

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

**MANEJO REPRODUCTIVO CON USO DE PROBIÓTICOS EN CAMARÓN
BLANCO (*Litopenaeus vannamei*).**

POR:

JOSUÉ GABRIEL PÉREZ OYUELA

TRABAJO PROFESIONAL SUPERVISADO



CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS, C.A

JUNIO, 2016

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

MANEJO REPRODUCTIVO CON USO DE PROBIÓTICOS EN CAMARÓN BLANCO
(*Litopenaeus vannamei*).

POR:

JOSUÉ GABRIEL PÉREZ OYUELA

ARLIN LOBO MEDINA, M.Sc.

Asesor Principal

TPS

PRESENTADO A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA COMO
REQUISITO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE

INGENIERO AGRÓNOMO

CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS, C.A

JUNIO, 2016



UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE PRACTICA PROFESIONAL SUPERVISADA

Reunidos en el Departamento Académico de Producción Animal de la Universidad Nacional de Agricultura el: **M.Sc. ARLIN DANERI LOBO MEDINA**, miembro del Jurado Examinador de Trabajos de P.P.S.

El estudiante **JOSUÉ GABRIEL PERÉZ OYUELA** del IV Año de la carrera de Ingeniería Agronómica, presentó su informe.

“MANEJO REPRODUCTIVO CON USO DE PROBIÓTICO EN CAMARÓN BLANCO (*Litopenaeus vannamei*)”

El cual a criterio del examinador, aprobó este requisito para optar al título de Ingeniero Agrónomo.

Dado en la ciudad de Catacamas, Olancho, a los veintidós días del mes de junio del año dos mil dieciséis.

M. Sc. ARLIN DANERI LOBO MEDINA

Consejero Principal

DEDICATORIA

A DIOS, todo poderoso por darme las fuerzas y sabiduría necesaria para alcanzar una de mis metas ya que con DIOS todo es posible.

A MIS PADRES JUAN JOSÉ PÉREZ y CARMEN REYNELDA OYUELA MARTINEZ, por brindarme siempre su apoyo incondicional tanto económico, moral y espiritual e impulsarme a triunfar, manteniendo los valores y principios que me han inculcado.

A MIS HERMAN@S KEYLA, LOIDA, JOSÉ, SAMUEL, URIEL Y CLARISA, por estar presente en cada uno de mis pensamientos e inspirarme a seguir y servirles de ejemplo y así contribuir al logro de esta meta.

A MIS ABUEL@S FILOMENA MARTINEZ, JACINTA MARADIAGA Y FRANCISCO MARTINEZ por su apoyo incondicional para alcanzar este sueño.

A MIS COMPAÑEROS DE LA CLASE “JETZODIAM” por ser ellos testigos en los momentos buenos y malos al cursar estos cuatro años, ya que de una u otra forma contribuyeron a ser parte de esta carrera el cual se llegó a la meta con éxito.

AGRADECIMIENTO

A MI PADRE CELESTIAL por ser mi amigo fiel que nunca me desamparó y siempre me dio la sabiduría para aplicarla en cada acto, desde que inicié hasta que culminé.

A MIS PADRES por estar en sus mentes y ser parte de sus oraciones que fueron de mucha importancia.

A TODA MI FAMILIA por su apoyo incondicional especialmente a mis tí@s **OLGA MARTINEZ, FERNANDO MARADIAGA** y prim@s **LESTER GUTIERREZ JOSE MANUEL OSORIO Y SINDY MEDINA** ya que en ciertos momentos contribuyeron en mi formación.

A MIS COMPAÑEROS DE CUARTO por ser mis segundos hermanos **BRAYAN, JAVIER, ANYELO, DENIS, KEVIN CESAR Y SELVIN** al compartir momentos buenos y malos durante estos cuatro años.

A MIS AMIGOS HUMBERTO PEREZ, NAHUN PEREZ, RICCI PAZ Y JOSHUA PERDOMO por ser las personas con quien conviví cada momento.

A MI ALMA MATER “UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA” por ser el pilar de mi formación como profesional de las ciencias agrícolas.

AL GRUPO SEAJJOY por darme la oportunidad de realizar mi trabajo profesional en sus fincas.

A MI ASESOR M.Sc ARLIN LOBO MEDINA por su valiosa colaboración y brindarme sus conocimientos para la realización de este trabajo.

CONTENIDO

	pág.
DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTO	iii
LISTA DE FIGURAS	vi
LISTA DE ANEXOS	vii
RESUMEN	viii
 I. INTRODUCCIÓN	 1
 II. OBJETIVOS	 2
2.1. General.	2
2.2. Específicos.	2
 III. REVISIÓN DE LITERATURA	 3
3.1. Situación actual de la industria de camarón en Honduras.	3
3.2. Morfología del camarón blanco (<i>Litopenaeus vannamei</i>).	3
3.3. Rango de hábitat y reproducción.	5
3.4. Edad y crecimiento.	5
3.5. Ciclo de vida.	6
3.6. Selección de reproductores en camarón blanco (<i>Litopenaeus vannamei</i>).	7
3.7. Alimentación en reproductores.	7
3.8. Utilización de probióticos en camarón.	8
3.8.1 Características que debería tener un probiótico.	9

3.8.2. Modos de acción de probióticos.	9
3.8.3. Forma de aplicación de probióticos en camarón.	9
IV. METODOLOGÍA	10
4.1. Descripción del sitio de la práctica.	10
4.2. Materiales.....	10
4.3. Método.	10
4.3.1. Manejo reproductivo.....	10
4.3.2. Selección en finca.	11
4.3.3. Manejo de reproductores en viveros.....	11
4.3.4. Preacondicionamiento de reproductores.....	13
4.3.5. Manejo de reproductores en el área de maduración Larvicultura del Pacífico (LARVIPAC).	16
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	20
5.1. Selección a nivel de laguna.....	20
5.2. Peso alcanzado en viveros de reproductores.....	21
5.3. Crecimiento por semana.	22
5.4. Fertilidad de hembras reproductoras.....	22
5.5. Producción de huevos por hembra.	23
5.6. Producción de nauplio.....	24
5.7. Uso de Probióticos.	25
VI. CONCLUSIONES	26
VII.BIBLIOGRAFÍA	27

LISTA DE FIGURAS

	pág.
Figura 1. Biometría para someter a una presión de selección.	20
Figura 2. Peso promedio en reproductores a nivel de viveros.....	21
Figura 3. Incremento de peso por semana.	22
Figura 4. Fertilidad de reproductoras.	23
Figura 5. Producción de huevos por hembra.	23
Figura 6. Producción de nauplio por día.	24

LISTA DE ANEXOS

	pág.
Anexo 1. Partes anatómicas y localización de órganos reproductivos.....	29
Anexo 2. Ciclo de vida del <i>Litopenaeus vannamei</i>	30
Anexo 3. Selección de reproductores a nivel de laguna.....	31
Anexo 4. Transporte de reproductores de laguna a vivero.....	31
Anexo 5. Alimentación a nivel de vivero.....	32
Anexo 6. Caleos a nivel de vivero a superficie y columna de agua.....	32
Anexo 7. Ablación de hembras.....	33
Anexo 8. Nauplios y huevos eclosionados y sin eclosionar.....	34
Anexo 9. Tabla de alimentación.....	35
Anexo 10. Control de producción de nauplio.....	36

Perez Oyuela, J.G. 2016. Manejo reproductivo con uso de probiótico en camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*). TPS. Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de Agricultura. Catacamas, Olancho, Honduras, CA. Pág. 46.

RESUMEN

El grupo SEAJoy es una empresa que se dedica a la producción de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*). El cual consta de laboratorio de producción de larva para abastecer la demanda, tanto en la misma empresa como para vender a las demás fincas camaroneras. Realizando el trabajo específicamente en el área de maduración y producción de nauplio, presentando una capacidad de producir 100 millones de nauplio por día. El objetivo fue conocer el manejo reproductivo y uso de probióticos en camarón blanco. En el laboratorio se cuenta con un área de levantamiento de reproductores ubicada en la finca BIOMAR (Biocultivos Marinos) y el área de maduración LARVIPAC (Larvicultura del Pacifico). El proceso práctico se realizó a nivel de laguna, viveros, preacondicionamiento y maduración. En el área de maduración se cuenta con seis salas; maduración de los adultos, cópulas, desove, incubación y eclosión, resiembra de nauplios y despacho de nauplios. El proceso se inició aplicando la presión de selección a nivel de laguna, transportándolos a vivero ofreciéndoles mejor manejo, seleccionándolos y enviados al área de preacondicionamiento. Por último son enviados al área de maduración donde la alimentación es balanceada con alimentos frescos como calamar al 5,4 y 2 %, poliqueto 3.5% y mejillón 3.5%, incluyendo dietas secas como Ezmate al 1 %. Se obtuvieron 706 hembras maduras copuladas diariamente, alcanzando un porcentaje de eclosión del 63 % y una producción de nauplio de 43 millones 300 mil nauplios diario. Produciendo 112 mil huevos por hembra siendo resultados satisfactorios ya que eran reproductores jóvenes.

