

UNIVERSIDAD POLITÉCNICA DE VALENCIA

ESCUELA POLITÉCNICA SUPERIOR DE GANDIA

Grado en Ciencias Ambientales



UNIVERSITAT
POLITÈCNICA
DE VALÈNCIA



“Evolución de la calidad del agua en un
sistema BFT de un cultivo de
Marsupenaeus japonicus”

TRABAJO FINAL DE GRADO

Autora:

Araceli Varas Vicente

Tutores:

Miguel Rodilla Alama

Ferrán Llario Sempere

GANDÍA, 2015

ÍNDICE

RESUMEN	5
1. INTRODUCCIÓN	6
1.1. OBJETIVOS	12
2. MATERIAL Y MÉTODOS	12
2.1. OBTENCIÓN, MANTENIMIENTO Y CONTROL DE LOS CAMARONES	12
2.2. DESCRIPCIÓN DEL EXPERIMENTO Y FUNCIONAMIENTO DEL SISTEMA	16
2.3. VARIABLES MEDIDAS.....	21
2.4. SÓLIDOS.....	22
2.4.1. SÓLIDOS SUSPENDIDOS.....	22
2.4.2. SÓLIDOS SEDIMENTABLES.....	22
3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	23
4. CONCLUSIONES	46
5. BIBLIOGRAFÍA.....	47

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Evolución de la captura de camarones desde 1992 hasta 2013. Elaboración propia a partir de datos de (MAGRAMA, 2015)	6
Figura 2. <i>Marsupenaeus japonicus</i>	9
Figura 3. Ejemplares de <i>Marsupenaeus japonicus</i> a su llegada al Campus de Gandia en estado post-larva.	13
Figura 4. Biometría mediante el peso de camarones.	15
Figura 5. Sistema de baja temperatura. Fuente: elaboración propia.	17
Figura 6. Tanques del sistema de baja temperatura.....	18
Figura 7. A la izquierda tanque de biobolas, a la derecha biobola.	18
Figura 8. Tanque con sistema BFT.....	19
Figura 9. Diferencia de volúmenes entre los dos experimentos.....	20
Figura 10. Evolución de la biomasa de los tratamientos A, B y C.	23
Figura 11. Evolución de la biomasa de los tratamientos D y E.....	24
Figura 12. Evolución temporal del amonio en los tratamientos A, B y C.	28
Figura 13. Evolución temporal del amonio en los tratamientos D y E.	29
Figura 14. Evolución temporal del nitrito en los tratamientos A, B y C.	30
Figura 15. Evolución temporal del nitrito en los tratamientos D y E.	31
Figura 16. Evolución temporal del nitrato en los tratamientos A, B y C.	32
Figura 17. Evolución temporal del nitrato en los tratamientos D y E.	33
Figura 18. Evolución temporal del fosfato en los tratamientos A, B y C.....	34
Figura 19. Evolución temporal del fosfato en los tratamientos D y E.....	35
Figura 20. Evolución temporal del amonio, nitrito y nitrato en el tratamiento A.	36
Figura 21. Evolución temporal del amonio, nitrito y nitrato en el tratamiento B.	37
Figura 22. Evolución temporal del amonio, nitrito y nitrato en el tratamiento C.	38
Figura 23. Evolución temporal del amonio, nitrito y nitrato en el tratamiento D.	39
Figura 24. Evolución temporal del amonio, nitrito y nitrato en el tratamiento E.....	40
Figura 25. Evolución temporal de los sólidos suspendidos en los tratamientos A, B y C.	42
Figura 26. Evolución temporal de los sólidos suspendidos en los tratamientos D y E.	43
Figura 27. Evolución temporal de los sólidos sedimentables en los tratamientos B y C.	44
Figura 28. Evolución temporal de los sólidos sedimentables en los tratamientos D y E.	45

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Alimentación de los camarones.....	13
Tabla 2. Tasa de alimentación según biomasa para temperaturas mayores y menores a 28,5 ° C. Fuente: JORY et al., 2001.	16
Tabla 3. Nomenclatura de todos los tratamientos, tanto los que poseen temperatura elevada como baja.....	20
Tabla 4. Métodos analíticos que se llevan a cabo para la determinación de la concentración de los diferentes nutrientes.	21
Tabla 5. Supervivencia al finalizar el experimento de los tratamientos de baja temperatura. ...	25
Tabla 6. Supervivencia al finalizar el experimento de los tratamientos de alta temperatura....	25
Tabla 7. Valores de las variables con sus respectivas unidades para cada tratamiento.....	26
Tabla 8. Valores de las variables con sus respectivas unidades para cada tratamiento.....	27
Tabla 9. Concentración de sólidos suspendidos y sólidos sedimentables en cada tratamiento.	41

RESUMEN

En los últimos años se han desarrollado nuevas tecnologías acuícolas que pretenden reducir, e incluso evitar, el recambio de agua durante grandes periodos de tiempo, uno de estos son los sistemas de bioflóculos (BFT). En estos sistemas se permite aumentar la densidad de cultivo y reducir la renovación de agua, consiguiendo un bajo impacto ambiental.

En este trabajo se ha estudiado la evolución de la calidad del agua de un sistema BFT comparándolo con uno convencional con recirculación y depuración del agua, utilizando para el cultivo de camarones la especie *Marsupenaeus japonicus*. Para ello se han realizado dos experimentos, uno a menor temperatura y otro complementario a mayor temperatura, para lo cual se ha medido varias veces a la semana la salinidad, temperatura, pH, oxígeno disuelto, amonio, nitrito, nitrato, fosfato, sólidos suspendidos y sedimentables, y se ha controlado el crecimiento de los camarones cada quince días.

Con los datos obtenidos se observan diferencias estadísticas entre los tratamientos, estableciendo también relaciones entre ellos y el efecto que tienen en los sistemas de producción de *Marsupenaeus japonicus*. Se observó que los sistemas BFT tuvieron más supervivencia y biomasa al finalizar el experimento que el sistema convencional.

In the last few years there have been new aquaculture technologies that pretend reduce or even avoid, the replacement of water for long periods of time, one of these systems are biofloc technology (BFT). In these systems it is possible to increase crop density and reduce water renewal, achieving a low environmental impact.

In this work has studied the evolution of the water quality of a BFT system compared to a conventional system with recirculation and purifying water, using *Marsupenaeus japonicus* species for the shrimp farming. To carry out this work, there have been two experiments, one cooler and other complementary higher temperature, for which it has been measured several times a week salinity, temperature, pH, dissolved oxygen, ammonium, nitrite, nitrate, phosphate, suspended and settleable solids, and controlled the growth of shrimp every fortnight.

With the data obtained statistical differences between treatments are observed, also establishing relationships between them and the effect they have on production systems of *Marsupenaeus japonicus*. It was observed that BFT systems had more survival and biomass at the end of the experiment than the conventional system.

Palabras clave: camarón, bioflóculo, bacterias nitrificantes, género *Vibrio*.

Key words: shrimp, biofloc, nitrifying bacteria, genus *Vibrio*.

1. INTRODUCCIÓN

Según la FAO (2012), la producción pesquera mundial en aguas continentales y marítimas es de 91,3 millones de toneladas, mientras que la producción acuícola es de 66,6 millones de toneladas; además, de toda la producción pesquera, 3.353.661 toneladas pertenecen a la pesca de camarones. A nivel nacional, en España se capturan 930.018 toneladas de peces, crustáceos, moluscos, etc.; mientras la producción acuícola es de 264.160 toneladas, según la FAO (2012).

Según el Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente, la captura de camarones en 2013 fue de 6.027.045 kg (peso vivo). Como se puede observar en la figura 1, en la última década las capturas de camarones han llegado a un mínimo histórico de hasta 7 veces inferior a las capturas de hace 20 años.

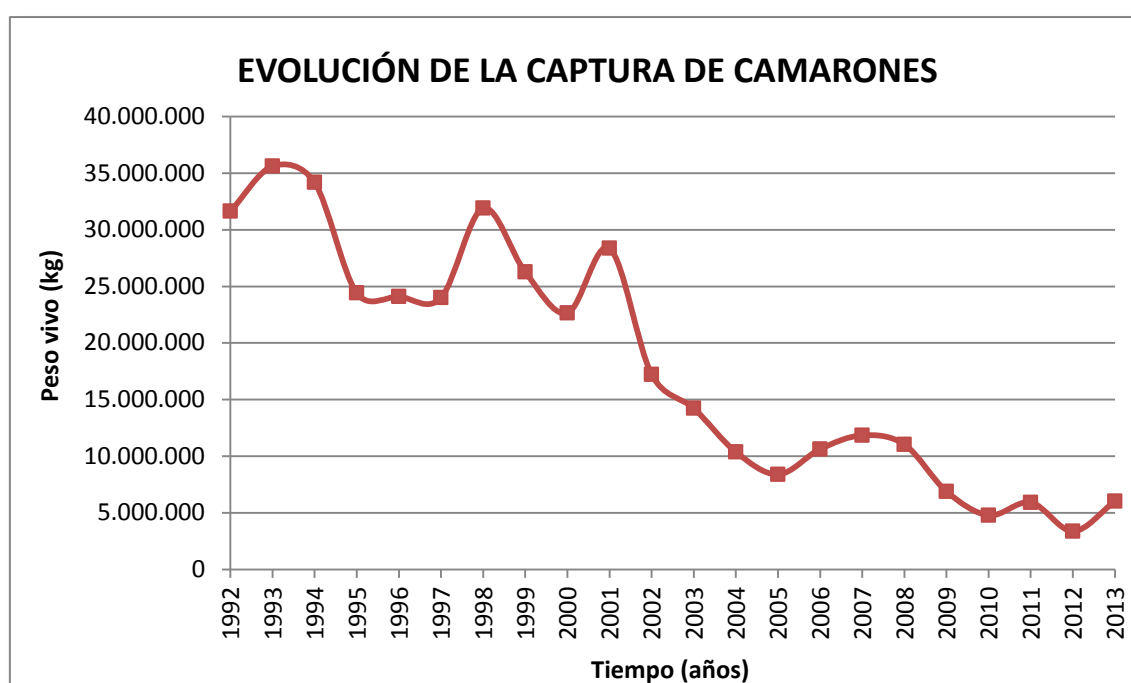


Figura 1. Evolución de la captura de camarones desde 1992 hasta 2013. Elaboración propia a partir de datos de (MAGRAMA, 2015)

En la figura 1 se observa la disminución de las capturas, siendo hasta 5 veces menos en 2013 (6.027.045 kg) que en 1992 (31.636.858 kg). El posible motivo de la disminución de las capturas es la sobrepesca existente (MAGRAMA, 2009).

Por otra parte, en 2012 en España se encontraban en funcionamiento un total de 5.132 establecimientos de acuicultura, 179 de acuicultura continental y 4.953 con aguas marinas (APROMAR, 2014). Esta misma fuente categoriza las granjas de acuicultura en España de la siguiente forma:

- Agua dulce (interior): establecimientos construidos sobre los márgenes de los ríos o de sus fuentes. En este tipo de instalación se produce, por ejemplo, la trucha arco iris.
- Agua salada (interior): establecimientos que se construyen en tierra firme y que obtienen el agua a través del bombeo desde captaciones en el mar. Un ejemplo de producción en este tipo de granja es la de rodaballo.
- En playa, zona intermareal y esteros: establecimientos en los que el cultivo se produce con una mínima intervención sobre el medio. Por ejemplo, almejas u ostras en zonas de playa o áreas intermareales donde los animales son depositados sobre el sustrato.
- En el mar en bateas y long-lines: estructuras flotantes en el mar. Ambos se utilizan para la producción de bivalvos (mejillón sobretodo).
- En el mar en viveros (jaulas): son aros de plástico rígido que dan soporte y flotación a bolsas de red que aguardan peces (por ejemplo la dorada o la lubina).

Los más numerosos son las bateas y los long-lines (3.722 establecimientos), seguidos de los situados en la playa, zona intermareal y esteros (1.121 establecimientos).

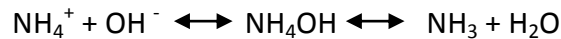
En cuanto al cultivo de langostinos, APROMAR (2014) asegura que la producción no está consolidada en España, y que actualmente sólo se encuentra en funcionamiento una granja en Medina del Campo (Valladolid).

Este proyecto se centra en un sistema de granja de acuicultura para camarones hasta ahora no desarrollado en España, el sistema de bioflóculos (BFT), que consiste en el mantenimiento de bacterias que se agregan al bioflóculo y que mantienen la calidad del agua después de añadir una fuente de carbono para compensar el exceso de nitrógeno y proporcionar aireación constante, pudiendo ser un sistema cerrado o semicerrado (AVNIMELECH, 2009; PÉREZ-ROSTRO et al., 2014), favoreciendo así la formación de flóculos. Estos flóculos están formados por microalgas, desechos producidos por los camarones, pienso sobrante, organismos muertos, etc. Los sistemas BFT demandan una gran cantidad de oxígeno debido a su consumo por parte de las bacterias y de los organismos cultivados. Es necesaria una fuerte aireación, ya que las bacterias aerobias consumen el oxígeno, como veremos en las reacciones que se muestran más adelante. Además, la fuerte aireación permite la resuspensión de sólidos, evitando que se depositen en el fondo de los tanques (BOYD, 2001; HARGRAVES, 2006).

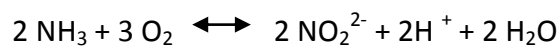
Debido al aumento de nitrógeno por la acción de las bacterias nitrificantes que se explican a continuación, se añaden hidratos de carbono al agua, para así regular la relación carbono/nitrógeno (C/N). El fitoplancton y las bacterias heterótrofas consumen el nitrógeno orgánico (amonio, nitritos y nitratos), que ayuda al crecimiento

de los bioflóculos, los cuales pueden ser consumidos por los crustáceos (GAO et al., 2012).

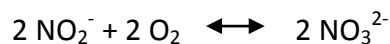
La adición de carbohidratos da lugar a que las bacterias nitrificantes oxiden el amonio a nitrito, y este mismo a nitrato (AVNIMELECH, 1999). La relación entre el amonio y el amoniaco se determina por el pH. A mayor pH, más amoniaco hay. Teniendo en cuenta que el pH del agua de mar siempre es mayor de 7, el amoniaco se transforma en amonio. Según ARBOLEDA (2005) y ESPINÓS (2008), dicho equilibrio es el siguiente:



La conversión de amonio en nitrito se realiza mediante las bacterias Nitrosomonas mediante la siguiente reacción que describieron ARBOLEDA (2005) y ESPINÓS (2008):



Después, las bacterias Nitrobacter oxidan los nitritos a nitratos a través de la reacción propuesta por ARBOLEDA (2005) y ESPINÓS (2008):



Estas dos últimas reacciones son importantes porque tanto el amonio como el nitrito son tóxicos (CHEN et al., 1990; OSTRENSKY & WASIELESKY, 1995). Por último, las microalgas son las responsables de consumir los nitratos. Como se ha observado, en cada una de las reacciones se consume oxígeno, de ahí la importancia de mantener una buena aireación (ARBOLEDA, 2005; ESPINÓS, 2008).

Los beneficios del sistema BFT son múltiples, uno de los principales es la reducción de costes respecto al sistema convencional, ya que prácticamente se anula el recambio de agua, y a su vez práctico, porque permite su instalación en zonas de interior, sin ser necesario el situarse cerca del litoral. Se trata de una reducción, ya que posee otros costes como la fuerte aireación, pero el balance general es la reducción de los mismos (CRAB et al., 2012).

Por otra parte, el sistema BFT favorece el incremento de biomasa del organismo, esto es debido a que éste se alimenta, además del pienso que se le proporciona, del bioflóculo, permitiendo alcanzar la maximización de beneficios. De esta forma se disminuye el coste mediante la reducción del pienso que se aporta, y se aumentan los beneficios al aumentar la biomasa de los organismos objeto del cultivo (camarones) (EMERENCIANO et al., 2013).

