



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

2
Rej

COLEGIO DE CIENCIAS Y HUMANIDADES
UNIDAD ACADÉMICA DE LOS CICLOS
PROFESIONALES Y POSGRADO

INSTITUTO DE CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGIA
ESPECIALIZACIÓN, MAESTRÍA Y DOCTORADO
EN CIENCIAS DEL MAR

**EVALUACION Y OPTIMIZACION DE LA PRODUCCION DE MICROALGAS, DEL
ROTIFERO *Brachionus plicatilis* Y DEL CLADOCERO *Daphnia magna*,
BAJO DIFERENTES CONDICIONES DE CULTIVO.**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE
DOCTOR EN CIENCIAS
(BIOLOGIA MARINA)

PRESENTA

HUGO REYES BUSTAMANTE

DIRECTOR DE TESIS : DR. ARMANDO A. ORTEGA -SALAS

MEXICO, D. F. OCTUBRE DE 1999

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

27/10/99



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



U3041

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

COLEGIO DE CIENCIAS Y HUMANIDADES
UNIDAD ACADÉMICA DE LOS CICLOS
PROFESIONALES Y POSGRADO

INSTITUTO DE CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA
ESPECIALIZACIÓN, MAESTRÍA Y DOCTORADO
EN CIENCIAS DEL MAR

EVALUACIÓN Y OPTIMIZACIÓN DE LA PRODUCCIÓN DE MICROALGAS, DEL
ROTÍFERO *Brachionus plicatilis* Y DEL CLADÓCERO *Daphnia magna*,
BAJO DIFERENTES CONDICIONES DE CULTIVO.

TESIS
QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE:
DOCTOR EN CIENCIAS
(BIOLOGÍA MARINA)

PRESENTA:

HUGO REYES BUSTAMANTE

DIRECTOR DE TESIS: DR. ARMANDO A. ORTEGA-SALAS

MÉXICO. D. F. OCTUBRE DE 1999

ABSTRACT

Rotifer and cladoceran cultures play an important role in the feeding of fish larvae, so their biological parameters were analyzed together with some microalgae which were used as their food. The grow rates of *Kirchneriella obesa*, *Scenedesmus quadricauda* and *Chlorococcum infusorium* in an culture system of increasing volume with three growth media (F, Fert-I and Fert-II) were evaluated. The average daily maximum growth rate of *K. obesa*, was obtained using F (0.84) and the same result was obtained with *S. quadricauda* (0.72) and *C. infusorium* (0.72). The production cost (Mexican pesos) for a culture medium of 1,000 liters were F: \$ 82.36, Fert-I: \$1.80, and Fert-II: \$1.80 Growth rate per day of *Brachionus plicatilis* fed with *K. obesa* (0.44), *S. quadricauda* (0.36), and *C. infusorium* (0.41) were calculated. The individual growth (length) for the cladoceran was high in the first 7 days of life, 133.9, 125.5, 126.7 micrometers /daily, respectively. The average individual growth was 0.641, 0.608 y 0.622 per day The average population growth rate per day was 0.36, 0.35 and 0.34, respectively. The maximum density per liter of *Daphnia magna* was 1,497 individuals. Fecundity results showed that females matured in the first 3 days of life and they reproduced when 6 days old. They had a life span of 28 days. The average fecundity was 23.5 individuals per female, and the average lifetime total number of neonates was 206. An estimate of the average growth rate of 3 ornamental species of fish larvae: *Carassius auratus*, *Trichogaster trichopterus* y *Betta splendens* was made, using 3 different diets over a 60 days period: 1) rotifer and cladoceran), 2) milk and egg mixed with balanced food, and 3) only balanced food. The average daily maximum growth rate was of 0.036, 0.042 and 0.049 per day, observed with the diet 1 in the three fish species. Live food was associated to the greatest rate of fish growth.

V. B. C.
Dr. A. A. D. J. - S. L. C.

RESUMEN

Los cultivos de rotíferos y de cladóceros juegan un papel importante en la alimentación de larvas de peces de importancia comercial, por lo que en el presente trabajo se analizan algunos parámetros biológicos de estos organismos y de algunas microalgas que son utilizadas como su alimento. Se evaluaron las tasas de crecimiento de las microalgas *Kirchneriella obesa*, *Scenedesmus quadricauda*, y *Chlorococcum infusorium* en un sistema de cultivo creciente, con tres medios de cultivo: F, Fert-I y Fert-II. El valor máximo de la tasa de crecimiento poblacional promedio diario de *K. obesa* se obtuvo con el medio F, (0.84) con las especies *S. quadricauda* y *C. infusorium*, las tasas medias de crecimiento más altas también correspondieron al medio F con 0.72 y 0.72, respectivamente. Se evaluaron los costos de producción para 1000 litros de medio de cultivo, que fueron de \$ 82.36, 1.80, 1.80, para los medios F, Fert-I y Fert-II respectivamente. Se calculó el crecimiento de *Brachionus plicatilis* alimentado con *K. obesa*, *S. quadricauda*, y *C. infusorium*. La primera demostró ser la mejor para la alimentación de los rotíferos, cuyas tasas de crecimiento promedio diario fueron de 0.44, 0.36 y 0.41 respectivamente. El crecimiento individual (largo) de *Daphnia magna* en los primeros 7 días de vida, fue de 133.9, 125.5 y 126.7 micras / día, en promedio, con los alimentos *K. obesa*, *S. quadricauda*, y *C. infusorium*, respectivamente. Las tasas de crecimiento poblacional fueron de 0.36, 0.35 y 0.34. La densidad máxima por litro soportado por *D. magna* fue de 1,497 organismos. Se observó que las mayores tasas de crecimiento (largo) (0.641, 0.608, 0.622 por día) Los resultados de las pruebas de fecundidad indicaron que las hembras maduraron a los tres días de vida, se reprodujeron por primera vez a los 6 días y tuvieron una vida media de 28 días. La fecundidad media fue de 23.5 individuos por hembra y el número total promedio de larvas por hembra fue de 206 durante toda su vida. Se estimó el crecimiento de larvas de peces de tres especies ornamentales: *Carassius auratus*, *Trichogaster trichopterus* y *Betta splendens* alimentados con tres dietas diferentes durante 60 días: dieta 1 (rotíferos y cladoceros), dieta 2 (leche y huevo mezclados con alimento balanceado), dieta 3 (alimento balanceado). Se observó que las mayores tasas de crecimiento (0.036, 0.042, 0.049 por día) correspondieron a la dieta 1 en los tres casos y por lo cual se concluye que el alimento vivo está asociado a las mayores tasas de crecimiento de las larvas de estas especies de peces.

1060
 Dr. A. A. Ortega-Salas

AGRADECIMIENTOS

Quiero manifestar mi gratitud a todas aquellas personas que de uno u otro modo tuvieron la amabilidad de facilitarme opiniones, críticas y servicios durante todo el trayecto de la investigación.

Al Dr. Armando Ortega Salas por la dirección de esta tesis, su constante apoyo y asesoría.

Al Dr. Domenico Voltolina Lobina por su amplia colaboración en la revisión crítica y sugerencias en el procesamiento final de la información.

A los Drs. Joaquín Eduardo Aguayo Camargo, Sergio Licea Durán, S.S.S. Sarma, Francisco Flores Verdugo y Cesar Flores Coto integrantes del jurado de tesis, por sus opiniones y críticas que favorecieron considerablemente este trabajo.

Al M. en C. Guillermo Rodríguez Domínguez por su colaboración en la parte estadística de esta tesis.

Al M. en C. Hugo Salinas Cantú por sus comentarios y sugerencias.

B. P. Olga Olivia Zamudio Armenta por sus sugerencias en la revisión crítica.

Al Dr. Martín Merino Ibarra y a la Auxiliar del Posgrado Norma Suazo por los apoyos administrativos en la Coordinación de Posgrado del ICM y L.

Al Instituto de Ciencias del Mar y Limnología de la UNAM por las facilidades brindadas y en especial al Dr. Michel Hendrickx Reners jefe de la Estación Mazatlán.

A la Bibliotecaria Clara Ramírez J. por la bibliografía oportuna y a Natalia Medina Barba por los apoyos administrativos otorgados.

A los M. en C. Roberto Cortés Altamirano y Arturo Núñez Pastén por su ayuda desinteresada.

A la Universidad Autónoma de Sinaloa su apoyo económico otorgado a través de la beca Promep.

A la FACIMAR por haberme dado la oportunidad de superarme y a los profesores de la misma por la amistad y apoyo moral en la realización de este trabajo.

Mi más sincero agradecimiento a los compañeros del Laboratorio de Acuicultura y Nutricultivos de la FACIMAR que directa o indirectamente tuvieron que ver con este trabajo.

A la memoria de Don Celestino Reyes Pérez, que ya vuela libre en la inmensidad del firmamento.
A Doña Amparo Bustamante Alvarado, por su apoyo incondicional durante toda la vida.
A Gema Violeta Obregón Yépiz, por su comprensión.