Palabras claves: *Litopenaeus vannamei*, probiótico, selección, maduración, reproductores, nauplio.

I. INTRODUCCIÓN

El camarón blanco *Litopenaeus vannamei* se encuentra en hábitats marinos tropicales. La acuicultura del camarón blanco, es una alternativa viable para aquellos lugares donde el alto costo y la escasez de tierras para cultivo cerca de la costa, ha sido un problema.

La semilla silvestre de *Litopenaeus vannamei* fue utilizada en América Latina para los cultivos extensivos en estanques hasta finales de la década de 1990. Como consecuencia de utilizar este tipo de semilla se presentaban problemas sanitarios. Actualmente se cuenta con laboratorios especializados en el área reproductiva, presentando una excelente producción de nauplio y postlarvas de alta calidad genética, resistentes a enfermedades y alta capacidad de adaptación a diferentes condiciones que se presentan en el medio (Boone, 1931).

El probiótico es un suplemento microbiano formado por un cultivo simple o mixto de microorganismos que son adicionados con el propósito de manipular comunidades microbianas presentes en los sistemas de producción. Este producto se utiliza para incrementar la cantidad de microorganismos benéficos como ser los dinoflagelados mejorando la supervivencia de los reproductores (Meraz, 2012).

Como un aporte técnico se da a conocer el manejo reproductivo de *Litopenaeus vannamei*, donde se presenta detalladamente en el siguiente informe el procedimiento práctico, desde el momento de selección, levante hasta la producción de nauplio.

II. OBJETIVOS

2.1.General.

- Conocer el manejo reproductivo con uso de probióticos incorporados en la reproducción de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*).

2.2.Específicos.

- Describir las diferentes actividades que corresponden a la fase reproductiva de camarón blanco.
- Determinar el número de huevos por hembra, porcentaje de eclosión y nauplio producido.
- Describir la preparación y aplicación de probióticos en tanques de preacondicionamiento.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1.Situación actual de la industria de camarón en Honduras.

La industria de camarón cultivado en Honduras inicia con un proyecto piloto en la costa norte del país en el año de 1969, por medio de la empresa Armour United Fruit Company, posteriormente se trasladaron estos esfuerzos al sector del Golfo de Fonseca en 1972, en la zona sur a través de la empresa pionera Sea Farms, con el fin de realizar tareas de investigación dirigidas al desarrollo de una tecnología de producción adecuada a la especie nativa de camarón encontrada en esta área y de acuerdo a las condiciones ecológicas del entorno (Calderón, 2011).

Se realizaron consecutivas investigaciones durante ocho años hasta confirmar que el cultivo de camarón era factible y rentable por las óptimas condiciones que presenta el Golfo de Fonseca. Partiendo de estas condiciones en 1984 se inicia la apertura de este rubro acuícola surgiendo pequeños, medianos y grandes productores, así como inversionistas nacionales y extranjeros (Calderón, 2011).

Honduras actualmente cuenta con 252 proyectos de camarón, cultivado entre artesanales, pequeños, medianos productores, así como empresas de mayor extensión, con un área de espejo de agua de 18,500 hectáreas de las cuales 12,500 se encuentran en producción.

3.2.Morfología del camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*).

Los camarones pertenecen a las clases de los crustáceos que son organismos artrópodos mandibulados con apéndices birraneos articulados con dos pares de antenas, caparazón con

hábitos acuáticos y branquias. El cuerpo del camarón esta lateralmente deprimido, largo y angosto con antenas y ojos pedunculados, el caparazón tiene una estructura filosa (rostrum) lateralmente comprimida y con dientes, en cefalotórax (cabeza y tórax) tiene cinco pares de patas o pereópodos articulados y alargados, algunos terminan en pinzas, los cinco pares de pleópodos en el abdomen le sirven para nadar y termina en el telson con urópodos. La parte comestible es el abdomen o cola (Consultoria Forestal Integral, 1994).

➤ **Aparato reproductor femenino.**

El sistema reproductor femenino consta de un par de ovarios, oviductos, orificios o poros genitales y un télico. Los ovarios se extienden desde la parte anterior del cefalotórax hasta el telson. El tamaño, color y textura del tejido ovárico depende del grado de madurez en que se encuentre. Cada ovario tiene un lóbulo anterior, de seis a ocho lóbulos laterales situados en el cefalotórax y un lóbulo situado a lo largo del abdomen. Los lóbulos abdominales se encuentran paralelos al intestino, el cual se encuentra entre y debajo de ellos. Los oviductos se originan en la punta del sexto y séptimo lóbulo lateral y descienden hacia los paros genitales, localizados en las coxas del tercer par de periópodos. El télico es una estructura externa localizada ventralmente entre el quinto par de periópodos, donde el macho deposita el espermatoforo.

➤ **Aparato reproductor masculino.**

Los testículos pares del macho, se encuentran en el cefalotórax y tienen lóbulos laterales, los cuales descienden sobre el hepatopáncreas. El último lóbulo lateral llega a los vasos deferentes, los cuales llevan los espermatozoides hacia la ampolla terminal, localizada en la base del quinto periópodo. En el macho el primer par de pleopodos esta modificado y adaptado para la fusión reproductiva, formando una estructura llamada petasma, la cual sirve como órgano copulador.

Los reproductores machos tienen esperma a partir de los 4-5 g, pero *Litopenaeus vannamei* a partir de los 15 g, aunque su funcionalidad depende de varios factores que influyen en la fisiología del organismo (Ver Anexo 1).

3.3.Rango de hábitat y reproducción.

Los camarones se distribuyen desde los trópicos y abundan en las aguas cálidas litorales y en lagunas costeras y esteros donde se introducen como postlarvas y crecen durante 5 a 8 meses hasta juveniles y preadultos que tienden a regresar al mar para alcanzar tallas de adultos y reproducirse. Estos camarones son dioicos con diferenciación sexual externa. El macho presenta el primer par de pleópodos modificado para formar un órgano copulatorio llamado petasma, la hembra presenta una estructura quitinizada llamada télico entre el quinto par de periópodos.

3.4.Edad y crecimiento.

El crecimiento se determina a base de mudas desde sus estadios larvales y durante todas las etapas de crecimiento del camarón, solo que la muda tarda más tiempo en realizarse, cuando son larvas las mudas son constantes, los juveniles mudan entre 3 a 7 días y los adultos entre 14 a 20 días, según las especies pueden alcanzar tallas máximas de 60 a 80 gr. La talla adulta de 35 gr la alcanzan machos de 10 a 12 meses y las hembras en 9 a 10 meses en tallas de 35 a 40 gramos. Los camarones pueden vivir hasta dos años y medio, por lo general la hembra crece en talla un poco más que los machos. Una hembra joven adulta puede producir hasta 100 mil nauplios y hembras más grandes pueden producir de 300 a 500 mil nauplios (GOMEZ, 1990).

3.5.Ciclo de vida.

El primer estadio larval, Nauplio presenta un cuerpo piriforme con tres pares de apéndices: primeras antenas, segundas antenas y mandíbulas que cumplen función natatoria. Este estadio consta de cinco a seis subestadios. Mide en longitud incluyendo espinas furcales desde 0.32 mm el nauplio I (n I), hasta 0.58 mm n VI.

El segundo estadio larval es el de protozoa, y tiene 3 sub estadios que se caracterizan cambios morfológicos y sus respectivas mudas. El cuerpo se divide en dos partes: la cabeza y el resto del cuerpo, compuesto por el tórax y el abdomen. Otro rasgo característico es poseer ojos compuestos.

El tercer estadio larval es Mysis, el cuerpo se alarga y adquiere una apariencia similar a la del camarón. Uno de los rasgos más particulares del estadio Mysis es la forma de natación, esta se produce en su mayor parte con la cabeza hacia abajo y avanzando hacia atrás con el abdomen hacia adelante. En este estadio se presentan tres subestadios I, II y III. En el I el cambio más aparente es el desarrollo de los periópodos funcionales. El telson tiene dos pares de espinas laterales y seis pares de espinas terminales. Mysis II mide 3.8 mm de longitud. En Mysis III mide 4.3 mm de longitud.

El desarrollo postlarvario es paso de Mysis a postlarva va acompañado de cambios morfológicos muy útiles, de los cuales los más importantes son: la desaparición de los exopoditos de los periópodos y el desarrollo de setas en pleópodos. Estos últimos se convierten en los principales apéndices. El tamaño promedio en este estado es aproximadamente 5 mm (Ver Anexo 2).

3.6. Selección de reproductores en camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*).

Aguirre (2009) indica que la selección de reproductores se realiza con el objetivo de obtener una fuente de reproductores que cumplan con las características de un excelente progenitor, libre de patógenos y características morfológicas deseables para que expresen su máximo potencial reproductivo con el fin de asegurar un suministro confiable de semilla para el engorde. Previo a la selección de reproductores hay que engordar el camarón hasta alcanzar un peso entre 35 y 40 gramos. Para seleccionar a los reproductores de camarón blanco, es necesario considerar que los músculos del animal sean fuertes, que no presenten quebraduras en sus estructuras corporales, que sean muy activos y que estén libres de enfermedades o manchas de cualquier tipo (Aguillón, 2008).