El camarón *Marsupenaeus japonicus* (figura 2) también llamado langostino tigre o japonés, es originario del Pacífico Occidental e Índico; pertenece al orden Decapoda y a

la familia Penaeidae, siendo su esperanza de vida de entre 2 y 3 años (MAGRAMA, 2009).



Figura 2. *Marsupenaeus japonicus*.

En España, existieron tres sistemas de cultivo dedicados a la explotación de este camarón (MAGRAMA, 2009), dos de ellos situados en Huelva, con fases de criadero y de engorde, y otro localizado en Cádiz, focalizado en el engorde. Aunque actualmente sólo se encuentra en funcionamiento una granja en Medina del Campo, Valladolid, dedicada al cultivo de la especie *Litopenaeus vannamei* (APROMAR, 2014).

Las fases del ciclo de cultivo de este camarón en los sistemas dedicados a su explotación son:

- Hatchery. Reproducción y cría hasta la obtención de postlarvas:
 - Reproducción. Se colocan (a las hembras y a los machos) en tanques, controlando los parámetros de salinidad, temperatura y luz, de forma que alcancen la maduración sexual y se produzca la fecundación. Las hembras que están fecundadas se sitúan en tanques de cría específicos. Para provocar la puesta suelen ser sometidas a dos procesos: choque térmico o ablación de un pedúnculo ocular.
 - Cría. La temperatura óptima para la cría es de 28 °C. Los huevos eclosionan al cabo de 12-18 horas. Pasados dos días, se

transforman en zoeas y se comienza a alimentar con microalgas. Cuatro días después, alcanzan el estadio de larvas mysis, carnívoras que se alimentan de *Artemia salina*. Por último, al cabo de tres días se transforman en postlarvas bentónicas, y empiezan a ser alimentadas con piensos. Las postlarvas se cosechan con 15-25 días y un peso de entre 10-20 mg.

- Preengorde. Mediante sistemas intensivos de engorde, las postlarvas se mantienen hasta un tamaño comercial. La etapa de preengorde se realiza en un mes aproximadamente, y tras 5 meses, los ejemplares suelen alcanzar la talla comercial.
- Engorde. Se realiza a partir del quinto mes. El camarón de talla cosechable pesa unos 22-25 gramos. Antes de la cosecha, se deja a los camarones sin comer para que el intestino quede limpio.

Respecto a la calidad del agua, un buen control es esencial para el correcto mantenimiento y desarrollo de las especies acuícolas. Las variables más importantes a tener en cuenta (MEGAHED, 2010) son los que se describen a continuación:

- Temperatura. Es una variable relevante en el desarrollo del peneidaceae, ya que es un factor clave para la reproducción de los langostinos y gambas (BARBIERI & OBSTRENSKY, 2001). Además, esta es capaz de regular la tasa de ingesta, el crecimiento y la reproducción de los camarones (BARBIERI & OBSTRENSKY, 2001; SILVA et al., 2003; CONIDES et. al., 2008).
- Oxígeno disuelto (O.D.). Es una de las variables más importantes, ya que su variación precisa una respuesta inmediata, porque una bajada del oxígeno puede causar la muerte de los camarones (BARBIERI & OBSTRENSKY, 2002). Para un buen desarrollo de los sistemas, el oxígeno disuelto debe ser superior al 85% (EMERENCIANO, 2013). Su medida debe ser diaria y, a poder ser, continua (BARBIERI & OBSTRENSKY, 2002).
- Salinidad. Los camarones toleran elevadas variaciones de salinidad (BARBIERI & OBSTRENSKY, 2001). Sin embargo, para la especie *Marsupenaeus japonicus* la salinidad óptima es de 30 a 35 g/L, y el crecimiento puede estar gravemente comprometido por la entrada hipohalina es decir, de baja salinidad, en los tanques (SETIARTO et al., 2004).

- pH. Los camarones soportan pH entre 5 y 9, aunque las variaciones bruscas no se toleran. El pH del agua marina es un valor constante y aproximadamente de 8,3. Por ello el pH no suele ser un valor que provoca problemas en las instalaciones acuícolas. El pH tiene una gran importancia en el equilibrio en presencia del amoniaco en los sistemas acuícolas, ya que en aguas ácidas el amoniaco presente en el sistema no se ioniza y provoca una gran toxicidad para las especies acuícolas (ESPINÓS, 2008).

No solo las variables de la calidad del agua son relevantes para el correcto desarrollo del sistema BFT y de los camarones, sino que también las bacterias presentes en el agua que desarrollan enfermedades en los camarones poseen un papel importante en la calidad de la misma, como puede ser la bacteria que provoca la vibriosis.

La vibriosis es una enfermedad causada por algunas bacterias del género *Vibrio* y es una de las más problemáticas en acuicultura; los vibrios son bacterias gram-negativas (es decir, con doble membrana celular, una externa y otra citoplasmática) de la familia *Vibrionaceae* (MORIARTY, 1999).

Los problemas derivados de las enfermedades bacterianas pueden ser agravados por un manejo inapropiado, como pueden ser las altas densidades de cultivo, y por condiciones desfavorables de la calidad del agua, como puede ser una alta carga de materia orgánica. En estas circunstancias la flora bacteriana del camarón se ve alterada, disminuyendo la capacidad de tolerancia a estos cambios. Se ha reconocido que el agua y los organismos acuáticos, incluidas las microalgas y la artemia, son fuentes importantes de bacterias potencialmente patógenas (ÁLVAREZ et al., 2000).

Diferentes investigaciones coinciden que en el grueso de la flora bacteriana de los crustáceos predomina *Vibrio*, que fueron comunes en dichos estudios durante todo su periodo, tanto en camarones sanos como en el agua y en el sedimento de su entorno (ÁLVAREZ et al., 2000).

En un estudio realizado por CEVALLOS et al. (1996) donde se procesaron 4.400 muestras de camarones cultivados, tanto sanos como enfermos, solo se pudieron identificar el 4 % de los *Vibrio* considerados a nivel de especie. También en un estudio llevado a cabo por (GUÉRIN-FAUBLÉE et al., 1995) Con frecuencia es difícil identificar correctamente a nivel de especie organismos del género *Vibrio*, asumiéndose que muchos corresponden a especies aún no descritas (ÁLVAREZ et al., 2000).

Por otra parte, cuando los camarones se encuentran en situaciones de estrés, se produce una disminución de sus defensas naturales, por lo que algunas especies bacterianas que son normales en la flora, pueden producir mortalidades significativas (ÁLVAREZ et al., 2000).

En otro estudio realizado por YASUDA & KITAO (1980) se trató de describir la población bacteriana en el intestino de larvas y juveniles de *Marsupenaeus japonicus*, situados en tanques de laboratorio durante 5 meses. Se detectaron, en todos los estadios larvarios, que la composición bacteriana a nivel de género en el intestino y en el agua de los tanques fue similar (*Aeromonas*, *Pseudomonas* y *Vibrio*). Pasados 126 días, la población bacteriana en el ambiente y en el tanque estuvo dominada por el género *Vibrio*; sin embargo, en el sedimento predominó el género *Pseudomonas*. Esta última especie también se halló de forma predominante en el intestino de los adultos.

La infección causada por esta bacteria, entra a través de la boca y forma placas, después se extiende a las entrañas del cuerpo y los apéndices que resulta en la pérdida de la función de los miembros (RAHAMAN et al., 2010).

1.1. OBJETIVOS

El objetivo general del presente proyecto es comparar la evolución de la calidad del agua en un sistema BFT para el cultivo de *Marsupenaeus japonicus* en dos densidades diferentes con la evolución de la calidad del agua de un cultivo convencional con recirculación y renovación de agua. Además se establece un objetivo secundario para evaluar la influencia de temperaturas más altas sobre el cultivo, ya que una temperatura más elevada puede influir en el crecimiento y supervivencia de *Marsupenaeus japonicus*.

2. MATERIAL Y MÉTODOS

2.1. OBTENCIÓN, MANTENIMIENTO Y CONTROL DE LOS CAMARONES

Los ejemplares utilizados en el estudio llegan a las instalaciones de acuicultura del Campus de Gandia de la Universitat Politècnica de Valencia el día 31 de marzo de 2015 (figura 3). Su procedencia es francesa, producidos en las instalaciones de la empresa Earl La Petite Canau. Llegaron en estado de post-larva, con un peso medio de 0,017 gramos, un máximo de 0,04 y mínimo de 0,006 gramos.

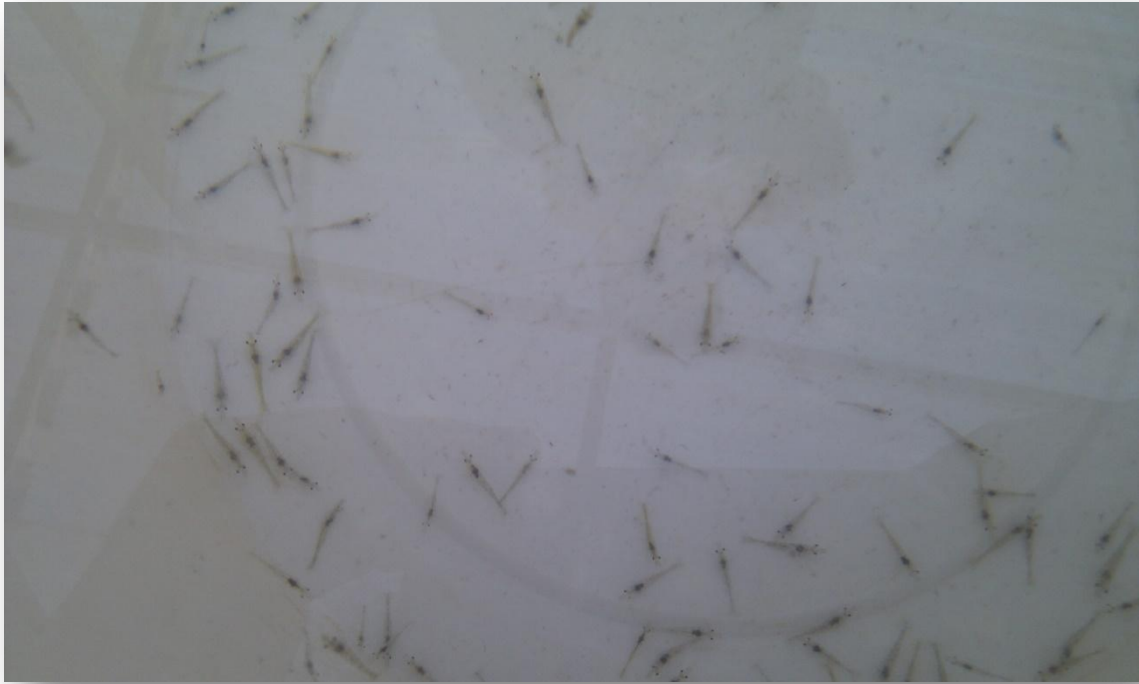


Figura 3. Ejemplares de *Marsupenaeus japonicus* a su llegada al Campus de Gandia en estado post-larva.

Para una buena aclimatación de los ejemplares, se alimentaron con Artemia salina (SORGELOOS, 1980), ya que en la empresa donde se produjeron fueron alimentados de esta forma. Pasados seis días, como se puede observar en la tabla 1, se empezaron a alimentar con pienso de 2 mm. Además, tanto el pienso como la artemia se administraron dos veces al día, con el fin de evitar que se degrade el alimento y pueda ser consumido por los camarones.

Por otra parte, la alimentación administrada fue en función de la biomasa calculada a partir de las biometrías realizadas cada 15 días, según se mostrará más adelante en la tabla 2.

Tabla 1. Alimentación de los camarones.

DÍA	% ARTEMIA	% PIENSO	TAMAÑO DEL GRANO
0	100	0	-
6	70	30	2 mm
11	50	50	2 mm
14	30	70	2 mm
33	0	100	2 mm
48	0	100	3 mm

Además de la alimentación administrada, hay que tener en cuenta que las partículas microbianas del sistema BFT pueden proporcionar nutrientes importantes como proteínas, lípidos, aminoácidos y ácidos grasos (EMERENCIANO et al., 2013).

El estudio de (BAUER et al., 2012) en el que se establecieron diferentes tratamientos, uno de dieta control en el que se alimentaban a los camarones con harina de pescado, y otros con sistema BFT y proteína de soja en diferentes porcentajes de reemplazo de esta misma harina, demostró que el aumento de peso, el peso final, el índice de conversión, la tasa de crecimiento específico y la supervivencia no fueron significativamente diferentes entre los tratamientos. Los resultados sugirieron que la harina de pescado puede ser completamente reemplazada con proteína de soja en sistema BFT sin efectos adversos.

En este proyecto se realizaron biometrías cada 15 días, es decir, 5 biometrías (sin contar la inicial a modo de control). La frecuencia de las biometrías fue cada 15 días para evitar la baja supervivencia de los camarones debido al estrés causado por las mismas, como vimos que puede causar en (ÁLVAREZ et al., 2000).

Las biometrías se realizaron mediante la medición del peso de un número inespecífico de camarones de cada tanque (biomasa). En la figura 4 se observa cómo se pesan. La biometría nos da una estimación de la supervivencia, ya que se sabe la densidad inicial de camarones de cada tanque.



Figura 4. Biometría mediante el peso de camarones.

Por otra parte, de cada biometría se obtuvo la cantidad de pienso que se debía administrar diariamente siguiendo la tabla 2 descrita por JORY et al. (2001).

Tabla 2. Tasa de alimentación según biomasa para temperaturas mayores y menores a 28,5 ° C. Fuente: JORY et al., 2001.

SEMANA	TEMP °C > 28,5°C		TEMP °C < 28,5°C	
	TAMAÑO (g)	% BIOMASA	TAMAÑO (g)	%BIOMASA**
0	0,01	250	0,01	200
1	0,04	90	0,04	60
2	0,18	30	0,14	30
3	0,60	20	0,40	12
4	1,30	10	0,9	8,0
5	2,80	7,5	1,7	6,5
6	4,20	5,0	2,6	4,5
7	5,20	4,8	3,4	3,5
8	7,10	4,5	4,2	3,3
9	8,60	4,20	5,0	3,1
10	10,0	3,0	5,8	2,9
11	11,5	2,9	6,6	2,8
12	12,9	2,8	7,4	2,6
13	14,4	2,6	8,2	2,5
14	15,8	2,6	9,0	2,4
15	17,2	2,5	9,8	2,4
16	18,2	2,5	10,6	2,4
17	19,2	2,4	11,4	2,3
18	20,2	2,4	12,2	2,3
19	21,2	2,4	13,0	2,2
20	22,0	2,3	13,8	2,2

Para utilizar la tabla 2, lo primero que hay que observar es si la temperatura del agua es mayor o menor de 28,5 °C. Después, a partir del peso de los camarones (medido en las biometrías) sabemos qué porcentaje del organismo se va a suministrar en pienso.

2.2. DESCRIPCIÓN DEL EXPERIMENTO Y FUNCIONAMIENTO DEL SISTEMA

Se llevan a cabo dos tipos de sistemas, uno a baja y otro a alta temperatura. A continuación se muestra en la figura 5 el sistema de baja temperatura.