CONTENIDO

	Página
RESUMEN.....	ii
ABSTRACT.....	iii
INTRODUCCIÓN.....	1
ANTECEDENTES.....	2
IDENTIFICACIÓN DEL PROBLEMA.....	6
HIPÓTESIS.....	7
OBJETIVO GENERAL.....	8
MATERIALES Y MÉTODOS.....	9
Tratamiento del agua.....	9
Procedencia de las cepas.....	10
Medios de cultivo.....	10
Determinación de las tasas de crecimiento de las microalgas.....	11
Crecimiento de rotíferos.....	13
Crecimiento de cladóceros.....	13
Determinación de la fecundidad.....	14
Crecimiento de larvas de peces.....	14
Análisis de los datos.....	16
RESULTADOS.....	17
Crecimiento de <i>Kirchneriella obesa</i>	17
Crecimiento de <i>Scenedesmus quadricauda</i>	20
Crecimiento de <i>Chlorococcum infusorium</i>	23
Costos del cultivo.....	26
Crecimiento de <i>Brachionus plicatilis</i>	27
Crecimiento de <i>Daphnia magna</i>	30
Fecundidad de <i>Daphnia magna</i>	35
Crecimiento de <i>Carassius auratus</i>	38
Crecimiento de <i>Trichogaster trichopterus</i>	40
Crecimiento de <i>Betta splendens</i>	43
DISCUSIÓN.....	46
CONCLUSIONES.....	61
LITERATURA CITADA.....	63
ANEXO 1.....	I
ANEXO 2.....	XII

RESUMEN

Los cultivos de rotíferos y cladóceros juegan un papel importante en la alimentación de larvas de peces de importancia comercial, por lo que en el presente trabajo se analizan algunos parámetros biológicos de estos organismos y de algunas microalgas que son utilizadas como su alimento. Se evaluaron las tasas de crecimiento de las microalgas *Kirchneriella obesa*, *Scenedesmus quadricauda* y *Chlorococcum infusorium* en un sistema de cultivo creciente, con tres medios de cultivo: F, Fert-I y Fert-II. El valor máximo de la tasa de crecimiento poblacional promedio diario de *K. obesa* se obtuvo con el medio F, (0.84). Las tasas medias de crecimiento más altas de *S. quadricauda* y *C. infusorium*, también correspondieron al medio F, con 0.72 y 0.72, respectivamente. Se evaluaron los costos de producción para 1000 litros de medio de cultivo, los cuales fueron de \$ 82.36, 1.80, 1.80, para los medios F, Fert-I y Fert-II respectivamente. Se calculó el crecimiento de *Brachionus plicatilis* alimentado con *K. obesa*, *S. quadricauda* y *C. infusorium*. La primera demostró ser la mejor para la alimentación de los rotíferos, cuyas tasas de crecimiento promedio diario fueron de 0.44, 0.36 y 0.41, respectivamente. El crecimiento promedio individual (largo) de *Daphnia magna* en los primeros 7 días de vida, fue de 133.9, 125.5 y 126.7 micras/día, con los alimentos *K. obesa*, *S. quadricauda* y *C. infusorium*, respectivamente. Las tasas de crecimiento poblacional fueron de 0.36, 0.35 y 0.34. La densidad máxima por litro soportado por *D. magna* fue de 1,497 organismos. Los resultados de las pruebas de fecundidad indicaron que las hembras maduraron a los tres días de vida, se reprodujeron por primera vez a los 6 días y tuvieron una vida media de 28 días. La fecundidad media fue de 23.5 individuos por hembra y el número total promedio de larvas por hembra fue de 206 durante toda su vida. Se estimó el crecimiento de larvas de peces de tres especies ornamentales: *Carassius auratus*, *Trichogaster trichopterus* y *Betta splendens* alimentados con tres dietas diferentes durante 60 días: dieta 1 (rotíferos y cladóceros), dieta 2 (leche y huevo mezclados con alimento balanceado), dieta 3 (alimento balanceado). Se observó que las mayores tasas de crecimiento (0.036, 0.042, 0.049 por día) correspondieron a la dieta 1 en los tres casos y por lo cual, se concluye que el alimento vivo está asociado a las mayores tasas de crecimiento de las larvas de estas especies de peces.

ABSTRACT

Rotifer and cladoceran cultures play an important role in the feeding of fish larvae, so their biological parameters were analyzed together with some microalgae which were used as their food. The grow rates of *Kirchneriella obesa*, *Scenedesmus quadricauda* and *Chlorococcum infusorium* in an culture system of increasing volume with three growth media (F, Fert-I and Fert-II) were evaluated. The average daily maximum growth rate of *K. obesa*, was obtained using F (0.84) and the same result was obtained with *S. quadricauda* (0.72) and *C. infusorium* (0.72). The production cost (Mexican pesos) for a culture medium of 1,000 liters were F: \$ 82.36, Fert-I: \$1.80, and Fert-II: \$1.80 Growth rate per day of *Brachionus plicatilis* fed with *K. obesa* (0.44), *S. quadricauda* (0.36), and *C. infusorium* (0.41) were calculated. The individual growth (length) for the cladoceran was high in the first 7 days of life, 133.9, 125.5, 126.7 micrometers /daily, respectively. The average population growth rate per day was 0.36, 0.35 and 0.34, respectively. The maximum density per liter of *Daphnia magna* was 1,497 individuals. Fecundity results showed that females matured in the first 3 days of life and they reproduced when 6 days old. They had a life span of 28 days. The average fecundity was 23.5 individuals per female, and the average lifetime total number of neonates was 206. An estimate of the average growth rate of 3 ornamental species of fish larvae: *Carassius auratus*, *Trichogaster trichopterus* y *Betta splendens* was made, using 3 different diets over a 60 days period: 1) rotifer and cladoceran, 2) milk and egg mixed with balanced food, and 3) only balanced food. The average daily maximum growth rate was of 0.036, 0.042 and 0.049 respectively, observed with the diet 1 in the three fish species. Live food was associated to the greatest rate of fish growth.

LISTA DE TABLAS.

Tabla		Página
I	Diseño experimental.	9
II	Composición química del medio de cultivo F.	12
III	Composición química del medio de cultivo Fert I.	12
IV	Composición química del medio de cultivo Fert II.	12
V	Esquema de alimentación.	15
VI	Promedio de las concentraciones de <i>K. obesa</i> , en cél/32 (l) x 10 ⁶ después de 10 días, en diferentes medios de cultivo.	19
VII	Sumatoria de las divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de <i>K. obesa</i> , utilizando tres medios de cultivo.	19
VIII	Promedio del porcentaje (%), tasa de crecimiento (Ke) y tiempo de duplicación de <i>K. obesa</i> , utilizando tres medios de cultivo.	19
IX	Promedio de las concentraciones de <i>S. quadricauda</i> , en cél/32 (l) x 10 ⁶ después de 10 días, en diferentes medios de cultivo.	22
X	Sumatoria de las divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de <i>S. quadricauda</i> , utilizando tres medios de cultivo.	22
XI	Promedio del porcentaje (%), tasa de crecimiento (ke) y tiempo de duplicación de <i>S. quadricauda</i> , utilizando tres medios de cultivo.	22
XII	Promedios de las concentraciones de <i>C. infusorium</i> , en cél/32 (l) x 10 ⁶ después de 10 días, en diferentes medios de cultivo.	25
XIII	Sumatoria de las divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de <i>C. infusorium</i> utilizando tres medios de cultivo.	25
XIV	Promedio del porcentaje (%), tasa de crecimiento (ke) y tiempo de duplicación de <i>C. infusorium</i> , utilizando tres medios de cultivo.	25
XV	Costos para producir 1000 l de cultivo de microalgas, con diferentes medios de cultivo (1 Dólar = \$ 10.00).	26
XVI	Promedio de las concentraciones (NRCH)/ml de <i>B. plicatilis</i> , al final del experimento, utilizando diferentes microalgas como alimento.	29
XVII	Promedio del porcentaje (%), tasa de crecimiento (Ke) y tiempo de duplicación (T.D) de <i>B. plicatilis</i> , utilizando diferentes microalgas como alimento.	29

XXVIII	Concentraciones promedio de <i>D. magna</i> , después de 22 días de cultivo, en matraces de 2 litros, con diferentes tipos de alimentos.	32
XIX	Promedio del porcentaje (%), tasa de crecimiento poblacional (K_e) y tiempo de duplicación (T.D) de <i>D. magna</i> , utilizando diferentes microalgas como alimento.	32
XX	Valores máximos promedio de longitud de <i>D. magna</i> después de 28 días de crecimiento, con diferentes microalgas como alimento.	35
XXI	Promedio del porcentaje (%), tasa de crecimiento individual (K_e) y sumatoria del crecimiento (Σc) de <i>D. magna</i> , utilizando diferentes microalgas como alimento.	35
XXII	Número de nacimientos por hembra de <i>D. magna</i> , alimentada con <i>K. obesa</i> . Daph. = Hembra de <i>D. magna</i> .	36
XXIII	Relación de los parámetros básicos de la fecundidad de <i>D. magna</i> alimentada con <i>K. obesa</i> .	37
XXIV	Valores máximos de crecimiento de <i>C. auratus</i> , en 60 días, con tres dietas diferentes.	40
XXV	Promedio del porcentaje (%), tasa de crecimiento individual (K_e) y sumatoria del crecimiento (Σc) de <i>C. auratus</i> , utilizando tres dietas diferentes.	40
XXVI	Valores máximos de crecimiento de <i>T. trichopterus</i> , en 60 días, con tres dietas diferentes.	42
XXVII	Promedio del porcentaje (%), tasa de crecimiento individual (K_e) y sumatoria del crecimiento (Σc) de <i>T. trichopterus</i> , utilizando tres dietas diferentes.	42
XXVIII	Valores máximos de crecimiento de <i>B. splendens</i> , en 60 días, utilizando tres dietas diferentes.	45
XXIX	Promedio del porcentaje (%), tasa de crecimiento individual (K_e) y sumatoria de crecimiento (Σc) de <i>B. splendens</i> , utilizando tres dietas diferentes.	45

LISTA DE FIGURAS.