Los reproductores se conservan en tanques de maduración en salas interiores oscuras, con agua de mar limpia y filtrada. El alimento que se suministra es una mezcla de alimentos frescos y balanceados. La ablación es una técnica que se realiza para obtener repetidos ciclos de maduración y desove. Las hembras de entre 8 y 10 meses de edad se reproducen eficientemente, en tanto que los machos alcanzan su mayor capacidad reproductiva después de los 10 meses (Aguillón, 2008).

En estos reproductores se alcanzan tasas de desove de 5-15 por ciento/noche dependiendo de su origen. Las hembras se desovan en tanques comunales o individuales; para evitar la transmisión de enfermedades. En la tarde siguiente, los nauplios saludables son atraídos mediante luz para ser atrapados y posteriormente se enjuagan con agua de mar (Aguillón, 2008).

3.7. Alimentación en reproductores.

Los requerimientos nutricionales de camarones juveniles han sido ampliamente estudiados, sin embargo, el conocimiento de los requerimientos nutricionales específicos de los

reproductores es pobre. Consecuentemente, no se dispone actualmente de dietas compuestas eficientes para la maduración lo cual dificulta la producción de semilla (Cahu, 2000).

Diversos alimentos frescos son utilizados para reproductores durante la producción de semilla tanto en granjas como en laboratorio, y muchos de ellos están constituidos por organismos marinos. El poliqueto *Glycera dibranchiata* es comúnmente usado para el desove de diferentes especies de hembras. El positivo efecto global del poliqueto sobre el rendimiento reproductivo de camarones peneidos ha sido atribuido a su alto nivel de ácidos grasos polinsaturados (Lytle *et al.*, 1990).

Además, muchos de los organismos marinos provocan efectos positivos en la reproducción de camarón, como el calamar y mejillón. Generalmente, dos o tres tipos de organismos marinos son proporcionados juntos. Algunos de ellos son congelados para su almacenamiento. En este caso, el valor nutricional del alimento puede verse deteriorado, dado que la lixiviación en los tanques es mayor después de que el alimento es descongelado. Estudios han mostrado que el número de huevos producidos en reproductores alimentados con mejillón congelado fue significativamente más bajo que el obtenido con hembras alimentadas con mejillón fresco.

3.8. Utilización de probióticos en camarón.

Cedeño (s.f.) menciona que el término probiótico es un suplemento bacteriano vivo que afecta beneficiosamente al huésped animal mejorando su balance intestinal, es decir que son células microbianas suministradas de forma que entran al tracto gastrointestinal y se mantienen vivas, contribuyendo a mejorar la salud.

Los principales géneros bacterianos empleados como probióticos en acuicultura son: *Bacillus sp.*, *Carnobacterium sp.*, *Lactobacillus sp.*, *Pseudomonas sp.*, *Aeromonas sp.* .

3.8.1 Características que debería tener un probiótico.

Un probiótico debe tener antagonismo frente a patógenos, incrementar la resistencia del huésped a los patógenos, colonización del epitelio intestinal u otros tejidos.

3.8.2. Modos de acción de probióticos.

Los probióticos tienen la capacidad de liberar sustancias químicas con efecto bactericida, constituyendo una barrera contra patógenos oportunistas. Compuestos tales como bacteriocinas, lisozimas, antibióticos, sideróforos, proteasas, peróxido de hidrógeno, ácidos orgánicos. La capacidad bacteriana de competir por nutrientes influye sobre la composición de la flora bacteriana en el animal y el medio, competencia por sitios de fijación, producción de compuestos beneficiosos para el huésped, mejor respuesta inmune (Cedeño, s. f.).

3.8.3. Forma de aplicación de probióticos en camarón.

Meraz (2012) indica que la aplicación puede iniciarse desde laboratorio suministrándose a tanques de cultivo en estadios larvales, luego en estanques de pre-cría y finalmente a estanques en fase de engorde. Es típico que en todas las fases se aplique al inicio, dando buenas condiciones al ambiente de crianza, evitando así el uso de medios terapéuticos.

IV. METODOLOGÍA

4.1.Descripción del sitio de la práctica.

La práctica se realizó en las instalaciones de la finca camaronera Biocultivos Marinos (BIOMAR), que se encuentra ubicada en San Bernardo Namasigue, Choluteca, 60 kilómetros al sur oeste de la ciudad de Choluteca y en Larvicultura del Pacifico (LARVIPAC), que se encuentra en la Isla del Tigre Amapala, Valle. Pertenecientes al grupo SEAJoy. La altura sobre el nivel del mar es de 1 metro y temperatura ambiente de 26 °C a 38°C registrando una precipitación anual de 1800 mm por año (Meraz, 2012).

4.2.Materiales.

Se utilizaron los siguientes materiales y equipo:

Cilindro de oxígeno, pipeta, mechero, sistema de aireación (Blower), oxigenómetro, calentadores, molino, tijera, tanques, tambos para transporte, redes de mano, probiótico (TERMINATE y EPICIN 3W), alcohol, yodo, treflan, melaza, cal y cloro.

4.3.Método.

4.3.1. Manejo reproductivo.

El manejo reproductivo es un proceso que inicia desde la selección hasta eclosión, durante cada etapa reproductiva se exige un manejo adecuado de cada factor que interviene en la reproducción y así obtener excelente producción de nauplio al realizar las siguientes actividades.

4.3.2. Selección en finca.

Se contempla un plan de monitoreo patológico en las fincas para todas aquellas lagunas de engorde candidatas para selección de Reproductores, preferiblemente que sean de tercer ciclo y luego de realizar un análisis Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) e histopatológico para darnos cuenta del estado de salud de los animales y tomar medidas de manejo, iniciando con lagunas con peso promedio de 12 a 15 gr como resultados obtenidos de biometría. Con esta medida se pretende mover hacia viveros animales que presenten las mejores condiciones. Este proceso se realizó en las horas de la mañana que comprenden de 5:00 am a 10:00 am. Se atrapan haciendo uso de atarraya luego su respectiva selección (ver anexo 3).

➤ Transporte de laguna de engorde a vivero de reproductores.

El transporte de laguna a vivero se realiza en camiones preferiblemente en horas de la mañana para reducir el estrés, el camión está conformado por 6 cajas y cada caja comprende 2 marcos de maya fina, un marco tiene capacidad para 200 animales. Para mantener el oxígeno (O₂) se cuenta con chimbos y a través de flautas se distribuyen mangueras que transportan O₂ a las piedras difusoras que se colocan una por marco (ver anexo 4).

4.3.3. Manejo de reproductores en viveros.

Luego de la liberación en viveros se verifica condiciones como mortalidad, temperatura, amonio y salinidad. La densidad de siembra es de 12 animales/m². La liberación de los animales en el vivero se realizó inmediatamente a su llegada, pues los animales se recuperan más rápido del estrés. Es importante realizar la biometría al culminar, para conocer la ganancia de peso a través de la selección. Cuando se estableció el vivero con los reproductores se realizaron las siguientes actividades. La sobrevivencia aproximada en esta etapa es de un 85%.

➤ **Alimentación.**

Se utiliza un alimento formulado específicamente para reproductores con 40% de proteína. El alimento será suministrado en comederos (charolas) en 3-6 raciones diarias según curva de consumo, la alimentación se controla según consumo diario, el nivel de residuos después de 3 horas es un indicador para aumentar o reducir raciones según sea el caso. Se busca tener niveles de residuos no mayores de 5% (ver anexo 5).

➤ **Monitoreo de parámetros fisicoquímicos**

Se toma oxígeno y temperatura en el siguiente horario: 6 am, 4 pm, 8 pm, 12 am. Las lecturas de oxígeno deben ser mayores de 3 ppm. También se mide pH en 2 veces por día (6 am y 4 pm), semanalmente la salinidad y niveles de amonio. Se recomiendan recambios de 3-5 % diario.

➤ **Caleos.**

Cuando se presenta en el agua valores con presencia de Unidades Formadoras de Colonias (UFC) verdes y niveles críticos de colonias amarillas se aplica hidróxido de calcio en dosis de 400-600 lb. /Ha. El hidróxido de calcio es efectivo para controlar bacterias como vibrio y filamentosas, las cuales ocasionan daño a los animales. Estos caleos se realizan manualmente con bolsas o sacos también se pueden hacer a columna de agua diluyendo la cal previamente (ver anexo 6).

➤ **Muestreos.**

Se realizan muestreos de crecimiento semanal, revisión visual de sanidad diaria y muestreos poblacionales cada 15 días. Utilizando una red de mano se toma una muestra en diferentes

puntos aleatorios del estanque tomando una cantidad significativa de camarones se pesan y se obtiene el promedio.

➤ **Transferencias.**

Cada 50 a 80 días los animales se trasladan a otro vivero con el propósito de eliminar animales con sintomatología no deseable (flácidos, deformes, manchados, etc.). Para la selección en transferencia se toman los siguientes criterios; Animales con apariencia sana, íntegros con sus apéndices, presión de selección alrededor de 90% de la población según su peso. Los animales descartados son los que presentan coloración rojiza, flacidez, deformidad, macho con rostro dañado y ojo manchado, macho con espermatoforo manchado. En esta etapa se maneja una sobrevivencia de 75 %.