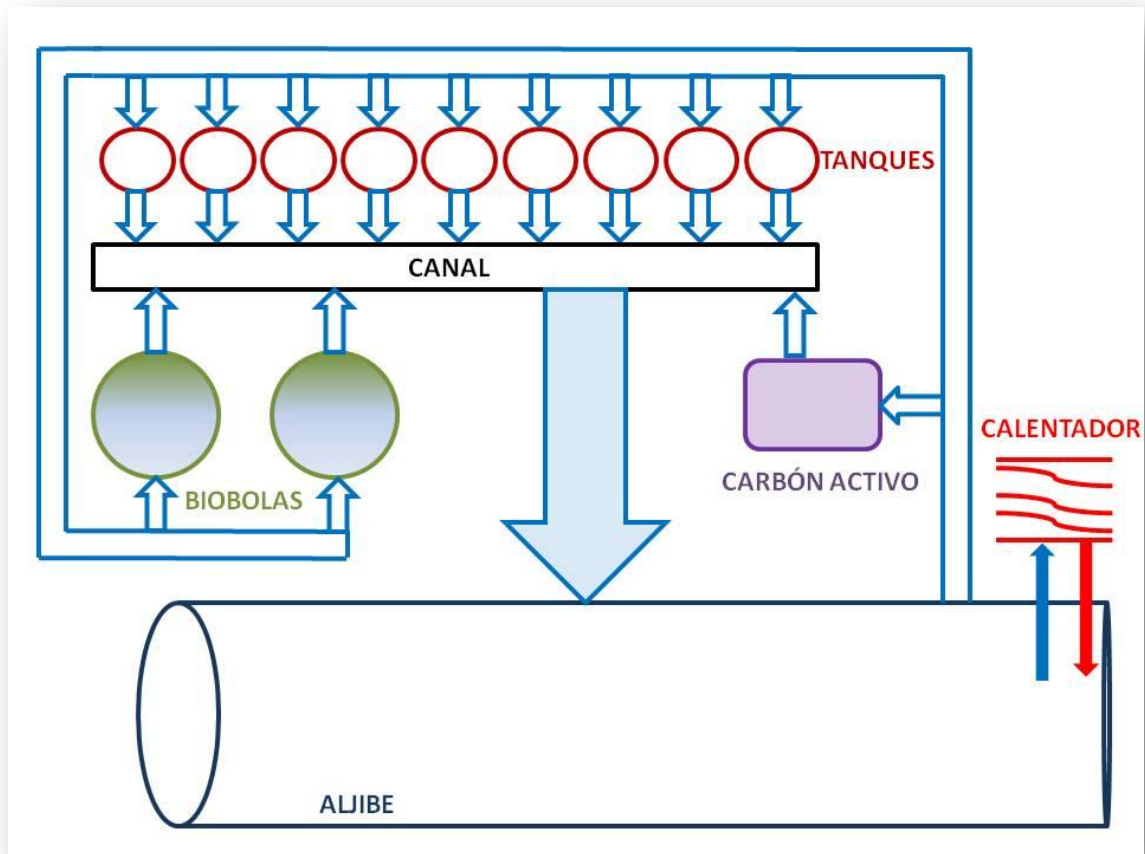


Figura 5. Sistema de baja temperatura. Fuente: elaboración propia.

En la figura anterior podemos observar que este sistema se compone de 9 tanques (figura 6), los cuales poseen una capacidad de 1000 L cada uno, y un área de $1,7\text{m}^2$. El agua que sale de los tanques (solo sale de tres de ellos, como se explicará más adelante) se canaliza a un aljibe de 10000 L de capacidad. Este aljibe también recoge las aguas de las biobolas y del carbón activo. Las biobolas (figura 7) están diseñadas para que la materia orgánica se disponga en su superficie, y así las bacterias la puedan descomponer con mayor facilidad. Se distribuyen en dos tanques de 3000 L de capacidad cada uno. El caudal de las biobolas es de $0,18\text{ L/s}$. El carbón activo retiene los posibles tóxicos que pueda contener el agua, y posee una capacidad de 100 L. Además, debajo del carbón activo se disponen unas conchas, de forma que el carbonato de calcio evita la acidificación del agua.



Figura 6. Tanques del sistema de baja temperatura.



Figura 7. A la izquierda tanque de biobolas, a la derecha biobola.

Además, como se puede observar en la figura 5 que existen 12 salidas del aljibe, una al carbón activo, otras dos a las biobolas y nueve a los tanques. Estas salidas no poseen un caudal regular sino que se regulan. Por último, también se percibe un calentador, el cual mantiene la temperatura estable.

En los 9 tanques se trabaja con alta densidad de camarones, tres de ellos con una densidad de camarones de 100 individuos/m³ (con recirculación y renovación de agua es decir, son los tres únicos tanques que reciben y envían agua al aljibe), en otros tres con esta misma densidad y sistema BFT (sin recirculación ni renovación de agua) (figura 8) y con las tres restantes con una densidad de 200 individuos/m³. La asignación de que tanque contenía cierta densidad fue de forma aleatoria.



Figura 8. Tanque con sistema BFT.

Tanto los tanques donde se renueva y recircula el agua, como en los que se mantiene un sistema cerrado de BFT, disponen de aireación. Sin embargo, debido a la posible creación de anoxia, los sistemas BFT cuentan con una mayor aireación. Además, cada tanque posee un termostato que calienta el agua.

Por otra parte, el sistema a alta temperatura se forma de otros 6 tanques de 40 L de capacidad, y una superficie de 0,14 m². El agua de estos tanques se trasvasó desde los tanques de baja temperatura con el fin de llegar a una temperatura más elevada, considerándose un experimento complementario a este primero, y empezándolo cuando el otro experimento llevaba 31 días en marcha. En tres de los tanques se introdujeron 7 camarones, y en los otros tres 14 camarones. Los 6 tanques son BFT, con aireación y un termostato para conseguir la temperatura requerida. Estos tanques

se establecieron para llegar a una temperatura más elevada en menos tiempo, respecto a los otros tanques con mayor capacidad de agua, ya que los camarones crecen mejor con agua caliente (PONCE-PALAFOX, 1997).

En la figura 9 se puede apreciar la diferencia de volúmenes entre los tanques de los dos experimentos.



Figura 9. Diferencia de volúmenes entre los dos experimentos.

En la tabla 3 se muestra la nomenclatura que se va a utilizar en el presente estudio.

Tabla 3. Nomenclatura de todos los tratamientos, tanto los que poseen temperatura elevada como baja.

TEMPERATURA	BAJA	BAJA	BAJA	ALTA	ALTA
TRATAMIENTO	100 ind./m ³ recirculación y renovación	100 ind./m ³ sistema BFT	200 ind./m ³ sistema BFT	100 ind./m ³ sistema BFT	200 ind./m ³ sistema BFT
NOMENCLATURA	A	B	C	D	E

La tabla 3 muestra la nomenclatura que se utilizará para referirse a cada tratamiento. Hay que tener en cuenta que cada tratamiento posee tres réplicas es decir, el tratamiento A (sistema convencional con recirculación y renovación de agua) está formado por tres tanques cuya densidad es de 100 individuos por m³, al igual que el tratamiento B, que posee la misma densidad pero con sistema BFT y formado por otras tres réplicas, y así sucesivamente. En cuanto a los tratamientos D y E, conviene subrayar que poseen una mayor temperatura.

2.3. VARIABLES MEDIDAS

Tanto por la mañana como por la tarde se miden las variables que se muestran a continuación (junto con sus instrumentos de medida) para garantizar las condiciones óptimas de los camarones y, si alguna variable se saliera de los óptimos, poder corregirlas.

- Salinidad y temperatura: variable medida con el conductímetro WTW Multi 340i.
- O.D.: medido con el oxímetro óptico YSI.
- pH: el pHmetro que se utiliza es el Crison basic 20 +.

Además, cuatro veces a la semana se realiza una analítica de los nutrientes para poder observar su evolución en el tiempo. Los nutrientes que se analizan son los compuestos nitrogenados (amonio, nitritos y nitratos, midiéndose este último dos veces por semana) y fosfatos. Los métodos analíticos empleados para el análisis de cada nutriente se encuentran en la tabla 4.

Tabla 4. Métodos analíticos que se llevan a cabo para la determinación de la concentración de los diferentes nutrientes.

NUTRIENTES	MÉTODO ANALÍTICO
AMONIO DISUELTO TOTAL (N-AT) (mg/l)	Reacción colorimétrica mediante la metodología UNESCO (1983)
NITRITOS (N-NO ₂) (mg/l)	Reacción colorimétrica de BENDSCHNEIDER & ROBINSON (1952) descrito en BAUMGARTEN et al. (1996)
NITRATOS (N-NO ₃) (mg/l)	Determinación mediante el análisis por diferencia de nitritos más nitratos utilizando la metodología descrita por GRASSHOF (1976)
FOSFATOS(P-PO ₄) (mg/l)	Reacción colorimétrica de MURPHY & RILEY (1962)

En función del amonio en el agua se compensa con sacarosa, hasta conseguir una relación C/N de 20 (ASADUZZAMAN et al., 2008), considerando solamente el nitrógeno en forma de amonio, el cual ha de ser degradado por las bacterias, para evitar la intoxicación de los camarones, por lo que solo se compensa en sistema BFT.

2.4. SÓLIDOS

2.4.1. SÓLIDOS SUSPENDIDOS

En sistemas BFT, los flóculos que se acumulan proporcionan beneficios para el camarón, como ya se han descrito. Sin embargo, la acumulación de partículas en exceso puede dificultar el rendimiento del camarón, por ello el control de la concentración de partículas en estos sistemas pueden mejorar significativamente la calidad del agua y la producción del camarón (RAY et al., 2010).

Una vez a la semana se midieron los sólidos suspendidos, recogiendo muestras de 100 ml y pasadas por filtros de 0,45 µm de tamaño de poro según la metodología descrita por (BAUMGARTEN et al., 2010).

2.4.2. SÓLIDOS SEDIMENTABLES

Para evaluar la acumulación de materia orgánica en el sistema BFT se utiliza un cono Imhoff, el cual decanta un litro de agua durante 15 minutos, dando como resultado el volumen de sólidos (en ml) que se encuentran en la muestra. Esta medición se llevo a cabo una vez a la semana según la metodología detallada por (AVINMELECH, 2007).

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Respecto a la biomasa, en las figuras 10 y 11 se muestra la evolución temporal de la biomasa, medida en gramos y obtenidas a partir de las 5 biometrías realizadas, siendo los tratamientos A, B y C la primera figura y los tratamientos D y E la siguiente. Para realizar dichas figuras se hizo el promedio de los pesos de los camarones de cada tanque, y a su vez el promedio de los tanques que conforman cada tratamiento.

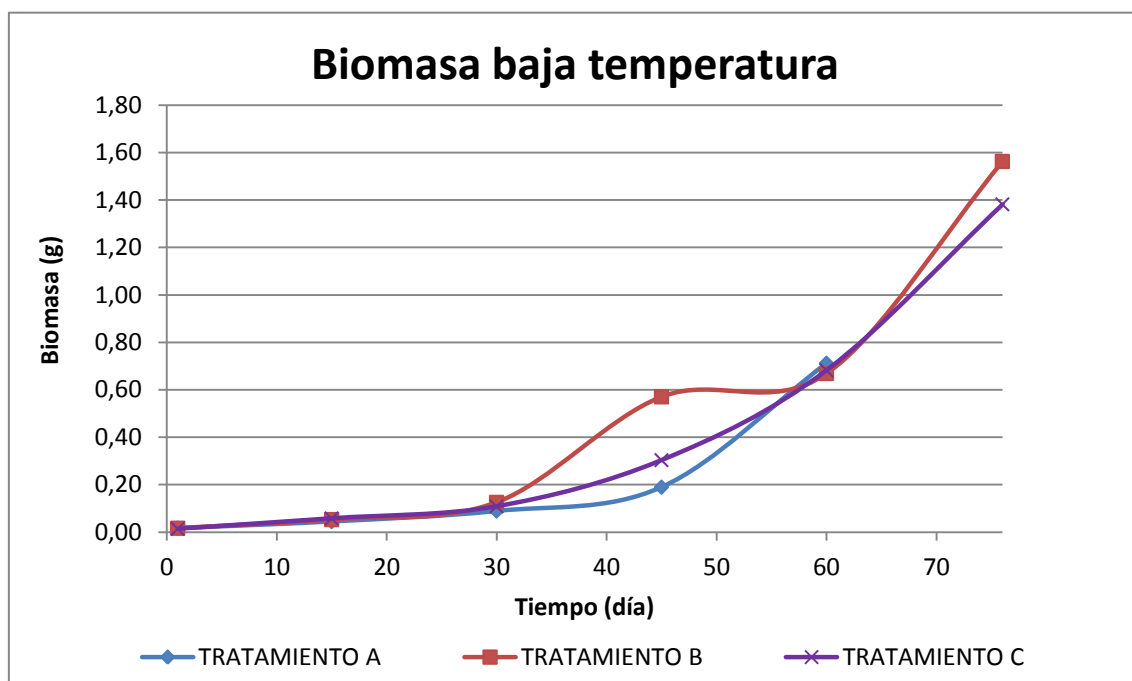


Figura 10. Evolución de la biomasa de los tratamientos A, B y C.

En la figura 10 se puede observar que la mayor biomasa alcanzada fue la del tratamiento B, es decir, aquel con menor densidad de camarones. Se observan dos particularidades, por una parte el crecimiento fue más significativo en el tratamiento B el día 45, ya que fue de 0,57 g, mientras que la del tratamiento A fue de 0,19 g, y para el tratamiento C fue de 0,30 g. Por otra parte, el día 60 coincidió que los tres tratamientos tenían la misma biomasa, ya que el tratamiento B se estancó, mientras que el A y el C siguieron la evolución que podría esperarse. En este caso, se podría afirmar, como en el estudio de BAUER et al. (2012), que el sistema BFT no posee efectos adversos para los camarones.

También se ha de comentar que la supervivencia del tratamiento A fue la menor, ya que se murieron todos los camarones el día 60. La supervivencia se vio afectada, probablemente, por infecciones causadas por el *Vibrio harveyi*, el cual fue encontrado en el análisis de los camarones muertos. La muerte pudo producirse en la biometría

anterior, cuando se pudo ocasionar una situación de estrés en los camarones, causando una baja de sus defensas naturales, como ya advirtió ÁLVAREZ et al. (2000). La fuente del *Vibrio harveyi* pudo ser la artemia que se administró al principio del experimento (ÁLVAREZ et al., 2000). Si bien no hay que descartar la infección previa del sistema porque aunque antes de la llegada de los ejemplares se realizó una desinfección con cloro. No obstante, es posible que pudiera permanecer algún reservorio de *Vibrio* en el sistema.

Por otra parte, se ha de comentar que los bioflóculos poseen una actividad de biocontrol contra el *Vibrio harveyi* (CRAB et al., 2010), y puede que sea la explicación de que el tratamiento A tuviera menos supervivencia que el B y el C.

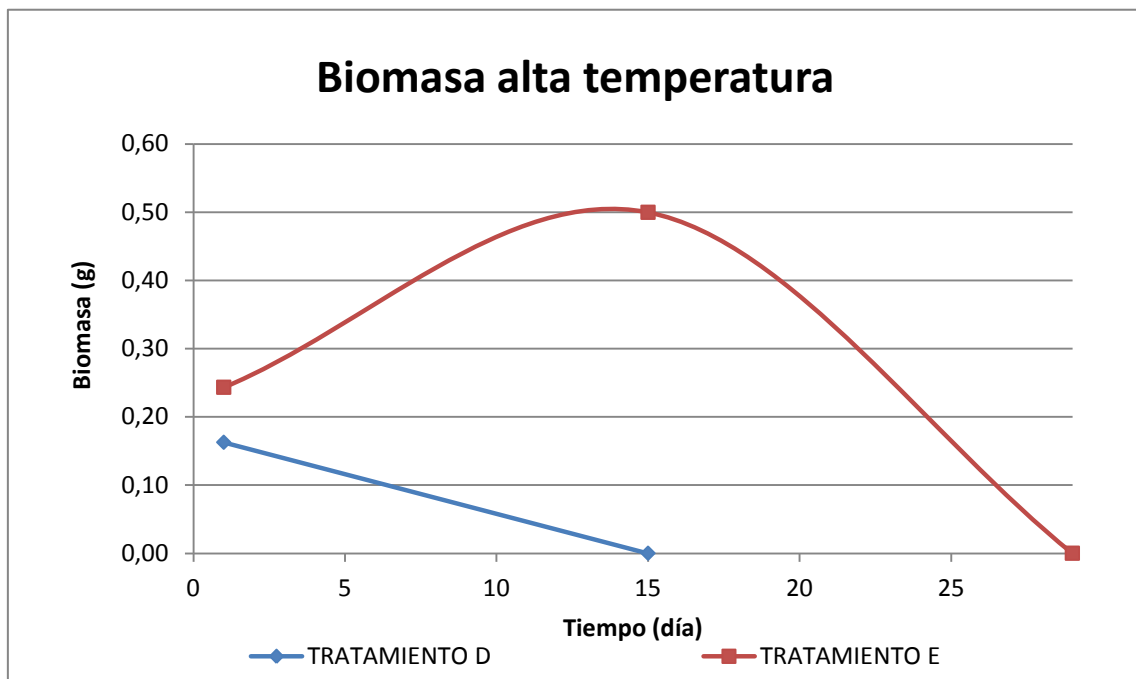


Figura 11. Evolución de la biomasa de los tratamientos D y E.