Figura		página
1	Crecimiento poblacional de <i>K. obesa</i> , con el medio de cultivo F (céls.x 10^6).	18
2	Crecimiento poblacional de <i>K. obesa</i> , con el medio de cultivo Fert-I (céls.x 10^6).	18
3	Crecimiento poblacional de <i>K. obesa</i> , con el medio de cultivo Fert-II (céls.x 10^6).	18
4	Crecimiento poblacional promedio de <i>K. obesa</i> , en diferentes medios de cultivo (céls.x 10^6).	18
5	Valores de la mediana, de los cuartiles y extremos del crecimiento poblacional de <i>K. obesa</i> , en diferentes medios de cultivo.	18
6	Valores máximos del crecimiento poblacional de <i>K. obesa</i> , en diferentes medios de cultivo.	18
7	Crecimiento poblacional de <i>S. quadricauda</i> , con el medio de cultivo F (céls.x 10^6).	22
8	Crecimiento poblacional de <i>S. quadricauda</i> , con el medio de cultivo Fert I.	22
9	Crecimiento poblacional de <i>S. quadricauda</i> , con el medio de cultivo Fert II.	22
10	Crecimiento poblacional promedio de <i>S. quadricauda</i> , en diferentes medios de cultivo.	22
11	Valores de la mediana, de los cuartiles y extremos del crecimiento poblacional de <i>S. quadricauda</i> , en diferentes medios de cultivo (céls/ml).	22
12	Valores máximos del crecimiento poblacional de <i>S. quadricauda</i> , en diferentes medios de cultivo.	22
13	Crecimiento poblacional de <i>C. infusorium</i> , con el medio de cultivo F (céls.x 10^6).	24
14	Crecimiento poblacional de <i>C. infusorium</i> , con el medio de cultivo Fert I (céls.x 10^6).	24
15	Crecimiento poblacional de <i>C. infusorium</i> , con el medio de cultivo Fert II (céls.x 10^6).	24
16	Crecimiento poblacional de <i>C. infusorium</i> , en diferentes medios de cultivo.	24

17	Valores de la mediana, de los cuartiles y extremos del crecimiento poblacional de <i>C. infusorium</i> , en diferentes medios de cultivo.	24
18	Valores máximos del crecimiento poblacional de <i>C. infusorium</i> , en diferentes medios de cultivo.	24
19	Crecimiento poblacional de <i>B. plicatilis</i> , alimentados con <i>K. obesa</i> .	28
20	Crecimiento poblacional de <i>B. plicatilis</i> , alimentados con <i>S. quadricauda</i> .	28
21	Crecimiento poblacional de <i>B. plicatilis</i> , alimentados con <i>C. infusorium</i> .	28
22	Crecimiento poblacional de <i>B. plicatilis</i> , con diferentes tipos de microalgas.	28
23	Valores de la media y de la desviación estándar del crecimiento poblacional de <i>B. plicatilis</i> , con diferentes tipos de microalgas.	28
24	Valores máximos del crecimiento poblacional de <i>B. plicatilis</i> con diferentes tipos de microalgas .	28
25	Crecimiento poblacional de <i>D. magna</i> , alimentadas con <i>K. obesa</i> .	31
26	Crecimiento poblacional de <i>D. magna</i> , alimentadas con <i>S. quadricauda</i> .	31
27	Crecimiento poblacional de <i>D. magna</i> , alimentadas con <i>C. infusorium</i> .	31
28	Crecimiento poblacional promedio de <i>D. magna</i> , con diferentes tipos de microalgas.	31
29	Valores de la media y de la desviación estándar del crecimiento poblacional de <i>D. magna</i> con diferentes microalgas.	31
30	Valores máximos del crecimiento poblacional de <i>D. magna</i> con diferentes tipos de microalgas.	31
31	Crecimiento individual de <i>D. magna</i> , alimentadas con <i>K. obesa</i> .	35
32	Crecimiento individual de <i>D. magna</i> , alimentadas con <i>S. quadricauda</i> .	35
33	Crecimiento individual de <i>D. magna</i> , alimentadas con <i>C. infusorium</i> .	35
34	Crecimiento individual de <i>D. magna</i> alimentadas con diferentes microalgas.	35
35	Valores de la media y de la desviación estándar del crecimiento individual de <i>D. magna</i> con diferentes microalgas.	35
36	Valores máximos del crecimiento poblacional de <i>D. magna</i> con diferentes tipos de microalgas.	35
37	Parámetros básicos de la fecundidad de <i>D. magna</i> .	37

38	Parámetros básicos de la fecundidad de <i>D. magna</i> .	37
39	Crecimiento de <i>C. auratus</i> , con la dieta 1.	39
40	Crecimiento de <i>C. auratus</i> , con la dieta 2.	39
41	Crecimiento de <i>C. auratus</i> , con la dieta 3.	39
42	Crecimiento de <i>C. auratus</i> , con 3 dietas diferentes.	39
43	Valores de la mediana, de los cuartiles y extremos del crecimiento de <i>C. auratus</i> con tres diferentes dietas.	39
44	Valores máximos del crecimiento poblacional de <i>C. auratus</i> , con tres dietas diferentes.	39
45	Crecimiento de <i>T. trichopterus</i> , con la dieta 1.	41
46	Crecimiento de <i>T. trichopterus</i> , con la dieta 2.	41
47	Crecimiento de <i>T. trichopterus</i> , con la dieta 3.	41
48	Crecimiento de <i>T. trichopterus</i> , con 3 dietas diferentes.	41
49	Valores de la mediana, de los cuartiles y extremos del crecimiento de <i>T. trichopterus</i> , con tres diferentes dietas.	41
50	Valores máximos del crecimiento poblacional de <i>T. trichopterus</i> , con tres dietas diferentes.	41
51	Crecimiento de <i>B. splendens</i> , con la dieta 1.	44
52	Crecimiento de <i>B. splendens</i> , con la dieta 2.	44
53	Crecimiento de <i>B. splendens</i> , con la dieta 3.	44
54	Crecimiento de <i>B. splendens</i> , con 3 dietas diferentes.	44
55	Valores de la mediana, de los cuartiles y extremos del crecimiento de <i>B. splendens</i> , con tres diferentes dietas.	44
56	Valores máximos del crecimiento poblacional de <i>B. splendens</i> , con tres dietas diferentes.	44

INTRODUCCIÓN

El desarrollo del cultivo comercial de muchos organismos marinos y de agua dulce se ha visto limitado por la inconsistente producción de larvas. Esto se debe en parte a la dificultad de producir grandes cantidades de alimento vivo de alta calidad, especialmente, microalgas, rotíferos y cladóceros (Droop 1975; Bernabé y Réne 1983; Horstmann 1985; Fulks y Main 1991).

Algunos animales y vegetales (varias especies de microalgas, rotíferos, cladóceros, etc.) son utilizados como alimento por muchos tipos de organismos de importancia comercial (Ivleva 1969; Bernabé 1973; Ventura y Enderes 1980; Watanabe *et al.* 1983; 1994; Brown *et al.* 1989; Hoff y Snell 1989; Brown 1991; Liao y Su 1991). Entre éstos las microalgas son de gran importancia para el cultivo comercial de las etapas larvianas de crustáceos y de los bivalvos en todo su ciclo de vida y además son importantes en la alimentación de algunas especies de peces (Horstmann 1985; Coutteau y Sorgeloos 1992; Fox 1983; Smith *et al.* 1993 a y b; Liao y Lin 1993). Por su parte, el cultivo de *B. plicatilis* es indispensable en muchas granjas marinas de cultivos de peces, ya que se ha demostrado que es un excelente alimento, por su pequeño tamaño, su locomoción lenta, su alta tasa de reproducción y además porque su composición cubre los requerimientos nutricionales de las larvas de peces (Hirata 1974; Lubzens 1989; Leger *et al.* 1989; Park, 1991; Hirayama y Satuito 1991; Dhert *et al.* 1995); finalmente el cultivo de cladóceros es importante para la producción de larvas de especies dulceacuícolas (Gorandave 1989; Gorandave y Susquist 1991) por su pequeño tamaño, alto valor nutritivo (60% de proteína en peso seco) y por su composición en aminoácidos, que son todos factores que satisfacen los requerimientos nutritivos de las larvas de peces (D'Agostino y Provasoli 1970; Murphy 1970; De Pauw, *et al.* 1981; Alam 1992).

