostic Procedures for Diseases of Cultured Penaeid Shrimp. World Aquaculture. Society. Baton Rouge. Pp 1-220 1996a
35. LIGHTNER, D.V. Epizootiology, distribution and impacton international trade of two penaeid shrimp viruses in the Americas. Rev. Sci. Tech. Office Int. Epiz. 15:579-601. 1996b
36. LIGHTNER, D.V. The penaeid shrimp viral pandemics due to IHHNV, WSSV, TSV and YHV: history in the Americas and current status. In: Proceedings of the 32nd Joint UJNR Aquacult. Panel Symposium, Davis USA. Pp 17-20. 2003
37. LIGHTNER, D.V. Virus diseases of farmed shrimp in the western Hemisphere (the Americas): A review. *J. Inverteb. Pathol.* 106:110-130. 2011
38. LIGHTNER, D.V.: PANTOJA, C.R.: POULOS, B.T.: TANG, K.F.J.: REDMAN, R.M.; PASOS DE A. T.:BONAMI, J.R. Infectious myonecrosis:

- new disease in Pacific white shrimp. *Magz. Global Aquac. Adv.* Pp 7-85. 2004.
39. LIGHTNER, D.V.; REDMAN, R.M. Penaeid virus diseases of the shrimp culture industry of the Americas. In: A.W. Fast and L.J. Lester (Eds). *Culture of Marine Shrimp: Principles and Practices*. Elsevier, Ámsterdam. Pp 569-588. 1992.
 40. Marín, L. S. E., M. Trejo M., M. Lozano R. & J. M. Audelo N. 1990. Estudio sobre el crecimiento del camarón blanco (*Penaeus vannamei*, Boone) y sus relaciones con factores ambientales, en la granja "Clementina", Mazatlán, Sin. Resúmenes del VIII Congreso Nal. de Oceanografía. Esc. de Cienc. del Mar. Univ. Autón. de Sinaloa. México.
 41. Obaldo, L. G., S. Divakaran. & A.G. Tacon. 2002. Methods for determining the physical stability of shrimp feeds in water. *Aquaculture Research*: 369–377.
 42. Pascual, C., E. Zenteno, G. Cuzon, A. Sánchez, G. Gaxiola, G. Taboada, J. Suárez, T. Maldonado, & C. Rosas. 2004. *Litopenaeus vannamei* juveniles energetic balance and immunological response to dietary protein. *Aquaculture* 236: 431–450.
 43. ROBERTSON, P.A.; CALDERON, W.J.; CARRERA, L.; STARK, J.R.; ZHERDMANT, M.; Austin, B. Experimental *Vibrio harveyi* infections in *Penaeus vannamei* larvae **Dis. Aquat. Org.** 32: 151-155. 1998
 44. Rosas, C., A. Sánchez., M. E. Chimal & R. Brito. 2003. *Manual de Métodos para la Evaluación del Balance Energético en Crustáceos*
 45. Rosas, C., G. Cuzon, G. Gaxiola, L. Arena, P. Lemaire, C. Soyey, & A. Van Wormhoudt. 2000. Influence of dietary carbohydrate on the metabolism of juvenile *Litopenaeus stylirostris*. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 249: 181–198

46. Rosas, C., G. Cuzon, G. Gaxiola, Y. L. Priol, C. Pascual, J. Rossignol, F. Contreras, A. Sánchez & A. V. Wormhoudt. 2001. Metabolism and growth of juveniles of *Litopenaeus vannamei*: effect of salinity and dietary carbohydrate levels. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 259
47. ROY, L. A.; DAVIS, D. A.; SAUND, I.P.; HENRY, R. P. Supplementation of potassium, magnesium and sodium chloride in practical diets for the Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, reared in low salinity waters. **Aquac, Nutr.** 13:104–113. 2007
48. °Sick, L.V. and J.W. Andrews. (1973). The effect of selected dietary lipids, carbohydrates and proteins on the growth survival and body composition of *Penaeus duorarum*. *Proc. World. Maricult. Soc.*, 4: 263-276