En la figura 11 se puede observar que la supervivencia del tratamiento D fue menor que la del E. Por otra parte, y comparando con la figura 10, el crecimiento de los camarones no fue mayor en el sistema de alta temperatura que en el de baja. Al contrario que en el experimento de WYBAN et al. (1995) que trabajó con la especie *Penaeus vannamei*, el crecimiento era mayor a temperaturas más altas, en este experimento fue al contrario, teniendo crecimientos mayores en el sistema de baja temperatura. También es contrario al estudio de COMAN et al. (2002), en el que, habiendo diferentes experimentos con temperaturas entre 24 y 31,2 °C, se hallaron mayores crecimientos a la temperatura de 27°C.

Ya que el agua obtenida para este experimento complementario fue obtenida de los tratamientos A, B y C por igual, la supervivencia pudo estar influenciada también por el *Vibrio harveyi*.

A continuación se muestra la supervivencia de los dos experimentos en las tablas 5 y 6 al finalizar los mismos.

Tabla 5. Supervivencia al finalizar el experimento de los tratamientos de baja temperatura.

TRATAMIENTO	NÚMERO DE INDIVIDUOS
A	0
B	4
C	18

Tabla 6. Supervivencia al finalizar el experimento de los tratamientos de alta temperatura.

TRATAMIENTO	NÚMERO DE INDIVIDUOS
D	0
E	5

En las tablas 5 y 6 se puede observar que la mayor supervivencia alcanzada fue la del tratamiento B, y la menor la del tratamiento C y D. Al igual que en el estudio de COMAN et al. (2002), que como se ha comentado antes existían diferentes experimentos con temperaturas entre 24 y 31,2 °C, la mayor supervivencia se obtiene con el experimento de 24 °C. Como también se ha comentado anteriormente, la supervivencia se vio afectada por el *Vibrio harveyi*.

En cuanto a la salinidad, temperatura, oxígeno disuelto y pH, en la tabla 7 se muestran los valores recogidos en ambos experimentos. Los valores que se observan son, por una parte la media (el valor superior), y por otra el rango de cada uno, es decir, el máximo y el mínimo (los valores inferiores entre paréntesis). La media se calculó como

promedio de todos los días de cada tanque, y un promedio a su vez de los tanques para cada tratamiento. Los máximos y mínimos se calcularon también de esta forma.

Tabla 7. Valores de las variables con sus respectivas unidades para cada tratamiento.

TRATAMIENTO	A	B	C	D	E
VARIABLE					
SALINIDAD (g/l)	37,3 (36,6-38,3)	37,5 (36,4-38,3)	37,3 (30,0-38,4)	37,0 (34,4-38,8)	37,2 (33,5-38,6)
TEMPERATURA (°C)	23,3 (20,4-25,5)	22,9 (19,2-25,7)	23,4 (19,2-28,2)	28,8 (23,6-32,5)	28,7 (23,7-31,4)
O.D. (mg/l)	7,09 (6,47-7,62)	7,17 (6,46-7,71)	7,10 (6,38-8,86)	6,46 (5,56-6,99)	6,45 (5,70-6,87)
pH (U.A.)	8,30 (8,05-8,50)	8,35 (7,86-8,56)	8,33 (7,91-8,59)	8,31 (8,06-8,51)	8,33 (8,08-8,57)

Como se puede observar en la tabla 7, no hubo diferencias significativas entre la salinidad de los cinco tratamientos, siendo variable debido a la evaporación y corrección con agua dulce, la cual tuvo lugar cuando la salinidad fue superior a 38 g/l. Sin embargo, todos los valores estuvieron acordes con el estudio de DALLA VIA (1986), puesto que estuvieron dentro del rango entre 25 a 40 g/l, donde no se observó mortalidad. Se ha de comentar que el agua procedía del Mar Mediterráneo, siendo la salinidad inicial de 37,3 g/l.

En cuanto a la temperatura, se consiguió la requerida para la diferenciación de los dos experimentos, de forma que los promedios, máximos y mínimos fueron mayores en los tratamientos D y E que en los tratamientos A, B y C.

Respecto al oxígeno disuelto, los valores fueron más elevados en los tratamientos A, B y C que en los tratamientos D y E. Sin embargo, para todos los tratamientos fueron valores aceptables y acordes con los del estudio de RAY et al. (2010).

Por último, el pH fue muy estable, y solo se diferenció ligeramente en los mínimos de los tratamientos B y C, no siendo peligrosos en ningún momento ya que estuvieron a un pH mayor de 7, óptimo que RAY et al. (2010) considera.

A continuación se muestra en la tabla 8 los valores de nitratos, nitritos, fosfatos y amonio. Los valores que se observan se expresan y se calcularon como en la tabla 7, por una parte la media (el valor superior) y el rango de cada uno es decir, el máximo y el mínimo (los valores inferiores entre paréntesis).

Tabla 8. Valores de las variables con sus respectivas unidades para cada tratamiento.

TRATAMIENTO	A	B	C	D	E
VARIABLE					
AMONIO (mg/l)	0,10 (0,00-0,65)	0,17 (0,00-1,29)	0,19 (0,00-1,37)	0,08 (0,00-0,36)	0,12 (0,00-0,50)
NITRITOS (mg/l)	0,03 (0,00-0,66)	0,43 (0,00-4,25)	0,47 (0,00-3,00)	5,47 (0,72-12,40)	5,48 (0,12-17,60)
NITRATOS (mg/l)	24,84 (4,98-51,32)	20,00 (0,00-36,71)	20,67 (0,00-46,39)	20,73 (1,15-20,73)	17,77 (0,00-60,50)
FOSFATOS (mg/l)	0,61 (0,11-2,14)	1,11 (0,05-2,84)	1,47 (0,00-3,19)	1,01 (0,27-1,41)	1,07 (0,27-1,69)

Como se puede observar en la tabla 8, el amonio tuvo un promedio en todos los tratamientos muy bajo, y su máximo fue de 1,37 mg de N-amoniaco/l en el tratamiento C, máximo también muy bajo. Por ello, el amonio no superó la CL50 (concentración letal que mata la mitad de los organismos, en este caso los camarones) de 24,19 mg de nitrógeno amoniaco/l que determinaron OSTRENSKY & WASIELESKY (1995). Sin embargo, por precaución se compensó con sacarosa cuando superaron 1,00 mg de nitrógeno amoniaco/l. Los valores máximos fueron muy inferiores en relación al estudio de AVNIMELECH & KOCHBA (2009).

Respecto a los nitritos, los valores promedio de los tratamientos A, B y C fueron pequeños, así como los máximos. Sin embargo, en los tratamientos D y E los promedios y los máximos fueron elevados. No se superó la CL50 de 11,55 mg N-NO₂/l (ALCARAZ et al., 1999) en los tratamientos A, B y C, pero si en los tratamientos D y E. Por ello, en dichos tratamientos se hicieron recambios de agua.

En cuanto a los nitratos, los promedios y máximos fueron muy similares en los cinco tratamientos, no siendo bajos, pero tampoco fueron un problema, ya que no superaron el LOEC (traducción en castellano de menor concentración sin efecto observado) de 105 mg N-NO₃/l que establecieron CAMARGO et al.(2005).

Por último, el fosfato posee promedios y máximos poco elevado, teniendo en cuenta que es un nutriente acumulativo. Por otra parte, siendo la toxicidad del fosfato prácticamente inexistente, se deben de evitar las concentraciones altas ya que pueden conducir a floraciones de cianobacterias nocivas (SILVA et al., 2013). En este estudio la concentración máxima alcanzada fue de 3,19 mg P-PO₄/l en el tratamiento C, mientras que en el estudio de SILVA et al. (2013) fue de 18 mg P-PO₄/l, por lo que no se considera una concentración de fosfato elevada.

A continuación se representan los promedios de cada tratamiento diarios que, a su vez, están promediados para proyectar una evolución temporal de cada nutriente durante todo el experimento, es decir, durante los 76 días el de baja temperatura y 29 días el de alta temperatura.

En primer lugar se representa el amonio en la figura 12 para los tratamientos A, B y C, y en la figura 13 para los tratamientos D y E, ya que es el primer nutriente en aumentar su concentración, como se ha comentado anteriormente.

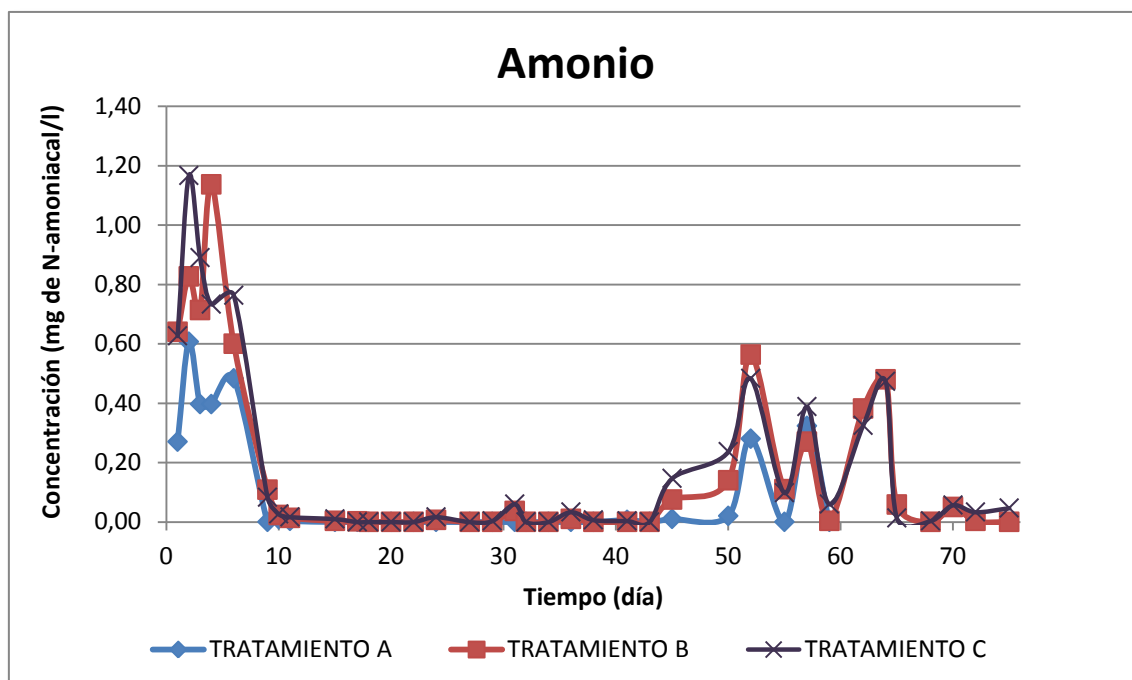


Figura 12. Evolución temporal del amonio en los tratamientos A, B y C.

En la figura 12 se observa que el amonio aumenta drásticamente al principio, llegando a una concentración de 1,17 mg de N-amoniaco /l en el tratamiento C. Sin embargo, a los pocos días las bacterias nitrificantes anteriormente nombradas oxidan el amonio a nitrito, manteniendo las concentraciones en 0. Se puede observar también que el tratamiento A no llega a concentraciones tan altas como el B y el C, debido a que en este tratamiento se recircula agua. Por último, se perciben inflexiones de la concentración en los tres tratamientos a partir del día 45. Dichas inflexiones se cree que pueden deberse a un error analítico, debido al paralelismo entre los distintos tratamientos y a que la concentración de amonio debería ser estable.

El día 4 el tratamiento B tiene su máximo. Ese mismo día se compensaron con sacarosa los tres tanques de este tratamiento, ya que los tres superaron 1 mg de N-amoniaco /l.

Estos datos concuerdan con los del experimento de AVNIMELECH & KOCHBA (2009), donde establecieron un sistema BFT, ya que el amonio aumenta al principio y después

disminuye como consecuencia de las bacterias nitrificantes y la adición de sacarosa el día descrito anteriormente.

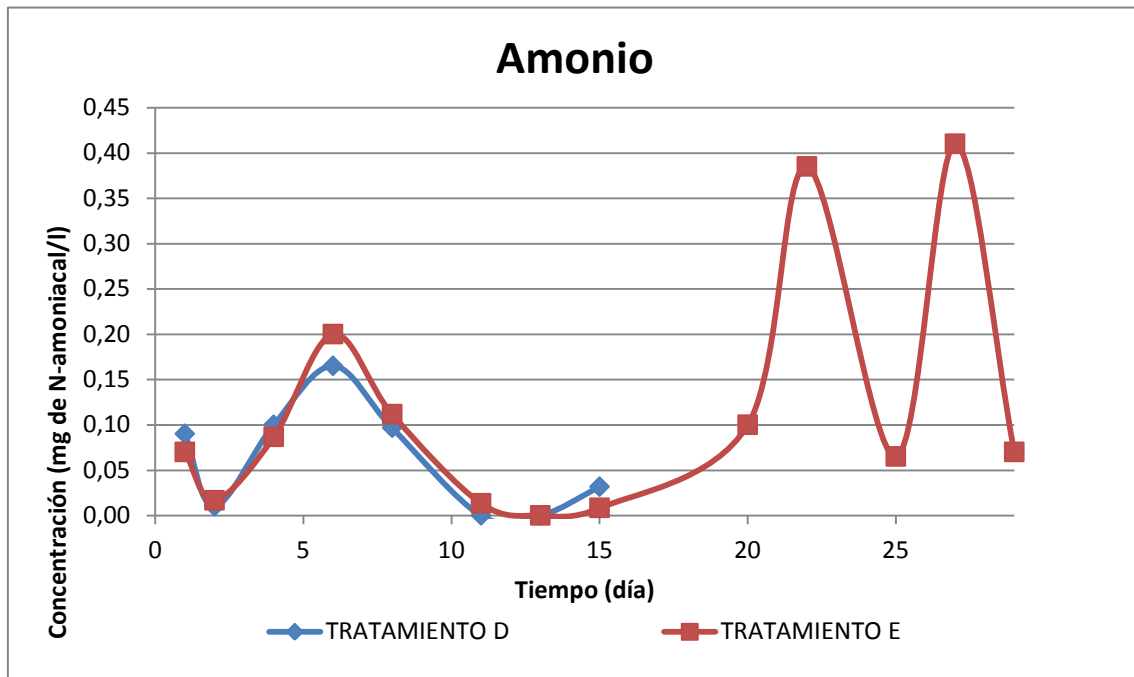


Figura 13. Evolución temporal del amonio en los tratamientos D y E.

En la figura 13 se observa que el tratamiento D finaliza con anterioridad, en concreto el día 15, ya que murieron los camarones. Al principio ambos tratamientos evolucionan de forma similar, llegando a mayores concentraciones el E, ya que contenía más camarones. Por otra parte, a partir del día 11 la concentración de ambos tratamientos es cero; sin embargo, ambos tratamientos aumentan después de este día. Al igual que en la figura 12 se deduce que existe un error analítico, ya que la concentración debería ser estable.