4.3.4. Preacondicionamiento de reproductores.

Para ser trasladados al área de preacondicionamiento se requiere un previo análisis PCR y/o Histopatológico, Se seleccionan hembras con peso mínimo de 35 gr y machos con peso mínimo de 32 gr. Esta fase contempla la preparación de animales previo al envío hacia maduración, este periodo es de 20-30 días según la necesidad. Durante este periodo se utiliza una dieta especial con alimento balanceado para maduración. El propósito es acelerar la madurez sexual de los animales, permitiendo una producción constante e inmediata a su llegada a producción. Durante la etapa de preacondicionamiento se destacan las siguientes actividades.

➤ **Alimentación.**

La alimentación es un balanceado para maduración con dietas frescas y secas. Los alimentos usados son calamar con un 8% y zeigler maturation 3 % de biomasa diaria. Se alimenta con 3 raciones de calamar y 3 de zeigler maturation, intercalando un alimento cada 3 horas. El

calamar se pica y se lava luego se le agrega vitamina 10 gr de vitamina C por 100 gr de calamar y luego se mantiene congelado para conservarlo se considera una dieta fresca con un 50 % de agua. El zeigler maturation es un alimento en forma de pelets listo para alimentar.

➤ **Monitoreo de parámetros fisicoquímicos.**

Se monitorea el oxígeno y temperatura a las 4:00 am, 4:00 pm y 12:00 am y se toma nota del número de muertos.

➤ **Ablación de hembras.**

Generalmente se corta el ojo derecho y/o ojos manchados. Esperar temperaturas frescas menores de 31 °C (horas nocturnas). El nivel de agua del tanque de ablación debe ser 30 cm. Posteriormente se incrementa este nivel hasta su nivel de operación. Actualmente se hace uso de un mechero y una tijera calentándola en el mechero, luego se coloca tomando el ojo con una argollita de alambre de modo que este expuesto para el corte, observando que la tijera este caliente se procede a realizar la cirugía, manteniendo aproximadamente por 2 segundos la tijera en la cirugía para que a través de la alta temperatura quede cauterizada la herida (ver anexo 7).

Luego de la ablación se suspende la alimentación durante 6 horas, para reducir la posibilidad de infección. Para lograr mayor madures se incluye otra dieta con Ez-Mate al 1% de alimentación diaria durante 16 días, 8 días medicado diluyendo 10 gr de oxitetraciclina y 10 gr de vitamina C en un litro de agua con esta cantidad de agua se prepara 1 kg de Ez-Mate. Cuando se da madures en una hembra se observa un cordón marrón en su dorso.

➤ **Manejo del agua.**

Se realiza doble filtración con arena en tanques en serie, al final malla de 5 micras en la entrada de tanques, retro lavando los filtros de arena cada 12 horas durante 2 horas mañana

y tarde, los recambios deben ser fuertes de 30% a 39% diario de forma continua. Solo se para durante el retro lavado, manteniendo un nivel de 90 cms. Los sifoneos se realizan 2 veces por día (6am y 6 pm).

➤ **Aplicación de probiótico.**

La preparación de probiótico consiste en la activación de bacterias que se encuentran en el producto comercial, en este caso se utilizó Terminate y Epicin 3W, su respectiva preparación es agregando 100 g de cada probiótico en recipientes diferentes de 100 lts luego se diluye 1 lt de melaza en poca agua. Luego de terminada la preparación de la solución con probiótico se espera por 24 horas para que sea de mejor calidad. Se aplicó en el área de preacondicionamiento en una dosis de 15 lts por tanque de 50 toneladas de agua, agregándolo alrededor del tanque.

➤ **Sistema de aireación.**

Se cuenta con blower de 5 hp el cual es suficiente para los 6 tanques de 50 toneladas. La aireación se hace en rotación hacia la izquierda, y se continúa las 24 horas haciendo rotación de los blower.

➤ **Envío de reproductores al laboratorio de maduración de Larvicultura del Pacífico (LARVIPAC).**

Previamente se realiza análisis Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) para patógenos como la Virus del Síndrome de la Mancha Blanca (WSSV), Virus de la Necrosis Hipodérmica y Hematopeyica (IHHNV), Hepatopancreatitis Necrotizante (NHP), Síndrome de Mortalidad Temprana (EMS). Revisión de % de muda. Se hacen caleos 4 días antes para sincronizar mudas y tener animales duros. Los envíos se realizan según la demanda en el laboratorio. El empaque de los animales será realizado en tambos de 55 lts. Con una densidad de 20 animales/tambo con oxígeno disponible durante el envío.

4.3.5. Manejo de reproductores en el área de maduración Larvicultura del Pacífico (LARVIPAC).

Maduración es el área de producción de nauplios la cual cuenta con diferentes salas como ser; sala de cuarentena masal, apareamiento, desove, eclosión, conteo y el área de empaque.

➤ Cuarentena masal.

Luego de recibir los reproductores en el área de maduración se cuentan y se trasladan a la sala de cuarentena desinfestándolos previamente con cloro antes que se introduzcan. Donde se mantendrán disponibles al momento que se necesiten en la sala de reproducción (apareamiento).

➤ Sala de apareamiento.

Se inicia armando los tanques que consiste en introducir cierta cantidad de hembras y machos de acuerdo a la capacidad del tanque. La relación Hembra/Macho con que se trabaja es de 1:1 para ablacionadas y 2:1 para no ablacionadas, se cuenta con tanques de 6 toneladas ubicando 66 hembras y 61 machos en este caso son ablacionadas. Es importante destacar que a medida se da cierta mortalidad se complementa manteniendo de esta forma el mismo número de reproductores.

➤ Apareamiento y pesca de reproductores.

En la sala de reproducción se da el apareamiento observándose un cortejo que se le conoce como seguimiento del macho para la hembra, hasta lograr la copula. Luego haciendo uso de una jama y un foco de mano se observa cuidadosamente la hembra copulada, la cual presenta una masa blanca en la parte ventral exactamente en el aparato reproductor ya que esta contiene los espermatozoides. Se extrae del tanque y se verifica cuidadosamente la copula

observando que los espermatozoides estén en el punto correcto y que no se desprendan. En la pesca se realizan tres vueltas la primera comienza a las 4:00 pm terminando a las 5:00 pm se espera un intervalo de una hora y se realiza la segunda vuelta a las 6:00 pm y por último la tercer vuelta se realiza seguido de la segunda.

➤ **Desove.**

Luego de la pesca se trasladan a la sala de desove colocándolas en la mano e introduciéndolas en un beaker de plástico con agua y depositándolas en los tanques de desove suavemente, en esta sala se cuenta con tanques de 5 toneladas con capacidad para 40 hembras, pero recomendablemente solo se deben colocar 25 para que estén lo más relajadas durante el desove. Una vez que termino la pesca se apagan las luces y se prohíbe la entrada a esta sala hasta la cosecha de huevos.

En esta sala no es necesario utilizar oxígeno ya que hay pocos animales en mayor volumen de agua, en excepciones que el tanque este sobre cargado si es importante suministrar oxígeno que fluya suavemente. Es importante tomar registro de que tanque de reproducción proviene para su respectiva devolución.

➤ **Devolución de hembras.**

La devolución de hembras se realiza a las 12:00 am cuando ya han desovado. Hay hembras que no logran desovar, por lo que se toma este dato. La devolución se realiza en baldes con agua, ubicando 3-5 animales por balde devolviéndolos al tanque donde fueron tomados.

➤ **Cosecha de huevos.**

Inmediatamente después de la devolución se da la cosecha, drenando toda el agua que contiene el tanque, esta agua es recogida en un recipiente en forma de pascón con una maya

fina de 100 micras la cual deja que salga el agua, impidiendo que se derramen los huevos y queden en el fondo en cierta cantidad de agua. Cuando se han extraído completamente los huevos se desinfectan con yodo aplicando 3 ml por balde (15 lts). Durante este proceso se mantienen con oxígeno. Al final se agita el agua que contiene los huevos y se toma una muestra con una pipeta graduada a 1 ml y se guarda en tubos de ensayo para conocer la cantidad de huevos de esta manera realizar los respectivos registros y análisis.

➤ **Eclosión.**

Para la eclosión existen unos recipientes o bins de 500 lts los cuales están llenos de agua y cuentan con oxígeno y en la parte superior un foco de 100 w que además de la luz aporta calor, al ser depositados los huevos en estos bins se tiene que regular la temperatura de 32 - 32.3 °C con un respectivo calentador, al instalarlo se suministra calor hasta alcanzar la temperatura ideal para que eclosionen los huevos. A esta área son llevados a las 2:00 am.

Si la temperatura se mantiene los huevos comienzan a eclosionar en 4 horas aproximadamente a las 6:00 am terminando de eclosionar por completo a la 1:00 pm el que no logró eclosionar a esta hora es infértil.

El foco que se encuentra en la parte superior ayuda a atraer el nauplio formando un círculo al alcance de la luz facilitando su cosecha. El nauplio que esta bueno se mantiene activo cerca de la luz y el débil se descarta. El huevo que no eclosionó se va al fondo del recipiente (ver anexo 8).