El cultivo a gran escala de microalgas, rotíferos y cladóceros es caro y a menudo difícil de realizar utilizando las metodologías convencionales conocidas; esto, al requerir mano de obra especializada, aumenta aún más el costo de su producción, ya que en última instancia el costo depende de la habilidad y conocimiento del productor de alimento vivo

(Helm *et al.* 1979; Lubzens 1989). Por otro lado los esfuerzos realizados para encontrar otros alimentos más fáciles de obtener y adecuados para los primeros estadios del desarrollo larvario de las especies comerciales, han dado resultados inconsistentes y su utilización está, en la práctica, restringida a casos de emergencia, debido a que su uso acarrea la necesidad de un mayor control de la calidad del agua, debido a su consumo incompleto y a su lixiviación (Coutteau y Sorgeloos 1992). Aunque en las investigaciones de laboratorio encaminadas al desarrollo de técnicas de cultivo de estas especies en pequeña escala la producción de rotíferos y cladóceros no suele presentar ningún problema, cuando las mismas técnicas son aplicadas a escala comercial es frecuente que no sean igualmente exitosas, por lo cual la escasa disponibilidad de las cantidades necesarias de rotíferos y cladóceros para la alimentación de larvas de peces se convierte en un factor limitante para la producción y rentabilidad de los cultivos (Yúfera y Pascual 1980; Watanabe y Kiron 1994; Dhert 1996).

ANTECEDENTES

Desde 1940 ha habido mucho interés en la producción masiva de microalgas, que se han cultivado con el fin de obtener aceites y polisacáridos y que además se han usado para el acondicionamiento de suelos agrícolas, control de la eutroficación, tratamiento de aguas residuales y como alimento o suplemento alimenticio para animales y humanos (Hoff y Snell 1989). Nutricionalmente, las microalgas son fuente de macronutrientes, vitaminas y elementos traza y en el caso de las comunidades acuáticas, son la fuente más importante de proteínas, carbohidratos y, especialmente, de ácidos grasos. Varias especies de microalgas son usadas como alimento en el cultivo de moluscos, como las almejas, ostras y mejillones y las mismas u otras similares se han usado en el cultivo larval de camarón (Liao y Su 1991; Liao *et al.* 1991). Más recientemente, acuaristas marinos han encontrado que las microalgas son adecuadas para la nutrición de corales, esponjas y otros invertebrados filtradores y son el nutrimento más adecuado para organismos que sirven como alimento a larvas de peces marinos y de agua dulce, como *Brachionus plicatilis*, *Artemia* sp y copépodos (Fulks y Main 1991).

Durante cerca de 50 años los rotíferos fueron considerados como plaga en Japón, debido a su efecto negativo en granjas de cultivo de anguila en las cuales un fenómeno llamado "Mizukawari" eliminaba el fitoplancton en los estanques de cultivo, limitando el crecimiento comercial debido al desequilibrio del balance ecológico en los mismos, que provocaba la rápida degradación de la calidad del agua en la cual el nivel de oxígeno llegaba a bajar hasta 1 mg/l.

En 1955, Ito demostró que el fenómeno "Mizukawari" era causado por densas poblaciones de rotíferos filtradores que consumían virtualmente todo el fitoplancton de los estanques y, a partir de entonces, se hizo posible en Japón la acuicultura comercial intensiva de diferentes especies, para cuyo desarrollo el factor limitante era la disponibilidad de larvas de peces marinos, cangrejos y camarones que tienen fases de desarrollo zooplanctófagas. Como solución a este problema, Ito (1955) propuso coleccionar rotíferos de los estanques de anguilas o cultivar la especie *Brachionus plicatilis*. Sus resultados con larvas de ayu (*Plecoglossus altivelia*) demostraron que los rotíferos son un excelente alimento para estas larvas y, de esta manera, inició la práctica de utilizarlos como alimento para las larvas de varias especies de peces y de *Penaeus japonicus* (Ito 1960; Fulks y Main 1991).

En los últimos 30 años la literatura sobre los rotíferos se ha hecho extensa y su uso en acuicultura es en un aumento continuo. En Japón es bien conocido que la producción de larvas de peces está limitada por la producción de rotíferos (Hirata y Mocawa 1983) y es por este motivo que hay gran interés en conocer su biología y sus requerimientos, para poder de esta manera optimizar su cultivo (Fukusho 1969, 1983; Fu *et al.* 1991; Arnold y Holt 1991; Duray *et al.* 1996; Sarma y Nandini 1998).

Desde la década de los 70's ha habido avances significativos en la tecnología para el cultivo de rotíferos (Pourriot 1979; Walker 1981; Réguera 1984; Fukusho 1989 y 1991) y entre las varias especies, *B. plicatilis* se ha impuesto rápidamente como alimento para larvas de anchoa, *Engraulis mordax* (Theilacker y McMaster 1971), de dorada, *Sparus aurata* (Bernabé y Réne 1983), de lubina, *Dicentrarchus labrax* (Bernabé 1973)

y de lisa, *Mugil cephalus* (Tamaru *et al.* 1991). En tiempos relativamente recientes, los trabajos de Fukusho e Iwamoto (1981) y Yúfera *et al.* (1983) describen dos cepas de esta especie de dimensiones diversas, que definieron como L (large), de 230-430 μm y S (small) de 110-230 μm , las cuales pueden coexistir en el ambiente natural.

A pesar de que varios autores se han interesado en el cultivo de estos organismos, todavía hay numerosos problemas para producir las cantidades de rotíferos necesarias para alimentar cientos de miles de larvas de peces y de hecho no es rara la pérdida total del cultivo de rotíferos por problemas no bien identificados, aunque se discuten algunas hipótesis sobre sus causas más posibles, como son: la deficiente calidad del agua por la acumulación de metabolitos (Hirata 1980; Schluter y Groeneweg 1981; Meragelman 1985; Hirayama 1987); la pobre calidad del alimento proporcionado, que causa deficiencias vitamínicas (Hirayama y Funamoto 1983; Satuito e Hirayama 1986; Yu *et al.* 1988, 1989); la presencia de ciliados como factor importante en la disminución de la producción de rotíferos por la competencia por el alimento (Hirayama y Funamoto 1983; Reguera 1984; Maeda e Hino 1991) y la presencia de bacterias en los cultivos Yu *et al.* 1990.

Según Fukusho (1983) e Hirayama (1987), los principales problemas del cultivo industrial de rotíferos son: la selección de las cepas adecuadas, la dificultad de reducir la inestabilidad de los cultivos, la identificación de sistemas eficientes de cultivo de microalgas, la necesidad de mejoras en las técnicas de preservación de altas cantidades de rotíferos, así como la producción de quistes para su venta comercial. Sin embargo, los especialistas en el cultivo de estos organismos coinciden en identificar los mismos problemas (Fulks y Main 1991) y la literatura más reciente no parece indicar que las prioridades hayan cambiado en los últimos años (Lavens y Sorgeloos 1996).

Otros organismos que se emplean o pueden ser empleados como alimento vivo o preservado son varios microcrustáceos y entre éstos, es común el uso de cladóceros, aunque en realidad se ha escrito poco sobre su uso y su cultivo por lo cual existen pocos reportes sobre el manejo de estos organismos (Martínez 1994). Sin embargo, desde hace

muchos años son muy utilizados como alimento de varias especies de peces ornamentales y actualmente en México hay un mercado importante para la producción natural que se captura en los embalses cercanos al Distrito Federal, que se comercializa en las tiendas de acuarios. Ramírez y Sevilla (1962) reportaron que en el Lago de Texcoco se cosechaban 60 toneladas al año de *D. magna*, las cuales en su mayoría eran exportadas. Otro uso importante es como material científico de laboratorio y para propósitos de investigación, principalmente para determinar niveles y clases de contaminación, por la particularidad que tienen estos organismos de ser sensibles a la contaminación química.