Al contrario que en la figura 12 y del experimento de RAY et al. (2009), el amonio no aumenta al principio para disminuir según las bacterias nitrifican el amonio.

Seguidamente se proyecta la evolución temporal del nitrito en la figura 14 para los tratamientos A, B y C, y en la figura 15 para los tratamientos D y E.

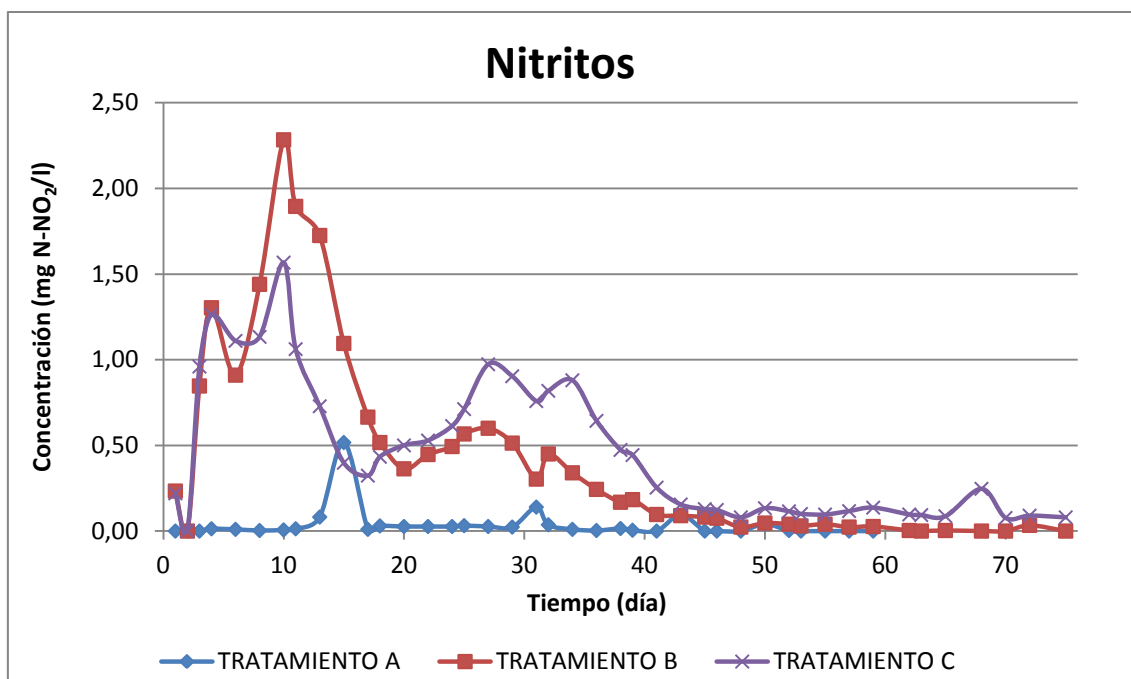


Figura 14. Evolución temporal del nitrito en los tratamientos A, B y C.

En la figura 14 se percibe, por una parte, que tanto el tratamiento B como el C aumentan drásticamente al principio, llegando a 2,28 mg N-NO₂/l de nitritos en 10 días en el caso del tratamiento B. Pasados esos 10 días, empezó a disminuir la concentración, debido a la oxidación del nitrito al nitrato, como se explicaba en la introducción y como se podrá observar en la figura 16 de nitratos, donde a partir del día 10 aumentan. También se observa que la concentración de nitritos en el tratamiento A aumenta de forma tardía respecto a los otros dos, llegando a una concentración máxima mucho menor.

La evolución del nitrito es similar a la de RAY et al. (2009), ya que los nitritos aumentan después de que el amonio tiene su máximo, como se puede comparar en la figura 12.

Los datos del estudio de SILVA et al. (2013) también son similares, salvo que la concentración no disminuye tan drásticamente, si no que se mantiene en valores altos de concentración, mientras que en la figura 14 disminuye manteniéndose prácticamente en 0. Esto puede ser debido a que este estudio se hizo en un periodo de tiempo más largo, permitiendo observar la disminución de nitrito, mientras que en el estudio de SILVA et al. (2013) es de menor periodo, no permitiendo observar esa disminución de nitritos.

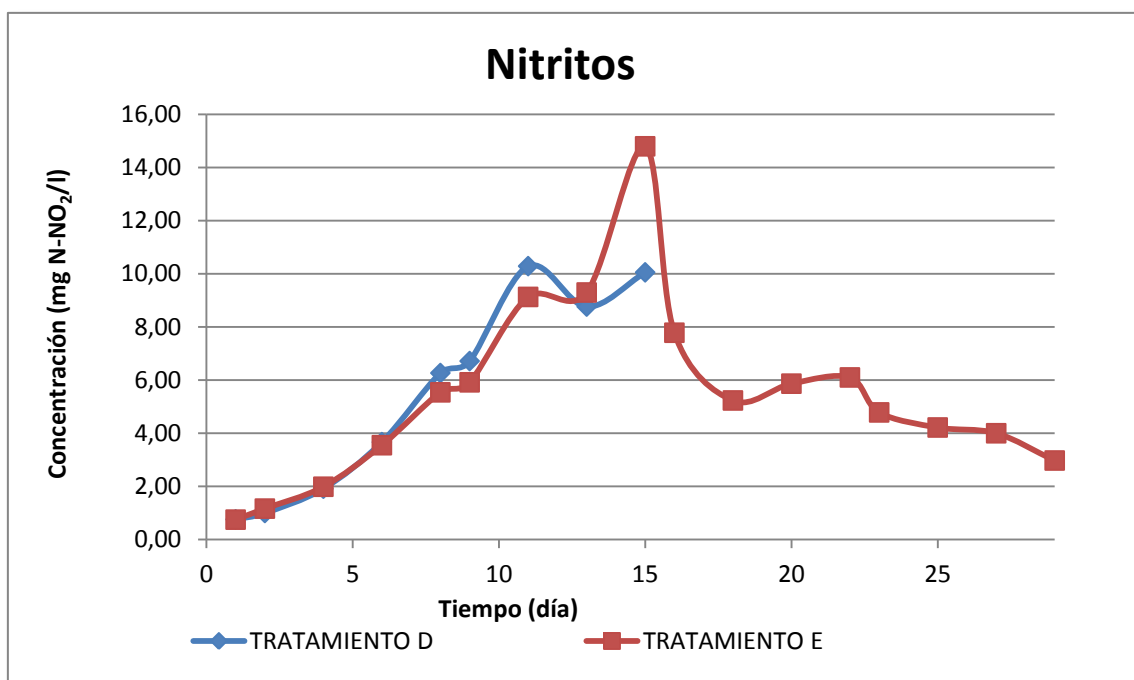


Figura 15. Evolución temporal del nitrito en los tratamientos D y E.

En la figura 15 se observa mejor el aumento de nitritos, debido a la menor capacidad volumétrica del sistema. El tratamiento E tiene su máximo el día 15, con una concentración de 14,80 mg N-NO₂/l. A partir de los respectivos máximos, la concentración empieza a disminuir.

Sigue existiendo una cierta consonancia con el estudio de RAY et al. (2009), ya que el tratamiento E tarda 9 días en responder al pico del amonio del día 6, mientras que en el estudio de RAY et al. (2009) responde a los 7 días.

El comportamiento del nitrito en la figura 15 es similar al estudio de SILVA et al. (2013), como ya ocurría en la figura 14.

A continuación se representan los nitratos, último nutriente que se forma en el ciclo del nitrógeno. En la figura 16 se representan los tratamientos A, B y C, mientras que en la figura 17 se representan los tratamientos D y E.

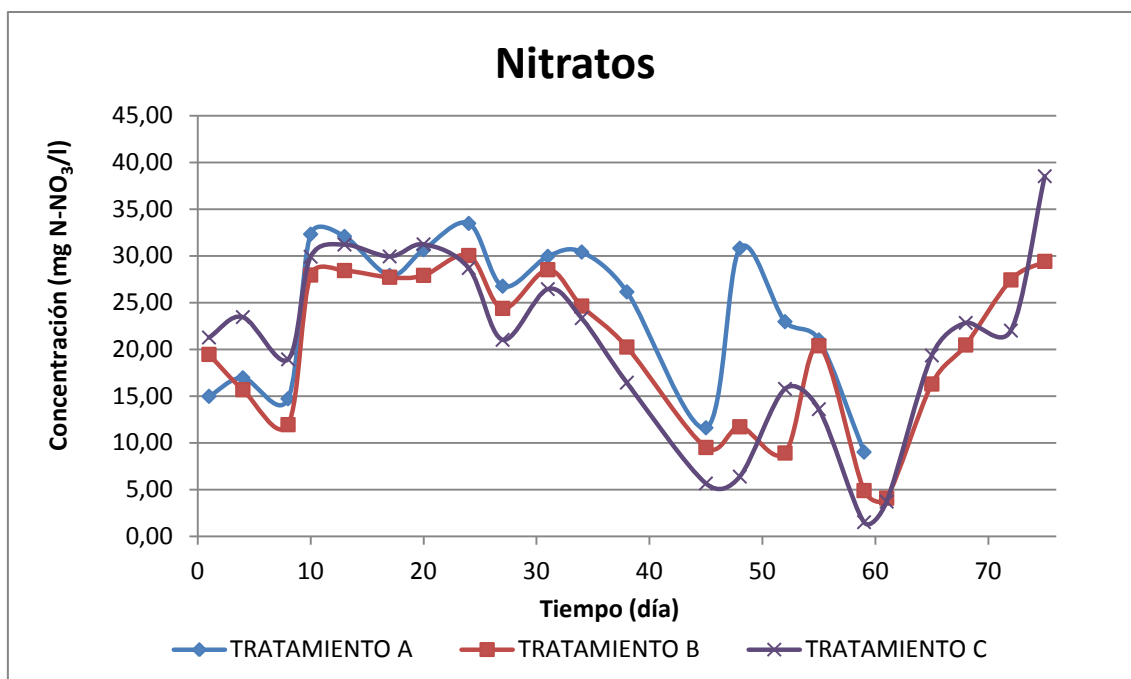


Figura 16. Evolución temporal del nitrato en los tratamientos A, B y C.

En la figura 16 se puede observar como a partir del día 8 aumenta la concentración de nitratos. Si lo comparamos con la figura 16, observamos que estos disminuyen a partir de ese día. Esto demuestra que se cumple el ciclo del nitrógeno, donde las bacterias nitrificantes oxidan los diferentes compuestos hasta llegar a este último, el nitrato.

Aunque la tendencia general es el aumento de concentración, ya que por ejemplo el tratamiento C pasa de una concentración de 21,27 a 38,52 mg N-NO₃/l, este aumento no es tan significativo como el del estudio de RAY et al. (2009). Este aumento no es tan significativo debido, por una parte, a que no se empieza con concentración de 0 mg/l como lo hace en el estudio anteriormente nombrado, y por otra parte debido a inflexiones de concentración, como la bajada que ocurre entre los días 38 al 61 (59 para el tratamiento A).

La evolución del nitrato de la figura 16 no es similar a la del estudio de SILVA et al. (2013), ya que no existe ese aumento de concentración característico del nitrato en el ciclo del nitrógeno.

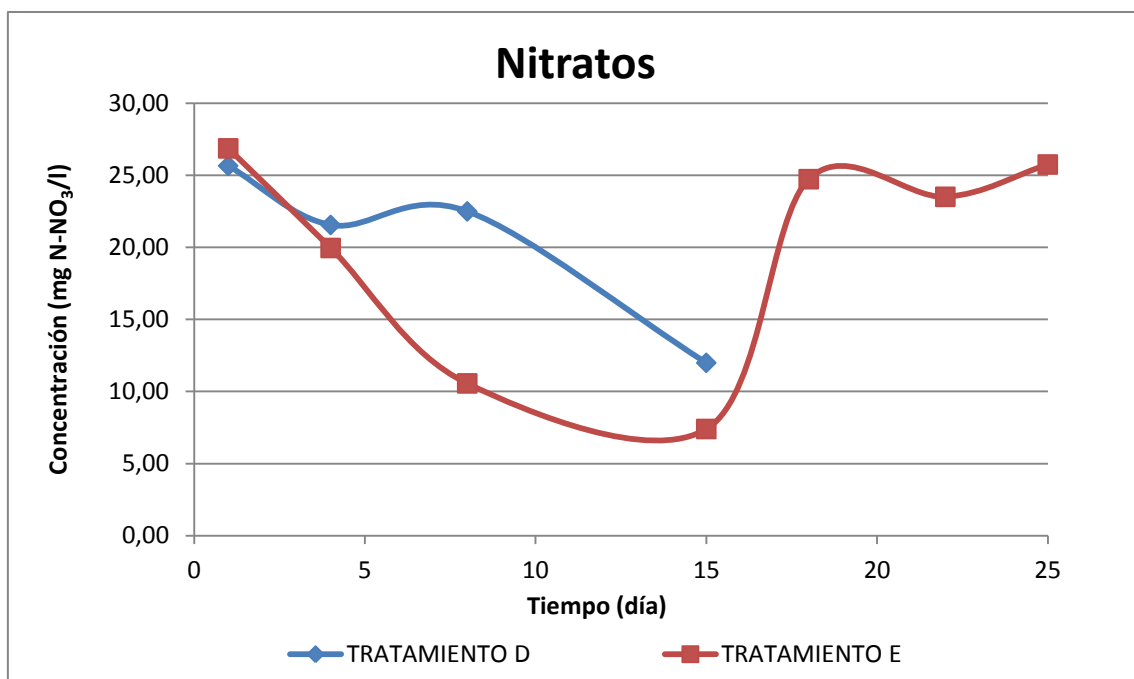


Figura 17. Evolución temporal del nitrato en los tratamientos D y E.

En la figura 17 también se observa, si se compara con la figura 15, que a partir del día 15 aumenta la concentración de nitratos, que corresponde con la disminución de concentración de nitritos.

Sin embargo, no se produce un aumento de concentración general como en el estudio de RAY et al. (2009) o el de SILVA et al. (2013), ya que la concentración inicial es mayor que la final, pero si se corresponde con la disminución de figura 15 que se comentaba en el párrafo anterior.

Por último se representa el fosfato, nutriente no incluido en el ciclo del nitrógeno. Por una parte se proyecta la figura 18 para los tratamientos A, B y C, y por otra la figura 19 para los tratamientos D y E.

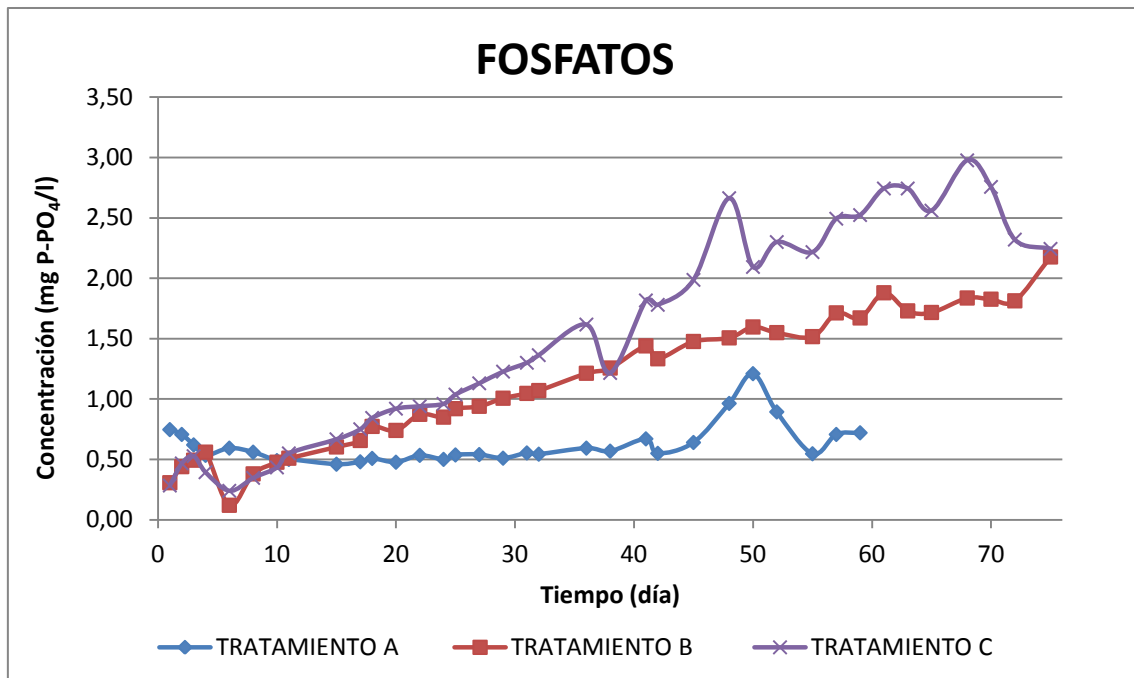


Figura 18. Evolución temporal del fosfato en los tratamientos A, B y C.