La cosecha de nauplios se realiza con baldes de 15 lts, realizando un movimiento circular en el agua y de esta manera atraparlos. Se procede al primer conteo de nauplios llenando el balde de 15 lts de agua que contiene nauplios, se toma dos pipetas por balde que contienen 1 ml y se cuenta el número de nauplio, se promedia y por relación se cuenta cuantos hay en 15 lts. Se realizan hasta 5 bajadas para extraer la mayor cantidad posible. Son depositados en un

recipiente denominado casco y se desinfectan con 1 ml de treflan y se agrega abundante agua para evitar intoxicación. Luego del conteo son trasladados al área de empaque, en esta área se mantienen hasta entregarlos al área de larvicultura. Al ser entregados se cuentan nuevamente. El estadio en que se encuentran cuando son entregados es en nauplio 6.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La reproducción en el camarón blanco es un proceso dinámico, en la cual la producción final está vinculada con la ganancia de peso, siendo este un factor fundamental para que los reproductores presenten una excelente madurez logrando de esta forma un pico de producción satisfactoria de nauplio.

5.1. Selección a nivel de laguna.

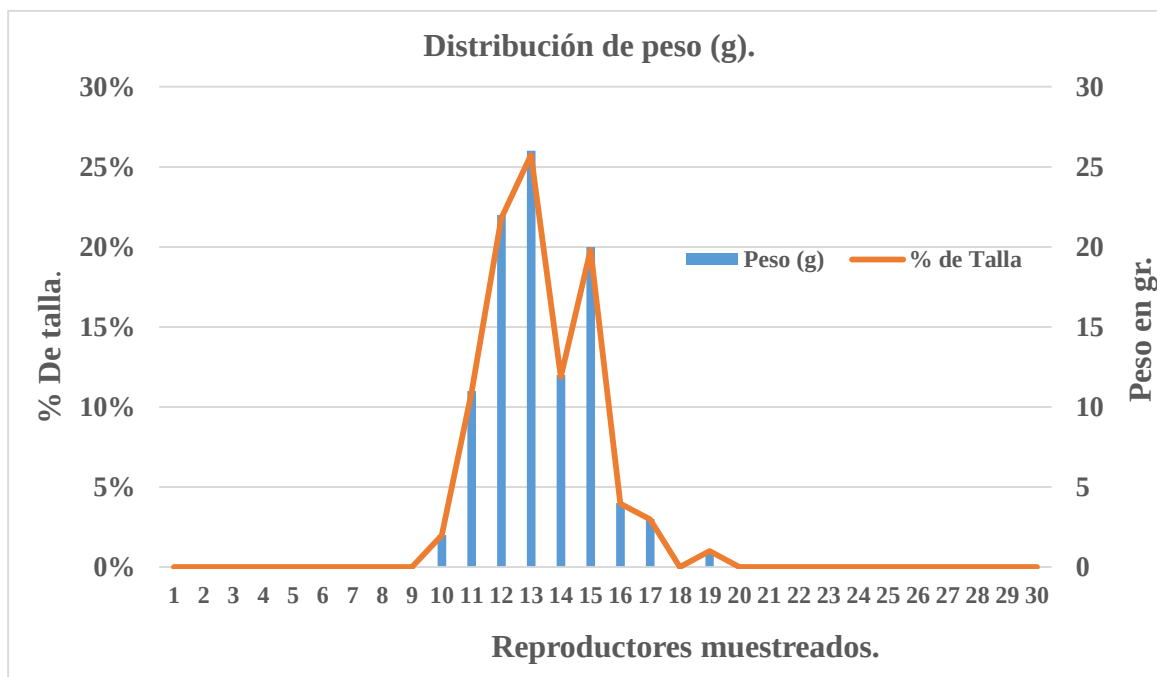


Figura 1. Biometría para someter a una presión de selección.

A nivel de laguna se tomó una muestra de 100 animales y al realizar su biometría se encontró que un 26 % de los animales muestreados presentó un peso de 13 gr, un 2 % presentó un peso de 10 gr y solamente un 1 % con 19 gr. Los reproductores seleccionados fueron aquellos que presentaron un peso de 15.03 gr siendo este el producto de la suma del promedio que fue de 13.4 gr y desviación estándar de 1.63.

5.2. Peso alcanzado en viveros de reproductores.

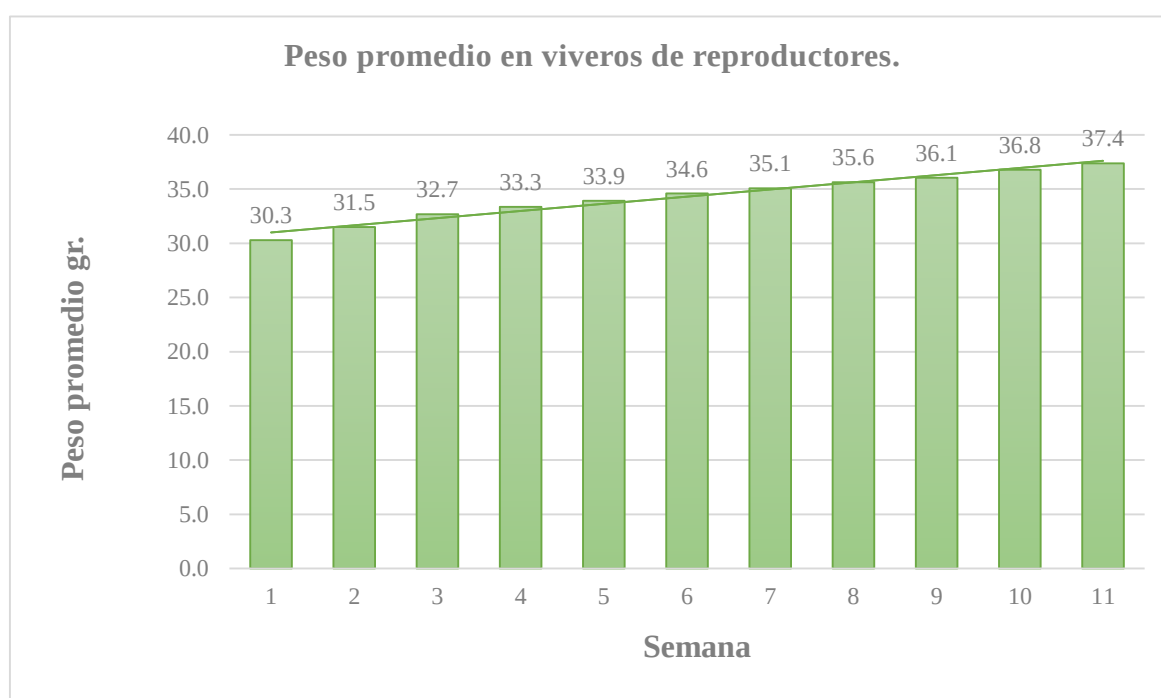


Figura 2. Peso promedio en reproductores a nivel de viveros.

Se contaba con 10 viveros de reproductores, donde en muestreos realizados semanalmente se encontró que en la semana 1 mostraron un peso promedio de 30.3 gr, semana 6 un peso de 34.6 gr y en la semana 11 un peso de 37.4 gr. Observando su ganancia de peso sucesivamente creciente. Según (GOMEZ, 1990) se alcanza un peso de 35 a 40 gr en esta etapa, siendo aceptables estos resultados obtenidos.

5.3.Crecimiento por semana.

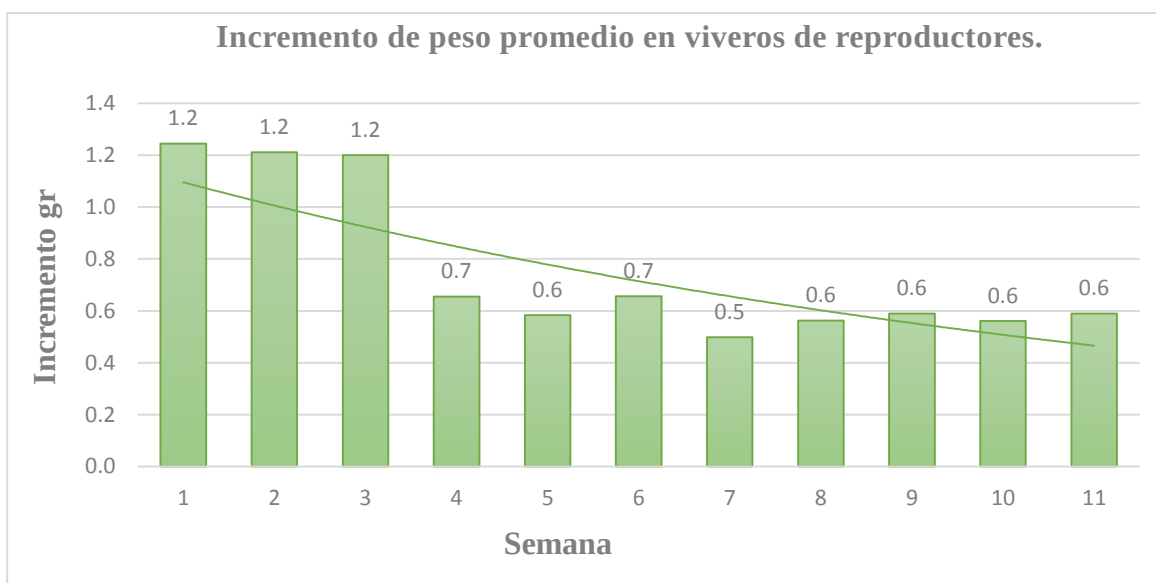


Figura 3. Incremento de peso por semana.