La descripción morfológica de *D. magna* y su fisiología, son reportadas por Barnes (1968); Hoar (1975) y Ruppert y Barnes (1996), su uso como alimento vivo y sus características bromatológicas han sido descritas por Bardach *et al.* (1986) y Rottmann (1989). En lo que se refiere a su cultivo, existe una gran divergencia de opiniones sobre el tipo de alimentación más adecuado para los cladóceros y se han utilizado diversos medios de cultivo con diferentes resultados. El alimento esencial para la mayoría de los cladóceros son bacterias o algas unicelulares no filamentosas (Cowgill *et al.* 1985) y, aunque varios autores se han interesado en el estudio de estos organismos y se han publicado algunos trabajos sobre su crecimiento (Ryther 1954; Yesipova 1969; Reyes 1980), reproducción (Martínez 1994; Martínez y Gutiérrez 1994), requerimientos ambientales (Rottmann 1989) y cultivo (Ivleva 1969; D'Agostino y Provasoli 1970; Delbare *et al.* 1996), es evidente que la literatura es escasa, muy poca es reciente y no hay un esfuerzo de conjuntar estos conocimientos para que estos organismos puedan tener la misma importancia en cultivo de organismos dulceacuícolas, que tienen los rotíferos en agua de mar.

Por todo lo que se ha mencionado en lo anterior, es evidente que los mayores problemas a los cuales se enfrenta la acuicultura se refieren a la definición de formas eficientes y confiables de mantener cultivos de alimento vivo, que sean disponibles al momento en el cual se hacen necesarios. Esta es la finalidad del presente trabajo mediante el cual se pretende definir los valores óptimos de las variables implicadas en el crecimiento de las especies mencionadas con anterioridad.

IDENTIFICACIÓN DEL PROBLEMA

Existen varios problemas en la producción de alimento vivo para la acuicultura, que se pueden agrupar básicamente en dos tipos: en el primer grupo están los relacionados con los costos de producción y en el segundo los que se refieren a la calidad dietética del alimento producido. En lo que se refiere a los costos, indudablemente el factor más estudiado es el del precio elevado de los productos químicos empleados para la producción de los medios de cultivo para microalgas (e.g. Fulks y Main, 1991; Sapién y Leal 1992; Nieves Soto y Vega Pérez 1994; Nieves *et al.* 1996), aunque estudios más recientes han demostrado que existen otros factores, relacionados con el costo y uso de la infraestructura, que pueden jugar un papel importante en determinar el costo global de producción (Voltolina *et al.* 1999).

En cuanto a la calidad dietética del alimento, se han hecho varios estudios en cadenas alimenticias simples constituidas por microalgas y organismos filtradores, por ejemplo rotíferos (Fulks y Main 1991), larvas de peneidos (Kanazawa *et al.* 1982; Jones *et al.* 1993,1997), moluscos y bivalvos (Epifanio *et al.* 1981; Grant y Cranford 1989; Cordero y Voltolina 1994 a y b) otros invertebrados (Corner *et al.* 1967; Sánchez Saavedra y Voltolina 1994; Olivares *et al.* 1994; Fábregas *et al.* 1996), pero la literatura sobre el valor nutritivo de los varios niveles de una cadena trófica más larga, en especial la necesaria para la cría de peces de ornato, es prácticamente inexistente o por lo menos escasamente disponible en la literatura especializada.

HIPÓTESIS

Las hipótesis que se plantearon fueron las siguientes:

Es posible que existan comportamientos diferentes en las tasas de duplicación de algunas especies de microalgas debido a la composición cualitativa y cuantitativa de los medios de cultivo.

Es posible que existan comportamientos diferentes en las tasas de crecimiento de los rotíferos y cladóceros, debido al tamaño o a la calidad de las microalgas que consumen.

El uso de alimento vivo puede incrementar las tasas de crecimiento de larvas de peces, con respecto a los alimentos inertes tradicionales.

OBJETIVO GENERAL

Identificar en el ámbito de laboratorio los principales problemas que se presentan en la producción sucesiva de las microalgas, rotíferos y cladóceros que a su vez se utilizarán como alimento vivo del siguiente nivel, hasta la alimentación de larvas de peces.

Objetivos particulares

- 1.- Evaluar e implementar las técnicas necesarias para la producción de microalgas, rotíferos y cladóceros.
- 2.- Determinar y comparar las tasas de crecimiento y el rendimiento de tres especies de microalgas cultivadas con el medio tradicional F, con dos medios de menor costo y calcular el precio de los tres medios.
- 3.- Determinar las dietas más apropiadas con base en observaciones sobre el crecimiento y la fecundidad del rotífero *Brachionus plicatilis*, alimentado con tres diferentes especies de microalgas.
- 4.- Investigar las dietas más apropiadas usando como indicadores el crecimiento y la fecundidad del cladóceros *Daphnia magna*, alimentado con tres diferentes especies de microalgas.
- 5.- Evaluar el crecimiento de las larvas de los peces *Carassius auratus*, *Betta splendens* y *Trichogaster trichopterus*, utilizando alimento vivo (rotíferos y cladóceros) e inerte.

MATERIALES Y MÉTODOS

El estudio se realizó en la sección de Nutricultivos del Laboratorio de Acuicultura de la Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Autónoma de Sinaloa, que tiene un área de 36 m² y consiste de dos cuartos de 18 m² cada uno; el primero se utilizó para el cultivo de microalgas y está pintado de blanco para un mejor aprovechamiento de la luz; cuenta con 8 lámparas de luz blanca de 75 watts, 8 lámparas de 40 watts y 5 mesas de trabajo donde se colocaron los garrafones para los experimentos. El segundo está equipado con 4 estantes para colocar en cada estructura 6 acuarios de 38 l y dos cajas de plástico de 50 l y se destinó para el cultivo de rotíferos y larvas de peces. En ambos lugares se cuenta con un sistema de aeración por medio de un soplador regenerativo.

En todas las pruebas con microalgas se utilizaron diseños experimentales que hicieran posible el análisis estadístico de los resultados: cada prueba se hizo por triplicado con tres tratamientos, de acuerdo al siguiente esquema:

Tabla I. Diseño experimental.

Tratamientos	variables		
	A) <i>K. obesa</i>	B) <i>S. quadricauda</i>	C) <i>C. infusorium</i>
1) F	A1	B1	C1
2) Fert I	A2	B2	C2
3) Fert II	A3	B3	C3

Tratamiento de agua

En los ensayos con microalgas y cladóceros se usó agua dulce y en las pruebas con rotíferos se usó agua de mar adicionada con agua dulce para la aclimatación de *B. plicatilis* a bajas salinidades, con el objeto de utilizarlos en la alimentación de larvas de peces dulceacuícolas. El agua utilizada se filtró sucesivamente a través de cartuchos con capacidad de retención de partículas de 5, 1 y 0.45 µm de diámetro y posteriormente se trató con luz ultravioleta. Los ensayos con *D. magna* se hicieron en agua dulce esterilizada

utilizando la metodología ya mencionada anteriormente, con temperatura controlada entre 24 y 25 °C para acelerar el crecimiento de los organismos.

Procedencia de cepas

Las tres especies de microalgas utilizadas para esta investigación son dulceacuícolas. Fueron aisladas de depósitos de agua localizados en las márgenes del río Presidio en el estado de Sinaloa, siguiendo las técnicas de Horstmann (1985), De Pauw y Persoone (1988) y Coutteau (1996) y fueron seleccionadas por ser frecuentes en la región y por tener tallas pequeñas, de acuerdo con lo recomendado por Hino e Hirano (1980). El rotífero *B. plicatilis* procede de una cepa aislada en el oasis de San Pedro, Baja California (Ramírez-Sevilla 1991), que se obtuvo por donación del Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas. Los cladocéros proceden de una cepa cultivada en el Instituto Politécnico Nacional, que fue adquirida por el Instituto de Ciencias del Mar y Limnología de la U.N.A.M.

Las cepas de rotíferos se mantuvieron en matraces de 500 ml y se alimentaron con *K. obesa*, *S. quadricauda*, *C. infusorium* y levadura de panificación, manteniéndolas a temperatura de 25° C y salinidad de 15 ‰.

Medios de cultivo

Los medios de cultivo utilizados para la producción de las microalgas fueron el F de Guillard (1973), cuya composición se resume en la tabla II y los otros dos están basados en fertilizantes y se denominaron Fert I y Fert II. Su composición se presenta en las tablas III y IV, respectivamente. La técnica para la preparación del medio de cultivo F fue descrita por Voltolina *et al.* (1989) y Hur (1991), mientras que los otros medios de cultivo se prepararon de acuerdo a lo que señalan Sato (1991) y Lim (1991), que consiste en obtener una solución con una concentración aproximadamente igual de nitrógeno, a partir de la formulación química de los fertilizantes. Las microalgas se cultivaron en un sistema de volumen creciente a partir de recipientes de 62.5 ml,

duplicando el medio de cultivo diariamente con el fin de completar 32 l, cosechando hasta el final del experimento.