En la figura 18 se puede observar que el fosfato no se degrada y, en consecuencia, se acumula. En el tratamiento A la concentración es más estable que en los tratamientos B y C, en los cuales la concentración tiende a aumentar. El tratamiento C es el que más concentración de fosfato posee, lo cual es lo más esperado al existir mayor número de camarones en estos tanques.

Según SILVA et al. (2013), el fosfato no se pierde por difusión a la atmósfera y generalmente se aprovecha por el fitoplancton o por procesos biológicos o químicos que ocurren en el sedimento, por lo que tiene sentido que se acumule como se observa en la figura 18, ya que ninguno de los tratamientos posee ni sedimento ni fitoplancton. Además, la evolución de la concentración es muy similar a la de SILVA et al. (2013), donde también se acumula el fosfato, aunque haya pequeñas inflexiones de concentración como también pasa en la figura 18.

Las microalgas también se producen en los sistemas BFT (NATRAH et al., 2014), consumiendo fosfato. Sin embargo, en la figura 18 se observa que no existieron, ya que el fosfato se acumulaba. También existe la posibilidad de que, si existieron, fueran escasas, ya que la tasa de consumo de fosfato fue menor que la producción del mismo, resultando en una acumulación del mismo.

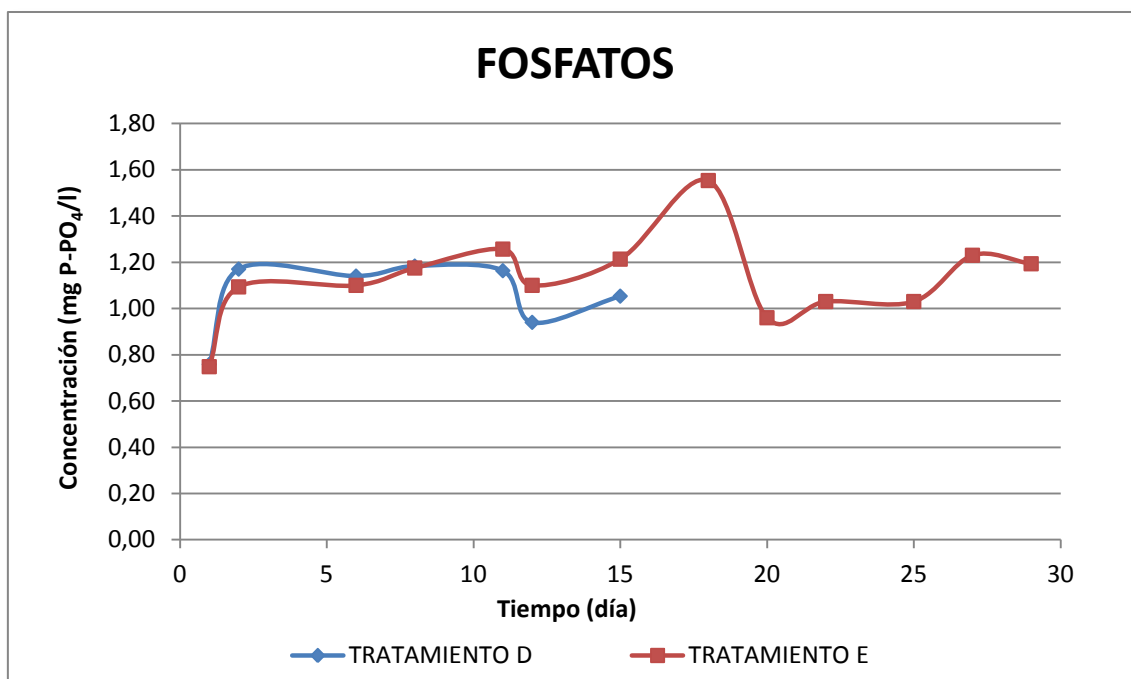


Figura 19. Evolución temporal del fosfato en los tratamientos D y E.

En la figura anterior se observa también un aumento en la concentración de fosfato. Sin embargo, este aumento no es tan significativo como en la figura 18. Por otra parte, no hay tanta diferencia de concentraciones entre los tratamientos D y E, que parecen evolucionar de manera semejante.

A pesar de estas diferencias, se produce un aumento de concentración como en el estudio de SILVA et al. (2013), acumulándose el fosfato ya que en estos tratamientos tampoco existe ni fitoplancton ni sedimento.

A continuación se representan los nutrientes (excepto el fosfato) para cada tratamiento, de forma que se pueda observar el ciclo del nitrógeno en cada uno de ellos. En la figura 20 se representa el tratamiento A.

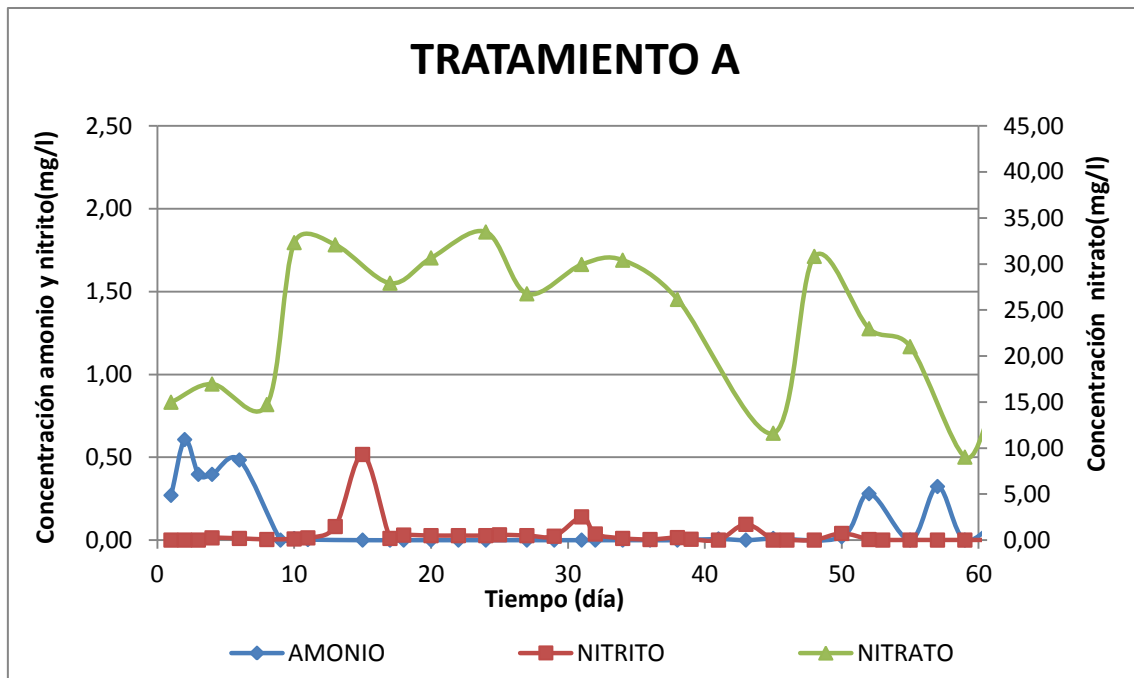


Figura 20. Evolución temporal del amonio, nitrito y nitrato en el tratamiento A.

En la figura 20 se puede observar que no se produce el ciclo del nitrógeno, ya que las concentraciones de los tres nutrientes son bastante estables, obviando las inflexiones del nitrato. El ciclo del nitrógeno no se produce ya que este tratamiento posee renovación y recirculación de agua, y por ello no se acumulan los nutrientes en los sistemas. A diferencia del estudio de RAY et al. (2009), en la figura 20 no se observan los patrones de concentración de los nutrientes que conforman el ciclo del nitrógeno.

En la figura 21 que se proyecta a continuación corresponde al tratamiento B.

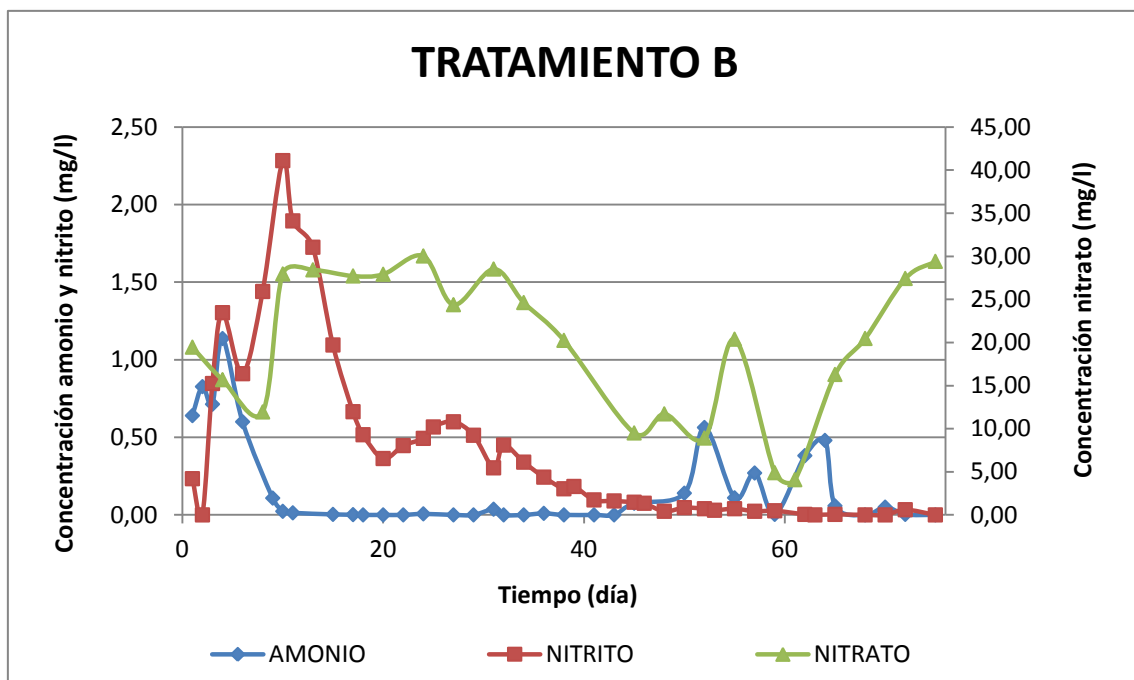


Figura 21. Evolución temporal del amonio, nitrito y nitrato en el tratamiento B.

En la figura 21 se puede observar que se produce el ciclo del nitrógeno, ya que a medida que aumenta el amonio, lo hace también el nitrito y, cuando el nitrito aumenta, el nitrato también (como se puede observar el día 10).

La figura 21 es similar al gráfico del estudio de RAY et al. (2009), con la salvedad de que el nitrato no se comporta de la misma forma, ya que en el estudio de RAY et al. (2009) aumenta, mientras que en la figura 21 una vez ha alcanzado su máximo el día 24 de 30,04 mg/l, la tendencia es a disminuir la concentración.

Seguidamente se representa el tratamiento C en la figura 22.

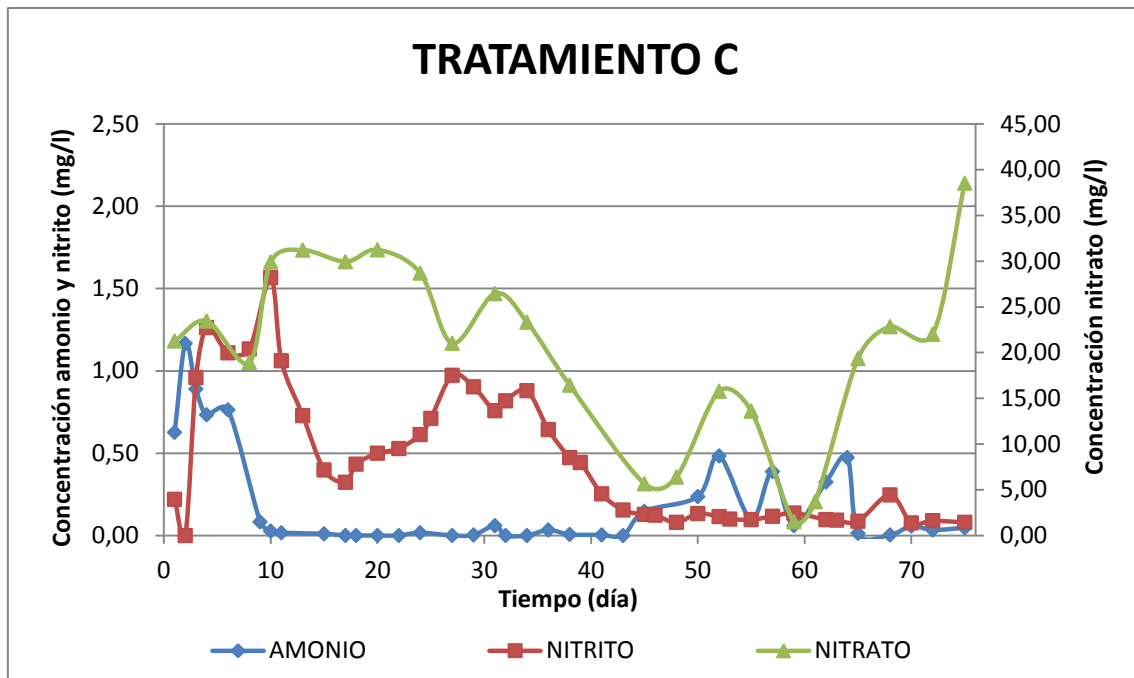


Figura 22. Evolución temporal del amonio, nitrito y nitrato en el tratamiento C.

En la figura 22 se percibe que también tiene lugar el ciclo del nitrógeno, al igual que en la figura 21; sin embargo, en la figura 21 el nitrato no supera al nitrito, mientras que en la figura 22 sí lo supera.

Por otra parte, la figura 22 es similar a la que representa el ciclo del nitrógeno el estudio de RAY et al. (2009). Aunque la tendencia general del nitrato es a decrecer, a diferencia de la figura 21 la concentración final del día 75 es la máxima.

Ahora se representan los tratamientos de alta temperatura, empezando por el tratamiento D en la figura 23.