En cuanto al incremento de peso en los 10 viveros de reproductores, en la semana 1 se presentó su mayor incremento de 1.2 gr, manteniéndose estable hasta la semana 3, observándose un descenso en la semana 4, siendo de 0.7 gr y 0.6 gr mostrando el mismo incremento hasta la semana 11 ya que los reproductores entre mayor tamaño presentan menos será el incremento de peso.

5.4.Fertilidad de hembras reproductoras.

En el gráfico siguiente se muestra que el número de hembras copuladas en un principio fue bajo, aumentando crecientemente el resto de los días, el número de hembras que no lograron desovar es bajo siendo de 1–13 hembras, por lo tanto el número de hembras que desovaron en relación a las copuladas al final de la producción es aceptable, siendo esta de 706 hembras que desovaron de 713 que fueron copuladas y solamente 7 que no desovaron.

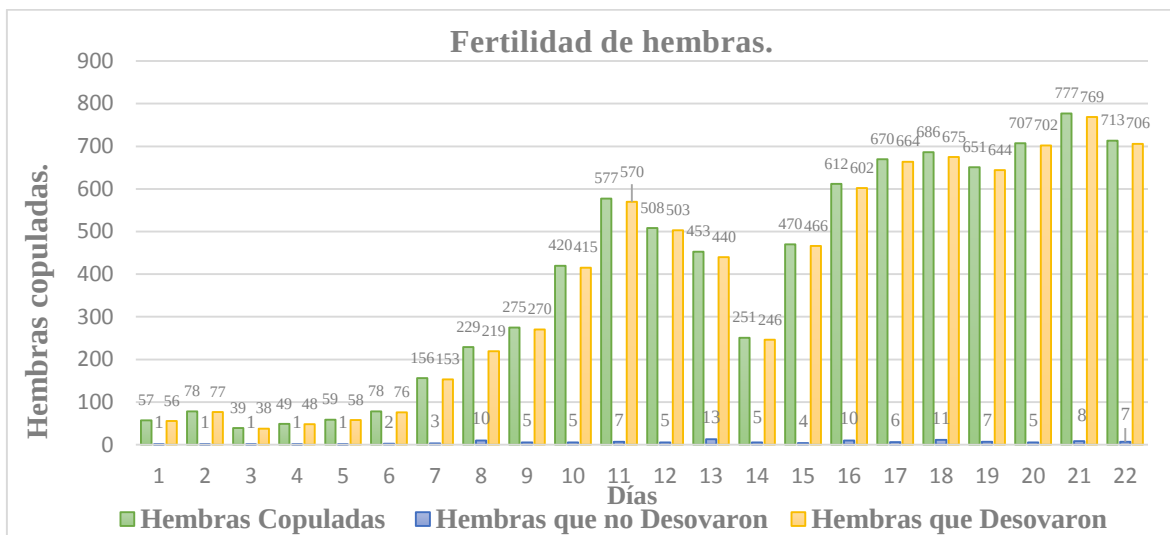


Figura 4. Fertilidad de reproductoras.

5.5. Producción de huevos por hembra.

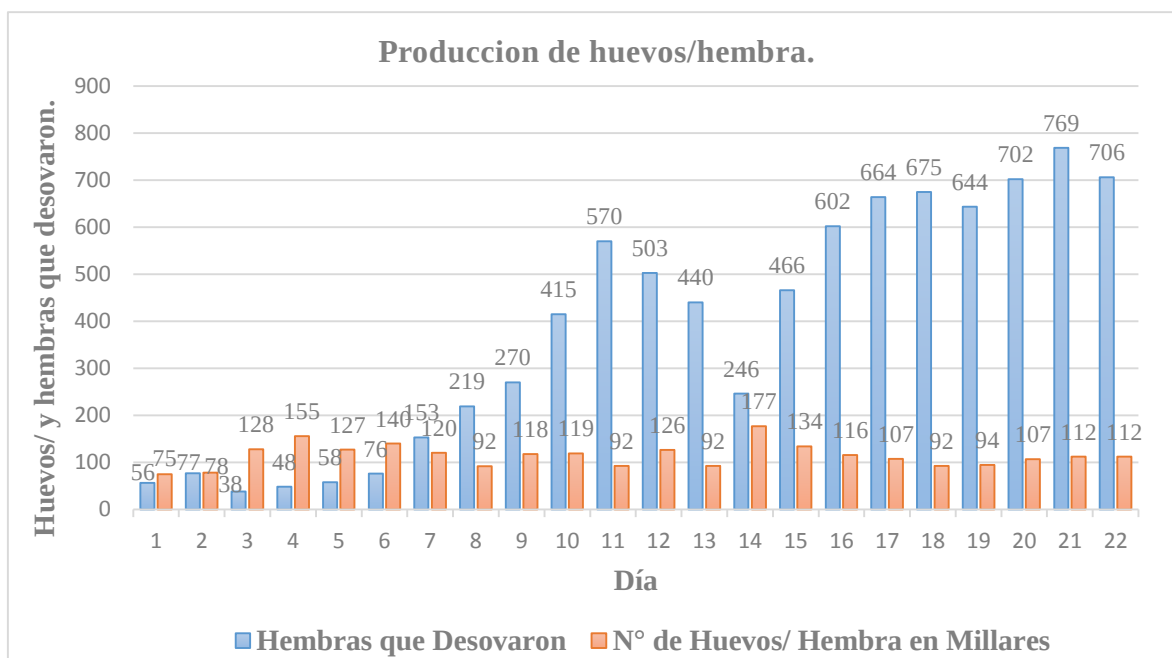


Figura 5. Producción de huevos por hembra.

La producción de huevos en un principio fue baja, siendo solamente 56 hembras con 75 mil huevos por hembra el primer día, incrementando el desove y por tanto la producción de huevos fué mayor. El número mayor de huevos por hembra que se presentó fue de 112 mil siendo aceptable por su estado juvenil. Comparado con lo que menciona GOMEZ (1990) Una hembra joven adulta puede producir hasta 100 mil nauplios y hembras más grandes pueden producir de 300 a 500 mil nauplios.

5.6. Producción de nauplio.

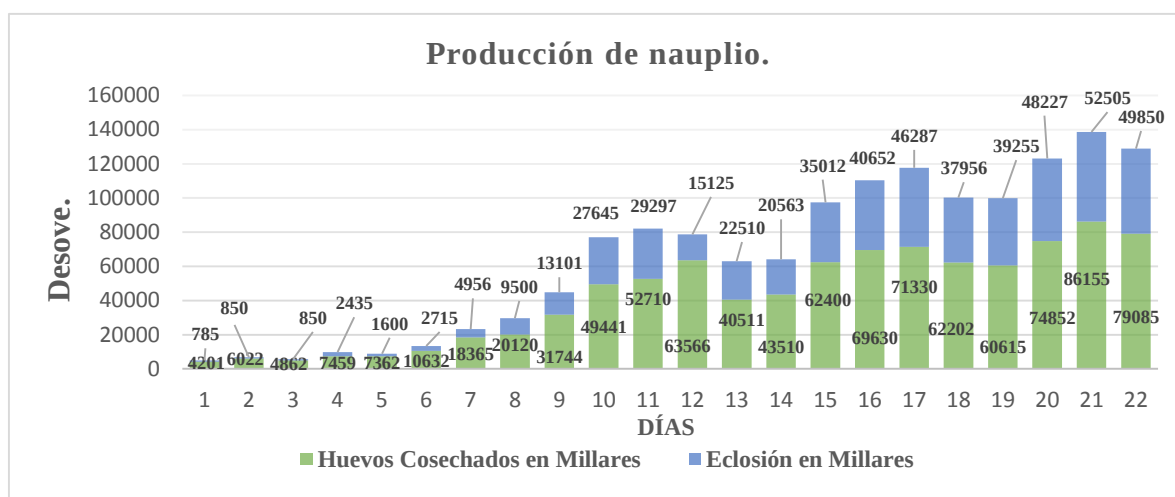


Figura 6. Producción de nauplio por día.

De igual manera la producción de nauplio se vió afectada al inicio, pero al alcanzar la madurez los reproductores empezaron a exponer su potencial. En el día uno se presentó un desove de 4201000 nauplios, eclosionando solamente 785000 en este caso el porcentaje de eclosión fue de 19 %. Alcanzando su máxima producción el día 21 con un desove de 86155000 nauplios, eclosionando 52505000 nauplios logrando un porcentaje de eclosión de 61 %.

5.7.Uso de Probióticos.