Determinación de la tasa de crecimiento de las microalgas

Se obtuvieron diariamente, muestras de 1 a 10 ml del cultivo de las microalgas, preservándolas en una solución de lugol. Para cuantificarlas se usó un microscopio compuesto y un hematocitómetro tipo Neubauer y se calculó la concentración de las microalgas cada 24 horas, aplicando la ecuación siguiente (Odum 1972): $N_t = N_0 \cdot 2^{\mu t}$

Donde N_t y N_0 representan el número de células registrado en los cultivos en tiempos sucesivos (t), el número 2 es la base de los logaritmos utilizados y μ representa la tasa de duplicación, en esta forma el índice (Ke) μ puede calcularse a partir de dos mediciones del tamaño de la población (N_t y N_0) en dos tiempos cualquiera durante la fase de crecimiento ilimitado, quedando la ecuación como sigue: $\mu = \log_2 (N_t / N_0) / t$, donde N_0 es la concentración inicial y N_t es la concentración final después del tiempo t (Guillard 1973).

Tabla II. Composición química del medio de cultivo F.

Nutrientes principales	Fórmula	g/l
Nitrato de Sodio	NaNO_3	150
Fosfato de Sodio monobásico	$\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	10

Metales Traza		g/100 ml
Solución primaria		
Cloruro Manganoso	$\text{MnCl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	36
Cloruro de Cobalto	$\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	2
Sulfato Cúprico	$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$	1.96
Sulfato de Zinc	$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	4.4
Molibdato de Sodio	$\text{Na}_2\text{MoO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	1.26
Solución secundaria		g/l
Cloruro férrico	$\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	6.3
EDTA disódico	Na_2EDTA	8.7
Metales traza	Agregár 1 ml de cada una de las soluciones primarias	

Vitaminas		
Solución primaria		g/l
Biotina cristalizada	$\text{C}_{10}\text{H}_{16}\text{N}_2\text{O}_3\text{S}$	0.1
Cianocobalamina	$\text{C}_{10}\text{H}_{88}\text{CoN}_{14}\text{P}$	1.0
Tiamina clorhídrica	$\text{C}_{12}\text{H}_{17}\text{ClN}_4\text{OS}$	0.2
Solución secundaria	10 ml de la solución primaria y aforar a 1000 ml. Para c/u	

Amortiguador	g/l
Hidroximetilaminometano (tris)	200.

Tabla III. Composición química del medio de cultivo FERT I.

Nitrógeno (N)	24.00%
Fósforo (P_2O_5)	17.00%
Potasio (K_2O)	13.00%
Azufre (S)	0.20%
Hierro (Fe)	0.10%
Calcio (Ca)	0.25%
Magnesio (Mg)	0.25%
Cobre (Cu)	0.25%
Cobalto (Co)	0.01%
Molibdeno (Mo)	0.0025
Zinc (Zn)	0.10%
Manganeso (Mn)	0.05%
Boro (B)	0.40%
Clorhidrato de tiamina	trazas
Ácido Indol Acético	trazas
Dosis 30g / 1000 l de medio de cultivo	

Tabla IV. Composición química del medio de cultivo Fert-II.

Nitrógeno total	20%
Pentóxido de Fósforo	30%
Óxido de Potasio	10%
Azufre	480 ppm
Fierro	250 ppm
Zinc	350 ppm
Manganeso	125 ppm
Calcio	65 ppm
Magnesio	65 ppm
Cobre	65 ppm
Boro	65 ppm
Molibdeno	6 ppm
Cobalto	12 ppm
Fitohormona	3 ppm
Dosis 30 g / 1000 l de medio de cultivo	

Crecimiento de rotíferos (*B. plicatilis*)

Las pruebas de crecimiento se realizaron por triplicado y las tres repeticiones de cada tratamiento recibieron como alimento 2×10^6 céls/ml de la microalga designada. Los cultivos se llevaron a cabo con la misma técnica que las microalgas o sea empleando un sistema creciente a partir de un volumen de 62.5 ml duplicando el medio de cultivo diariamente con el fin de completar 16 l, sin cosechar hasta el final del experimento. El cultivo de rotíferos se inició con inóculos de 10 a 20 rotíferos/ml. El crecimiento de la población se registró mediante recuentos diarios, y durante los ensayos se evaluó de la misma manera que las microalgas, utilizando esta vez logaritmos naturales (Yúfera 1980). Utilizando la formula: $K_e = \ln N_t - \ln N_0 / t$.

La fecundidad promedio: $F. P. = n / h$ se estimó a partir de número de huevos que porta cada hembra, además de los huevos liberados, donde n = número total de hembras presentes en la muestra; h = número total de huevos presentes en la muestra. El número de rotíferos considerando huevos se calculó sumando el número total de rotíferos y el número total de huevos/ml ($NRCH = n + h$) (Ramírez-Sevilla 1991).

Crecimiento de cladóceros (*D. magna*)

Las pruebas de crecimiento individual se realizaron en 3 matraces de 2 l. En cada uno se depositaron 50 organismos nacidos el mismo día, que se alimentaron diariamente con 2×10^6 cél/ml de la microalga seleccionada. Cada 3 días se tomó una muestra de 3 individuos por matraz los cuales se midieron utilizando un microscopio estereoscópico y un micrómetro ocular. El medio se cambió cada 6 días.

En las pruebas de crecimiento poblacional se utilizaron tres matraces de 2 l, inoculando un individuo de 1 día de edad en cada matraz, el número de individuos existentes se registró cada 3 días y el medio de cultivo se renovó cada 6 días. En la alimentación se siguió la misma metodología que en la prueba anterior.

Determinación de la fecundidad

En 9 matraces de 500 ml se introdujo una hembra de *D. magna* y se mantuvo un registro del número de nacimientos por camada, de la mortalidad, del intervalo de tiempo entre cada puesta, del número de generaciones durante toda la vida y de la fecundidad media. Las determinaciones del número de individuos se hicieron cada 24 h. Para tomar las alícuotas se usaron vasos de precipitado de 50 ml y para contar los individuos una pipeta de 10 ml.

Crecimiento de larvas de peces (pruebas de alimentación)

Las pruebas de crecimiento se realizaron en acuarios de 38 l, con densidades de 1 larva por 1.5 litros, la temperatura fue controlada a 28°C por medio de termostatos. La alimentación siguió el esquema de la tabla V y consistió en las siguientes dietas:

Dieta 1 (rotífero: *B. plicatilis* y cladócero: *D. magna*).

Los rotíferos se suministraron durante 10 días, a partir del consumo del saco vitelino, con una densidad de 10 individuos/ml; del día 10 hasta el día 20 se aplicó *Daphnia* de 800 μm a una densidad de 2 org/ml; continuando la alimentación con *Daphnia* de 800 a 2000 μm durante los siguientes 10 días (1 org/ml). En el resto del experimento se utilizaron como alimento adultos de *D. magna* de 2000 a 4000 μm a razón de 1 org/ml.

Dieta 2 (una yema de huevo cocida, 50 g de leche en polvo y 500 ml de agua (Marty 1977)).

Durante los primeros 10 días, se aplicaron 10 ml/día en 2 raciones de 5 ml. Durante el resto del experimento se suministró alimento balanceado de la marca Purina, con 25 % de proteína, 3 veces por día (*ad libitum*).

Dieta 3 (Alimento balanceado con 25 % de proteína de la marca Purina).

Los primeros 20 días fue proporcionado, con granos de 50 – 200 μm y en el resto del experimento con granos de 200 a 2000 μm . La tasa de alimentación fue *ad libitum*.

Tabla V. Esquema de alimentación.

Dieta 1													
Días	0	1	9	10	19	20	29	30	39	40	49	50	59
	<i>B. plicatilis</i>		<i>D. magna</i>		<i>D. magna</i>		<i>D. magna</i>						
	10/ml		800 μm		800-2000 μm		2000-4000 μm						
	2/ml		1/ml		1/ml								
Dieta 2													
Leche y huevo		Alimento balanceado (25%) tres veces al día											
Dieta 3													
Alimento balanceado (25%) tres veces al día													

Se registró la longitud total (L), durante 60 días. La tasa de crecimiento de los peces se obtuvo mediante la realización de una regresión lineal de los valores de la recta obtenidos de los muestreos que se realizaron cada 10 días de acuerdo a la siguiente expresión: $L = a + b t$ donde: L = longitud, (variable dependiente) a = ordenada al origen, b = la pendiente y t = tiempo (variable independiente). También se utilizaron las siguientes expresiones: $L_t = L_{t_0} - L_{t_1} / t$ y $K_e = \ln(L_1 / L_0) / t_1 - t_0$. Donde: L_t = longitud en el tiempo t , L_{t_0} = longitud inicial de los peces, t = tiempo en días K_e = tasa instantánea de crecimiento. El muestreo de los organismos se realizó con cucharas de diferente luz de malla. Los especímenes fueron depositados en cajas de Pétri, primero fueron medidas con ayuda del área trazada de un hematocitómetro (el cual tiene divisiones de 50 200 y 1000 μm) y un microscopio estereoscópico. Posteriormente cuando las larvas alcanzaron más de 1000 μm se utilizó una caja de Pétri y papel milimétrico para la medición de las mismas.

Análisis de los datos.