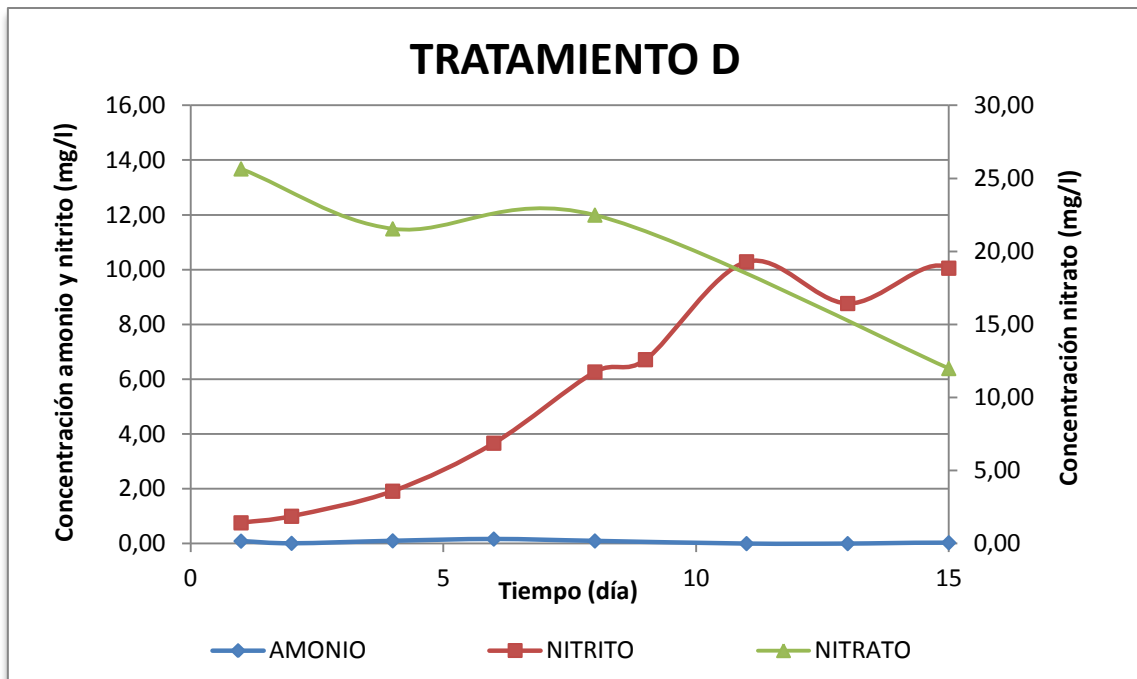


Figura 23. Evolución temporal del amonio, nitrito y nitrato en el tratamiento D.

En la figura 23 se observa que el amonio es prácticamente 0, el nitrito aumenta pero el nitrato disminuye. También se puede observar que las concentraciones de nitrito son mucho mayores que las de los tratamientos A, B y C representados en las figuras 20, 21 y 22. La práctica inexistencia del amonio se debe a que el agua de este tratamiento se obtuvo de los tratamientos de BFT (B y C) los cuales, al ser sistemas establecidos, no poseían los picos iniciales de amonio.

La figura 23 no parece seguir el patrón del ciclo del nitrógeno, como el del estudio de RAY et al. (2009), ya que no existe prácticamente el amonio, el nitrito no se oxida a nitrato y, en consecuencia este último no aumenta sino que disminuye.

Por último se proyecta el tratamiento E en la figura 24.

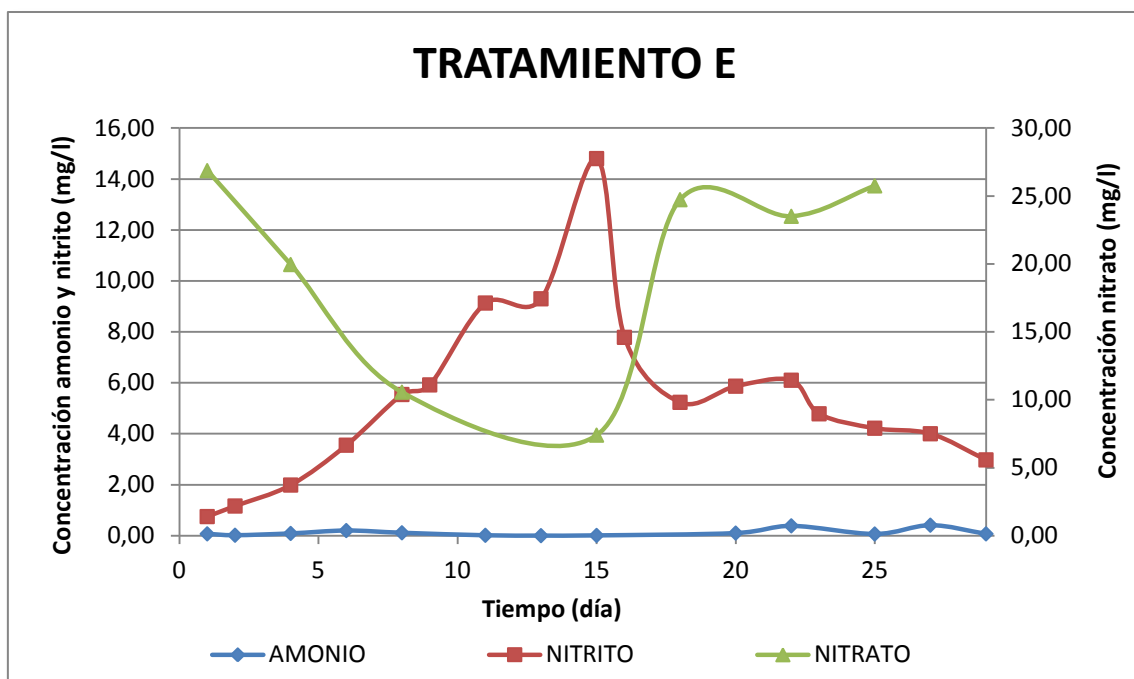


Figura 24. Evolución temporal del amonio, nitrito y nitrato en el tratamiento E.

En la figura 24 se percibe que el amonio es prácticamente 0, mientras que el nitrito aumenta y provoca el aumento del nitrato. Al igual que en la figura 23, los nitritos son mucho mayores que los de los tratamientos A, B y C; sin embargo, a diferencia de la figura 23, el nitrato si responde a la subida del nitrito. La práctica inexistencia del amonio puede deberse, como en la figura 23, a que el agua de este tratamiento se obtuvo de los tratamientos B y C, los cuales no tenían los picos iniciales del amonio.

A excepción del amonio, la figura 24 parece seguir el patrón del ciclo del nitrógeno, como el del estudio de RAY et al. (2009), ya que el aumento de concentración del nitrito provoca que las bacterias nitrificantes oxiden el nitrito a nitrato, haciendo que el nitrito disminuya y el nitrato aumente.

En cuanto a los sólidos, en la tabla 9 se muestran las concentraciones de los suspendidos y los sedimentables. Los valores que se observan son, por una parte la media (el valor superior), y por otra el rango de cada uno es decir, el máximo y el mínimo (los valores inferiores entre paréntesis). Al igual que en tablas anteriores, la media se calculó como promedio de todos los días de cada tanque, y un promedio a su vez de los tanques para cada tratamiento. También los máximos y mínimos se calcularon de esta forma.

Tabla 9. Concentración de sólidos suspendidos y sólidos sedimentables en cada tratamiento.

TRATAMIENTO	A	B	C	D	E
SÓLIDOS					
S. SUSPENDIDOS (g/l)	0,090 (0,000-1,000)	0,243 (0,000-6,657)	0,218 (0,000-6,727)	0,014 (0,000-0,039)	0,021 (0,002-0,054)
S. SEDIMENTABLES (ml/l)	-	0,01 (0,00-0,10)	0,11 (0,00-2,50)	0,23 (0,00-0,50)	0,36 (0,00-1,00)

Como se puede observar en la tabla 9, la concentración de sólidos suspendidos y sedimentables es muy baja, no siendo así los máximos de sólidos suspendidos de los tratamientos B y C. Probablemente se deba a que la densidad de camarones era baja y el volumen de agua en el que se encontraban muy elevado, lo cual hacía que el muestreo fuera poco representativo y heterogéneo, además de existir poco material suspendido y sedimentado.

Los valores de los sólidos suspendidos son aceptables y acordes al estudio de RAY et al. (2010), a excepción de los máximos de los tratamientos B y C, que exceden los máximos de dicho estudio.

No se llegó a la cantidad óptima de sólidos sedimentables, ya que la cantidad óptima de bioflóculos para la cría de diferentes especies de langostinos como *Litopenaeus vannamei* y *Farfantepenaeus paulensis* es de 10 ml/l, llegando a tolerar concentraciones de hasta 15 ml/l de bioflóculos (EMERENCIANO et al. 2011; EMERENCIANO et al., 2013).

A continuación se proyectan los sólidos suspendidos en la figura 25 para los tratamientos A, B y C.

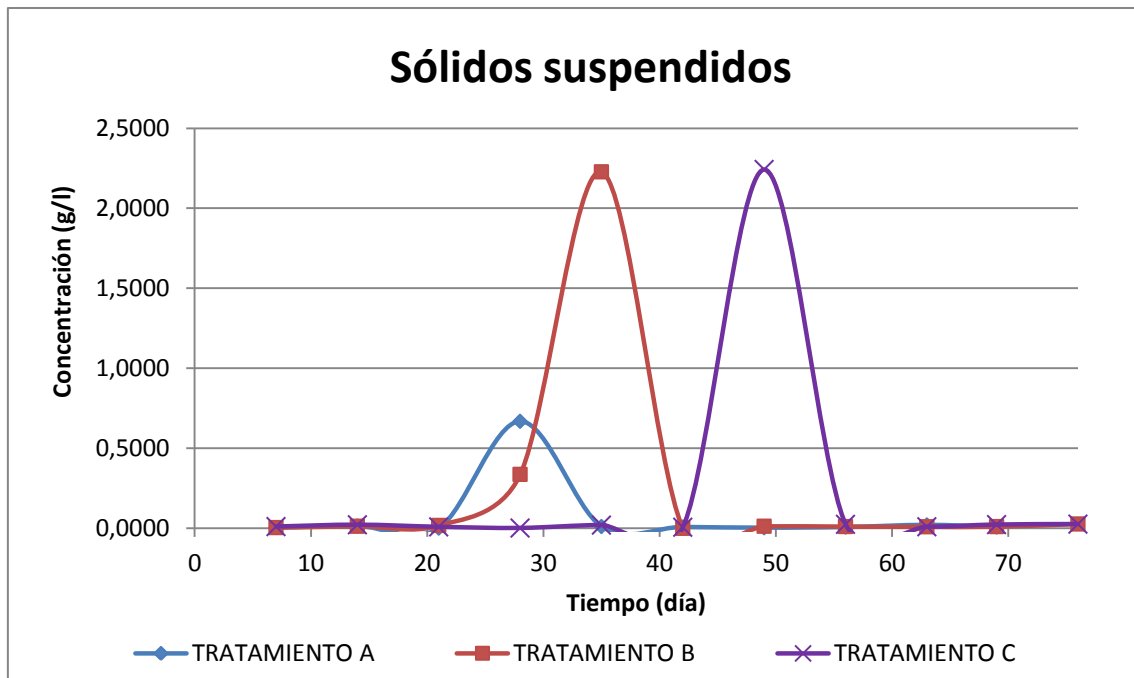


Figura 25. Evolución temporal de los sólidos suspendidos en los tratamientos A, B y C.

En la figura 25 se pueden observar tres picos que destacan. Por una parte, dos de los tratamientos B y C en diferentes días, y por otra parte del tratamiento A. Se ha de comentar que el pico del tratamiento A es un artefacto, ya que este tratamiento contenía agua clara y no tenía sólidos suspendidos.

A diferencia del estudio de RAY et al. (2010), los sólidos no tienen una tendencia hacia el aumento. Puede deberse a lo explicado anteriormente, ya que el material suspendido era escaso y poco homogéneo, haciendo que el muestreo fuera poco representativo.

A continuación se representa en la figura 26 la evolución de los sólidos suspendidos en los tratamientos D y E.

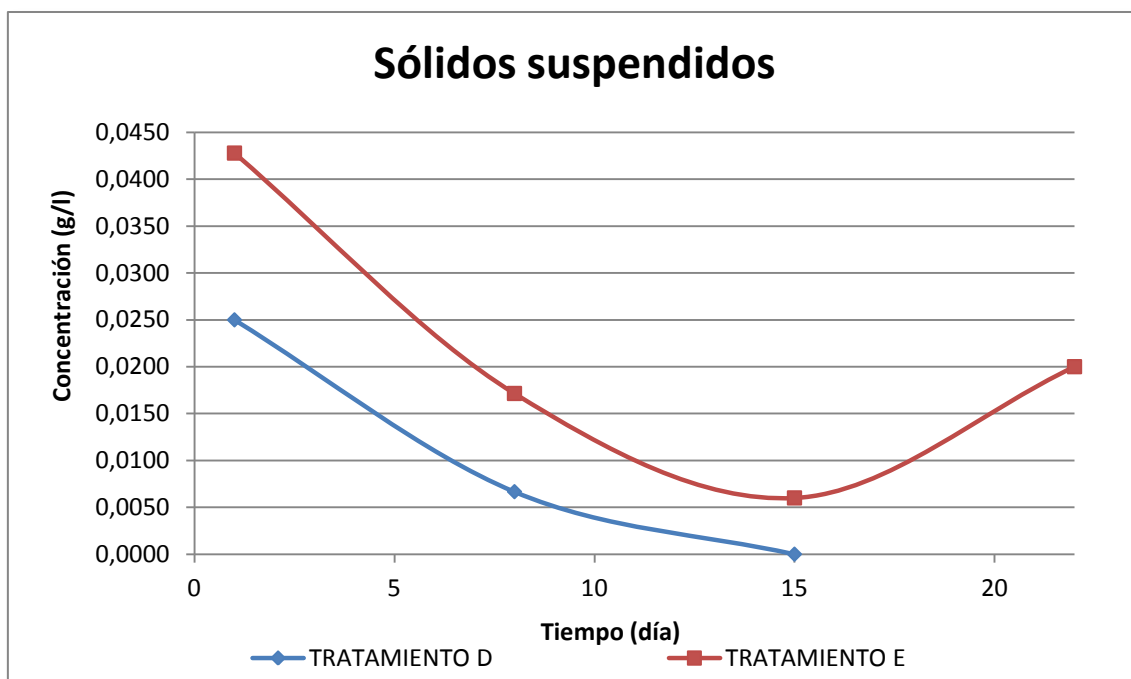


Figura 26. Evolución temporal de los sólidos suspendidos en los tratamientos D y E.

En la figura 26 se percibe que los sólidos suspendidos disminuyen en ambos tratamientos, y a partir del día 15 el tratamiento E aumenta ligeramente. Sin embargo, al igual que en para los tratamientos A, B y C, la evolución de los sólidos suspendidos no coincide con el estudio de RAY et al. (2010), ya que no aumentan. Una vez más el resultado puede deberse a que el muestreo no fue representativo.

Finalmente se representa la evolución de los sólidos sedimentables en los tratamientos B y C en la figura 27 y en los tratamientos D y E en la figura 28.

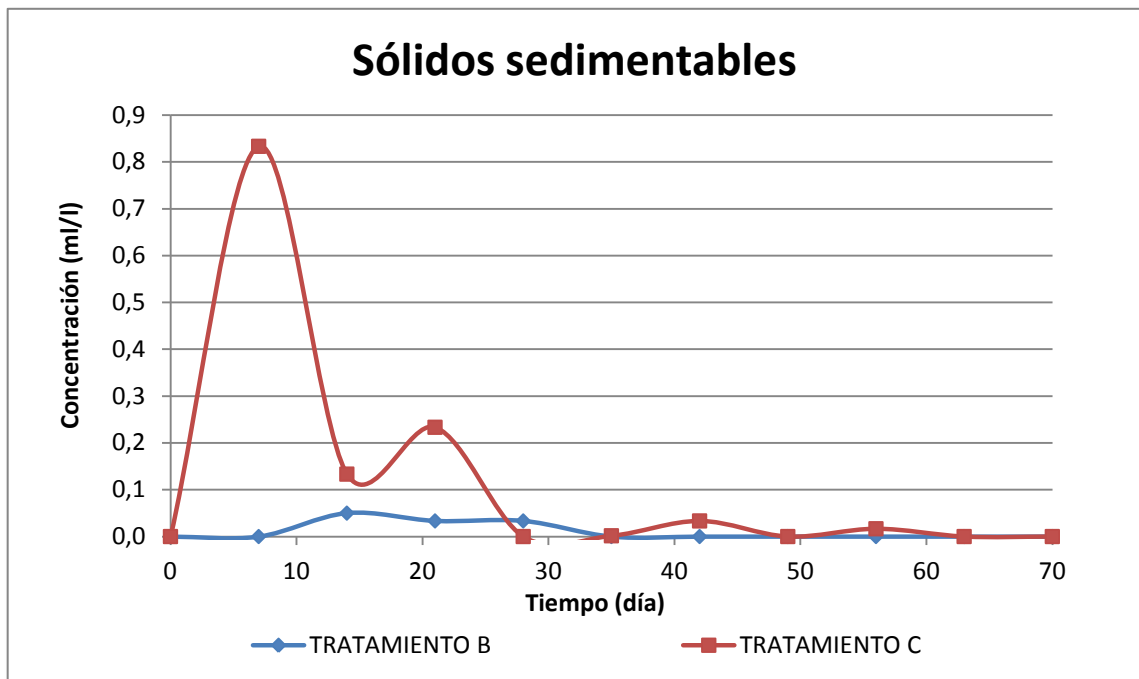


Figura 27. Evolución temporal de los sólidos sedimentables en los tratamientos B y C.