Con la aplicación de probiótico se aumenta la supervivencia e incremento del biofloc sirviendo este de alimento para los reproductores, se reduce la concentración de amonio y demanda biológica de oxígeno. Al utilizar probióticos se depositan bacterias benéficas que ayudan a reducir el riesgo de enfermedades, sirviendo como agentes que actúan contra microorganismos que afectan la producción. En cuanto a la calidad del agua los probióticos ejercen un papel importante, ya que permiten reutilizar el agua reduciendo de esta manera el su recambio por lo tanto se disminuye el gasto de agua. La aplicación de probióticos es una tecnología nueva, ya que actualmente se están haciendo consecutivos estudios sobre sus beneficios a la producción de camarón.

VI. CONCLUSIONES

La selección a nivel de laguna es un factor determinante para obtener éxito, al momento de levante es decir en viveros. Producto de la selección se obtiene una ganancia de peso hasta de 2 gr siendo este un incremento eficaz, al no realizar esta selección no se logra esta ganancia de peso.

Los reproductores más jóvenes son los que muestran mayor incremento de peso en comparación con los más adultos, las hembras son más grandes que los machos. Con las transferencias entre viveros se descartan animales defectuosos y de esta forma se conoce con que cantidad de reproductores hembras y machos se cuenta.

Para una excelente producción de nauplio, el factor principal es la madurez y en función a esta la alimentación y control de enfermedades. Los reproductores prefieren el alimento fresco; como el calamar, mejillón y el poliqueto. El z-mate es un alimento seco para estimular la madurez, siendo poco consumido.

El huevo aproximadamente eclosiona en 4 horas después de sembrado siempre y cuando se mantenga la temperatura en 32°C. El huevo que no logró eclosionar se va al fondo del recipiente y el nauplio se mantiene activo atraído por la luz. Nunca se logra en un 100 % el número de huevos por hembra, en este caso se presentó en un 40 %. Partiendo que una hembra puede poner 250 mil huevos, alcanzando en este momento 112 mil huevos, probablemente incrementaría. Se requiere un cuidado especial, al manipular el nauplio, para que no presente deformaciones.

El agua presenta alta calidad, tratándose con un sistema de biofiltros, el agua de desove se debe manejar a 30 ppm de salinidad, a diferencia de las demás salas que se maneja a 33 ppm.

VII. BIBLIOGRAFÍA

Aguillón. C; 2008. Manual sobre “Reproducción y cultivo del camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*)”. Consultado el 3 agosto 2015. (En línea). Disponible en <http://www.mag.gob.sv/phocadownload.pdf>

Aguirre. M. E; 2009. Manejo de reproductores para camarones peneidos de telicon abierto. Consultado el 4 de agosto 2015. (En línea). Disponible en <http://aquaticcommons.org/14976/1/Publicaciones.pdf>

Boone. 1931, Programa de informacion de especies acuaticas. Consultado el 7 de agosto 2015.(En línea). Disponible en <http://www.faolex.fao.org/docs/texts/mex100674.doc>

Cahu. C; 2000. Dietas para reproductores de camarón y su efecto en la calidad larvaria. Simposium Internacional de Nutrición Acuícola., pp 65-72.

Calderon. G.A; 2011. Phocadownload/Proyectos. Consultado el 10 de agosto 2015 (En línea). Disponible en <http://www.congresonacional.hn>

Cedeño. R, (sf). Probióticos y sus aplicaciones en el cultivo de camarón. Consultado el 12 de agosto 2015. (En línea). Disponible en [http://www.ageconsearch.umn.edu/elaboración de probiótico](http://www.ageconsearch.umn.edu/elaboración%20de%20probiótico).

Consultoria Forestal Integral. 1994. Produccion de postlarva. Mexico, D,F: Registro Forestal Nacional Num. 9058.

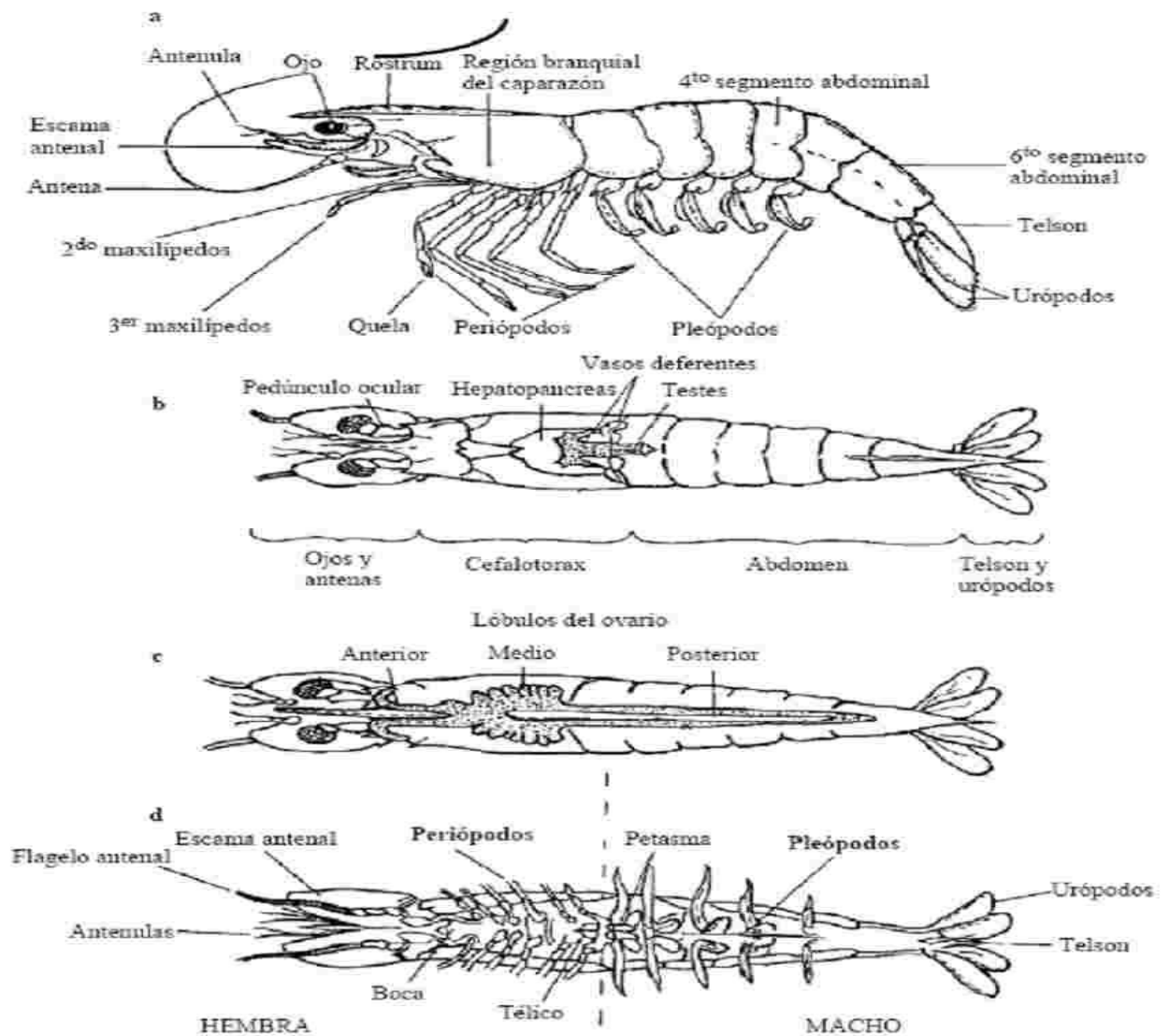
FAO, 2010. Programa de información de especies acuáticas; *Litopenaeus vannamei*, Arizona. Consultado el 13 de agosto 2015(En línea). Disponible en World Aquaculture Society - WAS.

Gomez. L. Y, 1990. Guías práctica preliminares para la maduración y desove en cautiverio del camarón *Penaeus*. Guayaquil. Ecuador. Escuela Superior Politécnica del Litoral.