Para el análisis estadístico de los datos se utilizaron los siguientes softwares: El análisis estadístico de datos se hizo utilizando los programas Minitab para Windows, Statistica y la hoja de cálculo Excel. Los análisis estadísticos se reportan en el Anexo 1 y los resultados de los ensayos en forma individual para cada prueba se observan en el Anexo 2. En vista de que en ningún caso se notaron diferencias significativas entre la primera prueba y las siguientes, se utilizaron los valores promedio de la concentración de células, para realizar los cálculos de la producción diaria de células que se presentan en forma de tablas. Las tasas de crecimiento estimadas con base a las regresiones lineales se analizaron con pruebas de varianza y covarianza (Anexo 1), para establecer diferencias entre las tasas de crecimiento obtenidas entre las diferentes pruebas. También se realizó un análisis con los valores máximos de las concentraciones de células que fueron alcanzadas en el último día de cultivo en todos los casos. Para conocer la diferencia entre los medios de cultivo se realizó la prueba estadística paramétrica de comparaciones múltiples de Tukey (HSD) con un nivel de significancia del 5 %.

RESULTADOS

Todos los experimentos con microalgas finalizaron a los 10 días, ya que por razones de espacio y equipo los cultivos no pudieron ser escalados a volúmenes mayores, aunque teóricamente mientras las microalgas cuenten con los requerimientos físicos y químicos necesarios para su crecimiento, la curva de crecimiento deberá seguir la misma tendencia.

Crecimiento de *Kirchneriella obesa*.

Las figuras 1 a 6 presentan las curvas de crecimiento poblacional de los experimentos individuales y del promedio de *K. obesa*. El número total de células de esta especie aumenta de manera exponencial hasta el final de los experimentos con los medios de cultivo F y Fert I y, a pesar de la duplicación diaria del volumen de cultivo, se notó también un incremento diario de la concentración celular implicando una tasa de reproducción vegetativa superior a una división diaria. Esto no sucedió con el medio Fert II, con el cual la tasa de duplicación y el número total de divisiones fueron considerablemente más bajas.

En las tablas I a VII del Anexo 2, se observa la estimación promedio de los parámetros de crecimiento para esta especie; así como la sumatoria de las divisiones registradas durante las pruebas de crecimiento. De acuerdo a éstas, el valor más alto de las tasas de crecimiento promedio (K_e) fue de 0.84 obtenida con el medio F, y la más baja de 0.81 con el tratamiento Fert II, con una desviación estándar de 0.14 y 0.18 respectivamente. Con respecto al promedio del crecimiento diario de la población (P.C.), éste varió entre 130 y 135 % y el tiempo de duplicación de la población (T.D.P.) fue de entre 0.83 y 0.94 días, mientras que la suma de divisiones celulares en el período de 10 días de cultivo fue de 11.0 para el medio F, 10.7 con el medio Fert I y de 7.45 para el medio Fert II. Los valores máximos de la tasa de crecimiento correspondieron al medio F (Tablas VI, VII y VIII; Anexo 2, Tablas I, II, IV y VI).

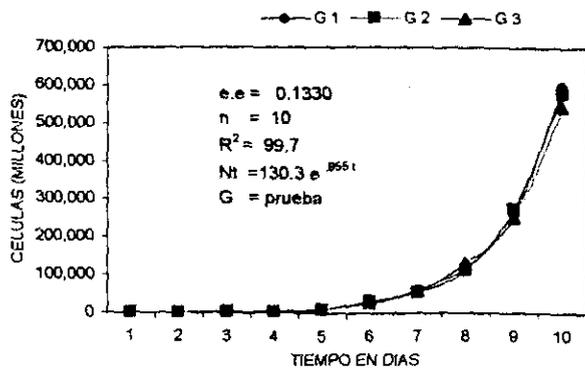


Figura 1. Crecimiento poblacional de *K. obesa* con el medio de cultivo F/2. Cél X 10⁶

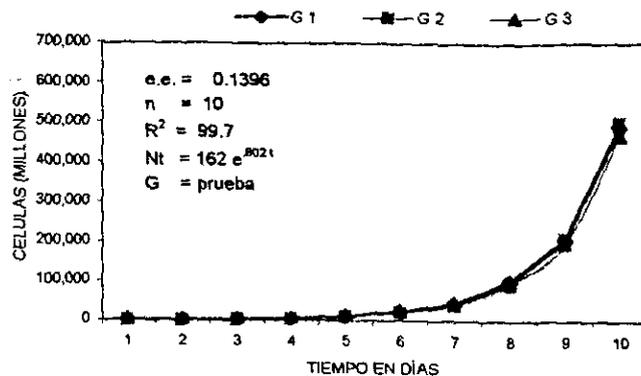


Figura 2. Crecimiento poblacional de *K. obesa* con el medio de cultivo Fert I. Cél X 10⁶

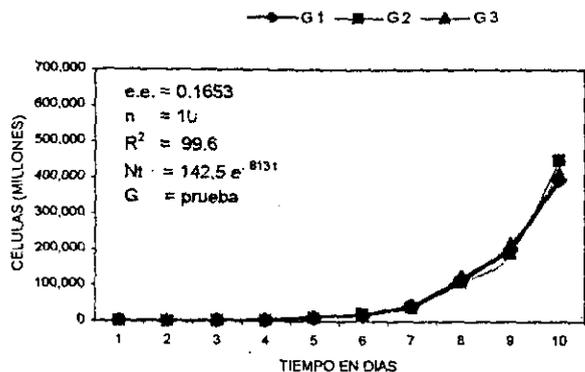


Figura 3. Crecimiento poblacional de *K. obesa* con el medio de cultivo Fert-II Cél X 10⁶

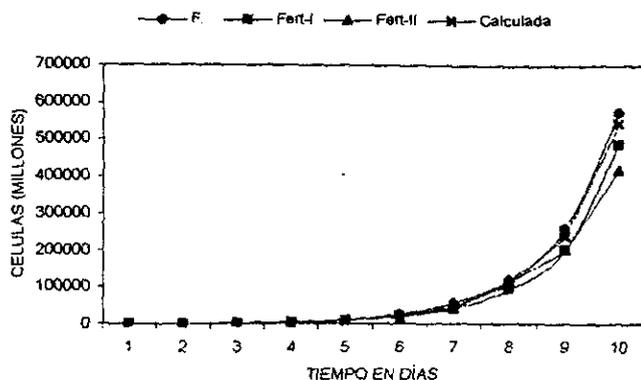


Figura 4. Crecimiento poblacional de *K. obesa* en diferentes medios de cultivo. Cél X 10⁶

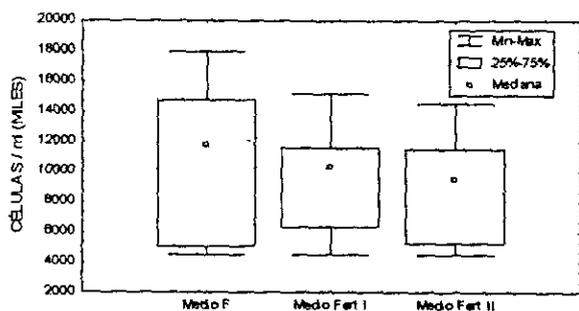


Figura 5. Valores de la mediana, de los cuartiles centrales y extremos de la concentración celular de *K. obesa* en diferentes medios de cultivo. Cél /ml.

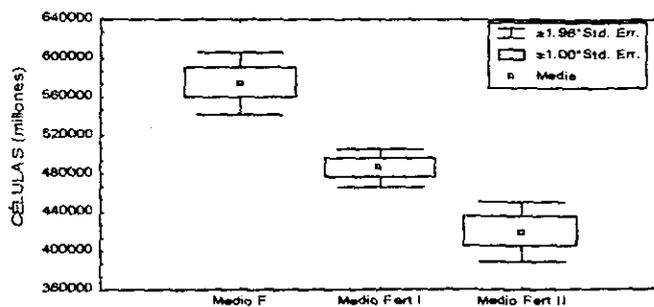


Figura 6. Valores máximos de producción de *K. obesa* en diferentes medios de cultivo. Cél/32 l.

Tabla VI. Promedio de las concentraciones de *K. obesa*, en cél/32 (l) $\times 10^6$ después de 10 días, en diferentes medios de cultivo.

Recipiente	Medio F	Medio Fert I	Medio Fert II
1	600,000	489,600	396,800
2	578,650	501,350	449,950
3	543,800	467,250	412,300
Promedio	574,150	486,067	419,683

Tabla VII. Sumatoria de las divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *K. obesa* utilizando tres medios de cultivo.

Recipiente	Medio F	Medio Fert I	Medio Fert II
1	11.07	10.77	7.46
2	11.01	10.80	7.48
3	10.93	10.69	7.41
Promedio	11.00	10.75	7.45

Tabla VIII. Promedio del porcentaje (%), tasa de crecimiento (K_e) y tiempo de duplicación (T.D.) de *K. obesa* utilizando tres medios de cultivo.