En la figura 27 se percibe que, por lo general, el tratamiento C posee más sólidos sedimentables que el tratamiento B. Además, el tratamiento C posee dos picos, uno el día 7 y otro el día 21.

El caso de los sólidos sedimentables es el mismo de los sólidos suspendidos, existe una biomasa pequeña que conlleva a encontrar poco material sedimentable, además de no poder realizar un muestreo representativo debido a la heterogeneidad.

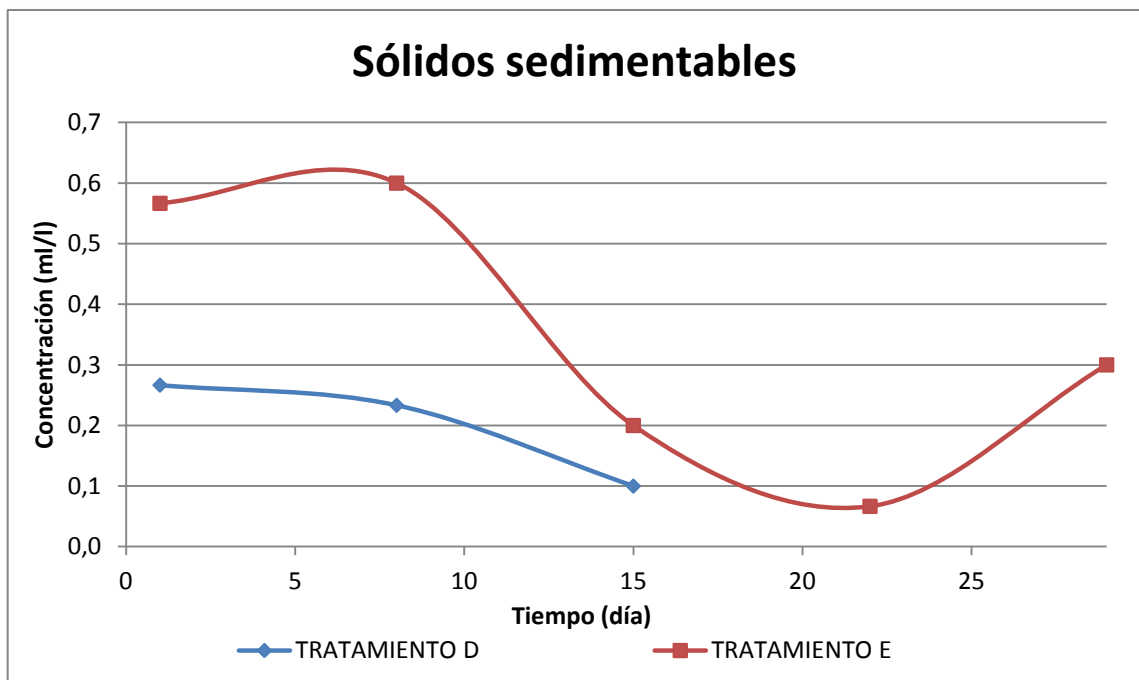


Figura 28. Evolución temporal de los sólidos sedimentables en los tratamientos D y E.

En la figura 28 se observa un decrecimiento general de los sólidos sedimentables en ambos tratamientos. En los tratamientos D y E también existe una biomasa pequeña que comporta hallar poco material sedimentable, además de no poder llevar a cabo un muestreo representativo debido a la heterogeneidad.

4. CONCLUSIONES

Las conclusiones de este proyecto son las siguientes:

- En los tratamientos de alta temperatura no se llega a alcanzar un proceso de nitrificación normal, siendo la supervivencia menor que en los tratamientos de baja temperatura. Sin embargo, en los tratamientos de BFT de baja temperatura si se consigue un proceso de nitrificación propio de estos sistemas.
- Debido a la baja intensidad de luz no se produjo un crecimiento de microalgas que consumiesen los nutrientes inorgánicos (fosfato y nitrato), produciéndose por tanto una acumulación de fosfato en el sistema. Mientras que otros procesos como la desnitrificación evitaron el incremento de nitratos.
- La elevada mortalidad fue debida a la vibriosis y no por cambios en la calidad del agua.
- La supervivencia fue menor en el tratamiento A, donde no existía sistema BFT, ya que en los sistemas BFT la comunidad bacteriana es compleja y hace que la virulencia del patógeno sea peor, además de reforzar el sistema inmune de los camarones.

5. BIBLIOGRAFÍA

- Alcaraz, G., Chiappa-Carrara, X., Espinoza, V., & Vanegas, C. (1999). Acute toxicity of ammonia and nitrite to white shrimp *Penaeus setiferus* postlarvae. *Journal of the World Aquaculture Society*, 30(1), 90-97.
- Arboleda, D. A. (2005). Calidad del agua y mantenimiento de acuarios. *REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria*, 6(8), 1-11.
- Asociación Empresarial de Productores de Álvarez, J., Austin, B., Alvarez, A., & Agurto, C. (2000). Especies de *Vibrio* y *Aeromonas* aisladas del intestino de camarones marinos sanos silvestres y cultivados en Venezuela. *Veterinaria Tropical*, 25(1), 5-27.
- Cultivos Marinos de España. Disponible en: <http://www.apromar.es/content/la-acuicultura-en-espa%C3%B1a-2014>. Consulta de datos el día 26 de junio de 2015.
- Avnimelech, Y. (1999). Carbon/nitrogen ratio as a control element in aquaculture systems. *Aquaculture*, 176(3), 227-235.
- Avnimelech, Y. (2007). Feeding with microbial flocs by tilapia in minimal discharge bio-flocs technology ponds. *Aquaculture*, 264(1), 140-147.
- Avnimelech, Y., & Kochba, M. (2009). Evaluation of nitrogen uptake and excretion by tilapia in bio floc tanks, using 15 N tracing. *Aquaculture*, 287(1), 163-168.
- Asaduzzaman, M., Wahab, M. A., Verdegem, M. C. J., Huque, S., Salam, M. A., & Azim, M. E. (2008). C/N ratio control and substrate addition for periphyton development jointly enhance freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii* production in ponds. *Aquaculture*, 280(1), 117-123.
- Barbieri, R. C., & Ostrensky, A. (2001). Camarões marinhos: reprodução, maturação e larvicultura. *Viçosa: Aprenda Fácil*.
- Barbieri, R. C., & Ostrensky, A. (2002). Camarões marinhos—engorda. *Viçosa, Aprenda Fácil*.
- Bauer, W., Prentice-Hernandez, C., Tesser, M. B., Wasielesky, W., & Poersch, L. H. (2012). Substitution of fishmeal with microbial floc meal and soy protein concentrate in diets for the pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture*, 342, 112-116.
- Baumgarten, M. G. Z., Wallner-kersanach, M., & Niencheski, L. F. H. (2010). Manual de análises em oceanografia química. Furg. Rio Grande, Brazil.
- Boyd, C. E. (2001). Prácticas de manejo para reducir el impacto ambiental del cultivo de camarón. *Department of Fisheries and Allied Aquacultures Auburn University, Alabama, USA*.

- Camargo, J. A., Alonso, A., & Salamanca, A. (2005). Nitrate toxicity to aquatic animals: a review with new data for freshwater invertebrates. *Chemosphere*, 58(9), 1255-1267.
- Cevallos, F., C. Prado & A. Freire. (1996). Commercial management techniques for the control of vibriosis in South American shrimp farms. **In:** The 1996 Annual Meeting of the World Aquaculture Society. January 29-February 2. Queen Sirikit. National Convention Center. Bangkok, Thailand. Book of Abstracts. p. 67.
- Chen, J. C., Liu, P. C., & Lei, S. C. (1990). Toxicities of ammonia and nitrite to *Penaeus monodon* adolescents. *Aquaculture*, 89(2), 127-137.
- Crab, R., Defoirdt, T., Bossier, P., & Verstraete, W. (2012). Biofloc technology in aquaculture: beneficial effects and future challenges. *Aquaculture*, 356, 351-356.
- Coman, G. J., Crocos, P. J., Preston, N. P., & Fielder, D. (2002). The effects of temperature on the growth, survival and biomass of different families of juvenile *Penaeus japonicus* Bate. *Aquaculture*, 214(1), 185-199.
- Conides, A., Glamuzina, B., Dulčić, J., Kapiris, K., Jug-Dujaković, J., & Papaconstantinou, C. (2008). Study of the reproduction of the Karamote shrimp *Peneaus* (Melicertus) *kerathurus* in Amvrakikos Gulf, western Greece. *Acta Adriatica*, 49(2), 97-105.
- Dalla Via, G. J. (1986). Salinity responses of the juvenile penaeid shrimp *Penaeus japonicus*: I. Oxygen consumption and estimations of productivity. *Aquaculture*, 55(4), 297-306.
- Emerenciano, M., Ballester, E. L., Cavalli, R. O., & Wasielesky, W. (2011). Effect of biofloc technology (BFT) on the early postlarval stage of pink shrimp *Farfantepenaeus paulensis*: growth performance, floc composition and salinity stress tolerance. *Aquaculture International*, 19(5), 891-901.
- Emerenciano, M., Gaxiola, G., & Cuzon, G. (2013). Biofloc Technology (BFT): A Review for Aquaculture Application and Animal Food Industry. Disponible en: <http://cdn.intechopen.com/pdfs-wm/44409.pdf>. Consulta de datos el día 24 de junio de 2015.
- Espinós, F.J., (2008). Acuicultura I: producción de cultivos auxiliares, crustáceos y moluscos. *València, Editorial UPV*.
- FAO, F. (2012). Year Book. Fishery and aquaculture statistics.
- Gao, L., Shan, H. W., Zhang, T. W., Bao, W. Y., & Ma, S. (2012). Effects of carbohydrate addition on *Litopenaeus vannamei* intensive culture in a zero-water exchange system. *Aquaculture*, 342, 89-96.
- Guérin-Faubleé, V., Rosso, L., Vigneulle, M., & Flandrois, J. P. (1995). The effect of incubation temperature and sodium chloride concentration on the growth kinetics of *Vibrio anguillarum* and *Vibrio anguillarum*-related organisms. *Journal of applied bacteriology*, 78(6), 621-629.

- Hargreaves, J. A. (2006). Photosynthetic suspended-growth systems in aquaculture. *Aquacultural engineering*, 34(3), 344-363.
- Jory, D., Cabrera, T., Dugger, D., Fegan, D., Berger, C., Orrantia, J., ... & Evans, L. (2001). A global review of shrimp feed management: status and perspectives. *Aquaculture 2001: Book of Abstracts*. 318, 2001.
- Megahed, M. E. (2010). The effect of Microbial Biofloc on water quality, survival and growth of the green tiger shrimp (*Penaeus Semisulcatus*) fed with different crude protein levels. *Journal of the Arabian Aquaculture Society*, 5, 119-142.
- Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente (2009). Disponible en:
http://www.magrama.gob.es/app/jacumar/especies/Documentos/Langostino_japones.pdf. Consulta de datos el día 4 de junio de 2015.
- Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente (2015). Disponible en:
<http://www.magrama.gob.es/es/estadistica/temas/estadisticas-pesqueras/pesca-maritima/estadistica-capturas-desembarcos/default.aspx#para0>. Consulta de datos el día 30 de mayo de 2015.
- Moriarty, D. J. (1999, August). Disease control in shrimp aquaculture with probiotic bacteria. In *Microbial bioassays: New frontiers. Proceedings of the Eighth International Symposium on Microbial Ecology. Atlantic Canada Society for Microbial Ecology, Halifax, Canada*.
- Natrah, F. M., Bossier, P., Sorgeloos, P., Yusoff, F. M., & Defoirdt, T. (2014). Significance of microalgal–bacterial interactions for aquaculture. *Reviews in Aquaculture*, 6(1), 48-61.
- Obregón, D. A. A. (2005). Calidad del agua y mantenimiento de acuarios. *REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria*, 6(8), 1-11.
- Ostrensky, A., & Wasielesky, W. (1995). Acute toxicity of ammonia to various life stages of the São Paulo shrimp, *Penaeus paulensis* Pérez-Farfante, 1967. *Aquaculture*, 132(3), 339-347.
- Pérez-Rostro, C. I., Pérez-Fuentes, J. A., & Hernández-Vergara, M. P. (2014). Biofloc, a Technical Alternative for Culturing Malaysian Prawn *Macrobrachium rosenbergii*.
- Ponce-Palafox, J., Martínez-Palacios, C. A., & Ross, L. G. (1997). The effects of salinity and temperature on the growth and survival rates of juvenile white shrimp, *Penaeus vannamei*, Boone, 1931. *Aquaculture*, 157(1), 107-115.
- Rahman, S., Khan, S. N., Naser, M. N., & Karim, M. M. (2010). Isolation of *Vibrio* spp. From penaeid shrimp hatcheries and coastal waters of Cox's Bazar, Bangladesh. *Asian J. Exp. Biol. Sci*, 1(2), 288-293.

- Ray, A. J., Shuler, A. J., Leffler, J. W., & Browdy, C. L. (2009). Microbial ecology and management of biofloc systems. *The Rising Tide, Proceedings of the Special Session on Sustainable Shrimp Farming. Baton Rouge, LA*, 255-266.
- Ray, A. J., Lewis, B. L., Browdy, C. L., & Leffler, J. W. (2010). Suspended solids removal to improve shrimp (*Litopenaeus vannamei*) production and an evaluation of a plant-based feed in minimal-exchange, superintensive culture systems. *Aquaculture*, 299(1), 89-98.
- Setiarto, A., Augusto Strüssmann, C., Takashima, F., Watanabe, S., & Yokota, M. (2004). Short-term responses of adult kuruma shrimp *Marsupenaeus japonicus* (Bate) to environmental salinity: osmotic regulation, oxygen consumption and ammonia excretion. *Aquaculture Research*, 35(7), 669-677.
- Silva, K. R., Wasielesky, W., & Abreu, P. C. (2013). Nitrogen and phosphorus dynamics in the biofloc production of the pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 44(1), 30-41.
- Silva, L., García-Isarch, E., García, A., & Sobrino, I. (2003). Distribución espacio-temporal del langostino "*Melicertus kerathurus*" (Forsköl, 1775) en la desembocadura del río Guadalquivir (golfo de Cádiz, suroeste de la península Ibérica). *Boletín. Instituto Español de Oceanografía*, 19(1), 41-48.
- Sorgeloos, P. (1980). The use of the brine shrimp *Artemia* in aquaculture. *The brine shrimp Artemia*, 3, 25-46.
- Wyban, J., Walsh, W. A., & Godin, D. M. (1995). Temperature effects on growth, feeding rate and feed conversion of the Pacific white shrimp (*Penaeus vannamei*). *Aquaculture*, 138(1), 267-279.
- Yasuda, K., & Kitao, T. (1980). Bacterial flora in the digestive tract of prawns, *Penaeus japonicus* Bate. *Aquaculture*, 19(3), 229-234.