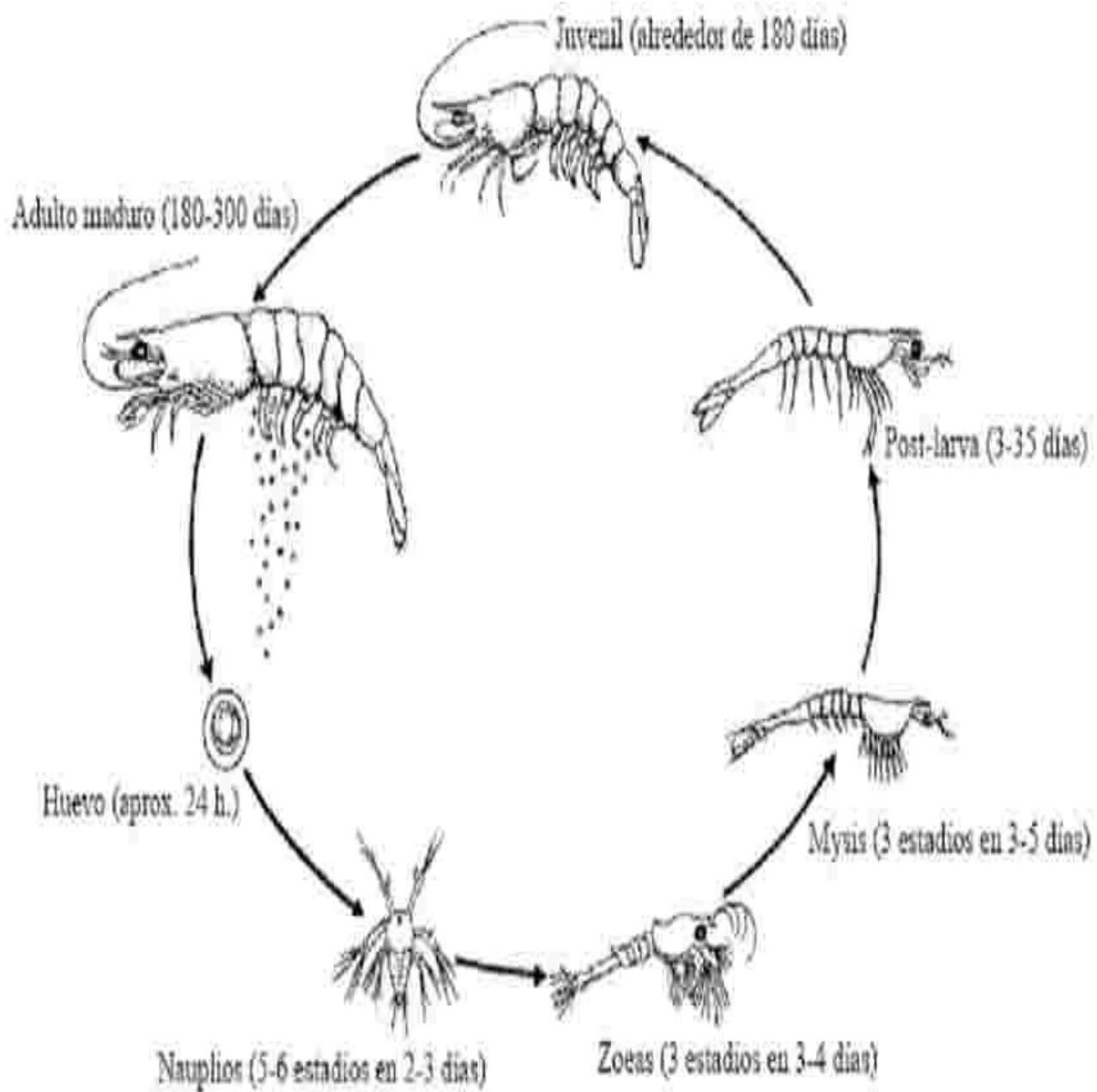
Meraz. D.J; 2012. Efecto de la fertilización orgánica y probiótico sobre la productividad primaria para el cultivo del camarón blanco. Tesis Lic. Ing. Agr. Catacamas, Olancho, Honduras, U.N.A. 6 p.

ANEXOS

Anexo 1. Partes anatómicas y localización de órganos reproductivos en *Litopenaeus vannamei*. (Tomado de .Hidalgo Zambrano 1997).



Anexo 2. Ciclo de vida del *Litopenaeus vannamei* (Tomado de King 1968).



Anexo 3. Selección de reproductores a nivel de laguna.



Anexo 4. Transporte de reproductores de laguna a vivero.



Anexo 5. Alimentación a nivel de vivero.



Anexo 6. Caleos a nivel de vivero a superficie y columna de agua.





Anexo 7. Ablación de hembras.



Anexo 8. Nauplios y huevos eclosionados y sin eclosionar observados microscópicamente.



Anexo 9.Tabla de alimentación.

TABLA DE ALIMENTACION																			
		BIOFILTRO		BIOMETRIA				BIOMASA (gr)		PORCENTAJE DE RACION									
FECHA	CODIGO DE FAMILIA	TK	BF	HEMBRA	PESO	MACHO	PESO	TOTAL	HEMBRA	MACHO	TOTAL	3.50%	5%	3.50%	3.50%	1%	2%	1%	4%
												Calamar	Poliqueto	Calamar	Mejillon	Calamar	Erzate	Calamar	Erzate
15/12/2015	G1+1502-N3	1	B1	59	27	64	25	123	1593	1600	3193	111.755	159.65	111.755	111.755	31.93	63.86	31.93	127.72
15/12/2015	G1+1502-N3	2	B1	62	27	77	25	139	1674	1925	3599	125.965	179.95	125.965	125.965	35.99	71.98	35.99	143.96
15/12/2015	G1+1502-N3	3	B1	67	27	67	27	134	1809	1809	3618	126.63	180.9	126.63	126.63	36.18	72.36	36.18	144.72
15/12/2015	G1+1502-N3	4	B1	63	50	81	50	144	3150	4050	7200	252	360	252	252	72	144	72	288
15/12/2015	G1+1502-N3	5	B1	63	50	74	50	137	3150	3700	6850	239.75	342.5	239.75	239.75	68.5	137	68.5	274
15/12/2015	G1+1502-N5	6	B1	60	50	84	50	144	3000	4200	7200	252	360	252	252	72	144	72	288
15/12/2015	G1+1502-N3	7	B1	62	55	70	27	132	3410	1890	5300	185.5	265	185.5	185.5	53	106	53	212
15/12/2015	G1+1502-N3	8	B1	62	55	69	27	131	3410	1863	5273	184.555	263.65	184.555	184.555	52.73	105.46	52.73	210.92
15/12/2015	G1+1502-N3	9	B1	66	27	79	50	145	1782	3950	5732	200.62	286.6	200.62	200.62	57.32	114.64	57.32	229.28
15/12/2015	G1+1502-N3	10	B1	68	50	76	50	144	3400	3800	7200	252	360	252	252	72	144	72	288
15/12/2015	G1+1502-N3	11	B1	60	50	75	50	135	3000	3750	6750	236.25	337.5	236.25	236.25	67.5	135	67.5	270
15/12/2015	G1+1502-N3	12	B1	64	50	77	50	141	3200	3850	7050	246.75	352.5	246.75	246.75	70.5	141	70.5	282
15/12/2015	G1+1502-N3	13	B1	156	50	130	50	286	7800	6500	14300	500.5	715	500.5	500.5	143	286	143	572
15/12/2015	G1+1502-N3	14	B1	150	50	131	50	281	7500	6550	14050	491.75	702.5	491.75	491.75	140.5	281	140.5	562
15/12/2015	G1+1502-N3	15	B1	148	50	135	50	283	7400	6750	14150	495.25	707.5	495.25	495.25	141.5	283	141.5	566
15/12/2015	G1+1502-N3	16	B1	60	50	60	50	120	3000	3000	6000	210	300	210	210	60	120	60	240
15/12/2015	G1+1502-N3	17	B1	153	50	139	50	292	7650	6950	14600	511	730	511	511	146	292	146	584
15/12/2015	G1+1502-N3	18	B1	152	50	133	50	285	7600	6650	14250	498.75	712.5	498.75	498.75	142.5	285	142.5	570
15/12/2015	G1+1502-N3	19	B1	149	50	132	50	281	7450	6600	14050	491.75	702.5	491.75	491.75	140.5	281	140.5	562
15/12/2015	G1+1502-N3	20	B1	157	50	119	50	276	7850	5950	13800	483	690	483	483	138	276	138	552

Anexo 10. Control de producción de nauplio.

Producción de nauplios.									
Día	Hembras Copuladas	Hembras que no Desovaron	Hembras que Desovaron	Huevos Cosechados en Millares	Nº de Huevos/ Hembra en Millares	% de Eclosión	Eclosión en Millares	Segundo Conteo de Nauplio en Millares	Total de Nauplio Sembrados en Millares
1	57	1	56	4201	75	19	785	752	683640
2	78	1	77	6022	78	14	850	820	745450
3	39	1	38	4862	128	17	850	820	745450
4	49	1	48	7459	155	33	2435	2341	2128180
5	59	1	58	7362	127	22	1600	1552	1411360
6	78	2	76	10632	140	26	2715	2632	2393180
7	156	3	153	18365	120	27	4956	4844	4404900
8	229	10	219	20120	92	47	9500	9247	7070583
9	275	5	270	31744	118	41	13101	11509	10462130
10	420	5	415	49441	119	56	27645	20205	18638180
11	577	7	570	52710	92	56	29297	26335	23940900
12	508	5	503	63566	126	24	15125	32495	29540900
13	453	13	440	40511	92	56	22510	18270	16609000
14	251	5	246	43510	177	47	20563	16765	15240900
15	470	4	466	62400	134	56	35012	33390	30334500
16	612	10	602	69630	116	58	40652	38440	34945450
17	670	6	664	71330	107	65	46287	46246	42040900
18	686	11	675	62202	92	61	37956	35690	32445400
19	651	7	644	60615	94	65	39255	36755	33413690
20	707	5	702	74852	107	64	48227	45035	40940900
21	777	8	769	86155	112	61	52505	50990	46354500
22	713	7	706	79085	112	63	49850	47630	43300000