	Medio F	Medio Fert I	Medio Fert II
%	135	132	130
K_e	0.84	0.82	0.81
T.D.	0.83	0.85	0.94

Las Tablas I a IV del Anexo 1, resumen los resultados de las pruebas estadísticas que analizan las pendientes de las curvas de crecimiento que se obtuvieron con los tres medios y demuestran la existencia de diferencias altamente significativas ($P < 0.001$) debidas al efecto del medio.

Fert II, con 419,683 millones en recipientes con el mismo volumen. La prueba de comparaciones múltiples (Tabla IV) del anexo 1, demostró que hay diferencias entre los medios de cultivo y se puede observar que el medio F es comparable con el Fert I y que Fert II difiere de ambos.

Crecimiento de *Scenedesmus quadricauda*.

El comportamiento de esta especie no resultó muy diferente del registrado por *K. obesa*; sin embargo, los valores de células por ml son considerablemente más bajos que con la especie anterior, posiblemente debido a que los individuos se agrupan en paquetes de 4 células y por lo tanto su volumen es mayor (Ortega 1984). En las Figuras 7 a 12, se observan las curvas de los experimentos individuales y del promedio de los datos de crecimiento diario de *S. quadricauda*. El número de células aumentó en forma constante hasta un máximo de 157, 833 millones de células por un volumen de 32 litros, con tasas de duplicación cercanas a una división diaria en los medios de cultivo F y Fert I e inferiores a este valor con el medio de cultivo Fert II, con el cual la producción fue de 88,900 células por recipiente del mismo volumen, siguiendo el mismo patrón que con la especie anterior. Las Tablas VIII a XIV del Anexo 2, presentan la estimación promedio de los parámetros poblacionales de *S. quadricauda*. Al igual que en el caso de la especie anterior, los valores se obtuvieron multiplicando el volumen del recipiente de cada día por el número de células por ml. Los resultados demuestran que el valor más alto de las tasas de crecimiento promedio (K_e) fue de 0.72 obtenida con el medio F y la más baja de 0.64 con el tratamiento Fert II. con desviaciones estándar de 0.27 y 0.29, que indican que los resultados ofrecen un cuadro confiable del potencial reproductivo de esta especie en las condiciones y con los medios de cultivo empleados y que confirman que los valores máximos de la tasa de crecimiento correspondieron al medio F.

El promedio del porcentaje diario del crecimiento (P.C.) varió entre 98. y 118 % y el tiempo de duplicación de la población (T.D.P.) que se observó fue de entre 1.44 y 1.14 días, mientras que la suma de divisiones celulares en el período de 10 días de cultivo

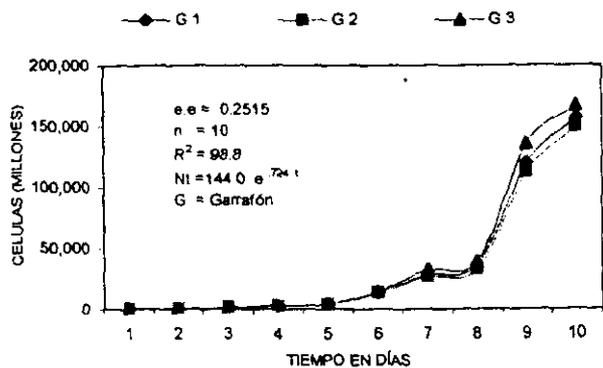


Figura 7. Crecimiento poblacional de *S. quadricauda* con el medio de cultivo F/2. Cél X 10⁶

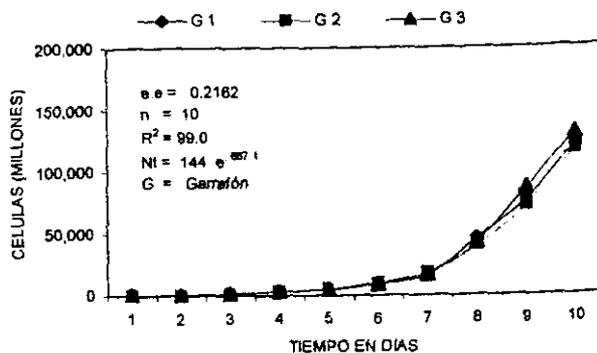


Figura 8. Crecimiento poblacional de *S. quadricauda* con el medio de cultivo Fert-I. Cél X 10⁶

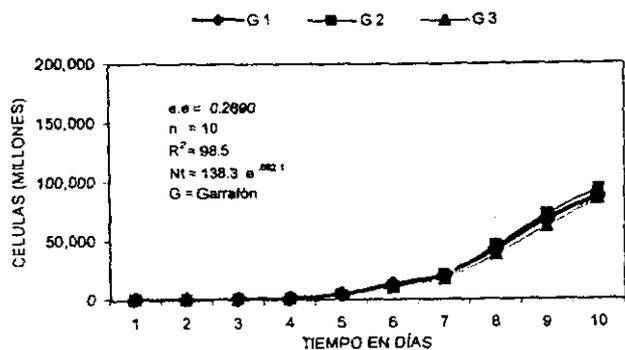


Figura 9. Crecimiento poblacional de *S. quadricauda* con el medio de cultivo Fert-II. Cél X 10⁶

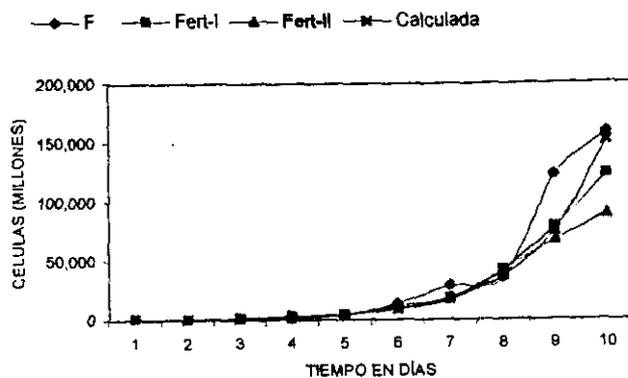


Figura 10. Crecimiento poblacional de *S. quadricauda* en diferentes medios de cultivo. Cél X 10⁶

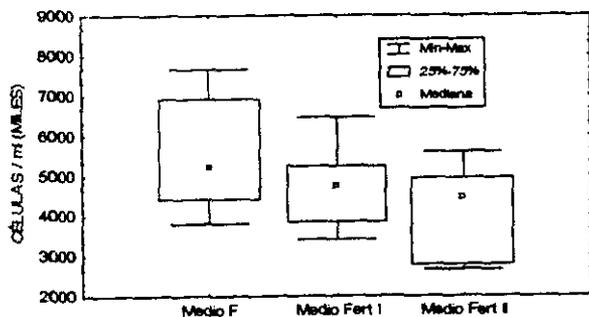


Figura 11. Valores de la mediana, de los cuartiles centrales y extremos de la concentración celular de *S. quadricauda* en diferentes medios de cultivo. Cél / ml.

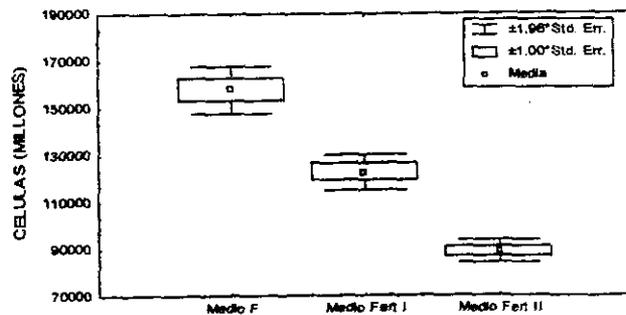


Figura 12. Valores máximos de producción de *S. quadricauda* en diferentes medios de cultivo. Cél /32 l.

Tabla IX. Promedio de las concentraciones de *S. quadricauda*, en cél/32 (l) x 10⁶ después de 10 días, en diferentes medios de cultivo.

Recipiente	Medio F	Medio Fert I	Medio Fert II
1	156,800	121,600	88,000
2	149,500	116,500	93,450
3	167,200	129,800	85,250
Promedio	157,833	122,633	88,900

Tabla X. Sumatoria de las divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *S. quadricauda* utilizando tres medios de cultivo.

Recipiente	Medio F	Medio Fert I	Medio Fert II
1	9.15	8.79	8.32
2	9.09	8.73	8.41
3	9.25	8.88	8.28
Promedio	9.16	8.80	8.34

Tabla XI. Promedios del porcentaje (%), tasa de crecimiento (Ke) y tiempo de duplicación (T.D.) de *S. quadricauda* utilizando tres medios de cultivo.

	Medio F	Medio Fert I	Medio Fert II
%	118	104	98
Ke	0.72	0.68	0.64
T.D.	1.44	1.14	1.33

fue de 9.1 para el medio F, 8.8 para el medio Fert I y de 8.3 para el medio Fert II (Tablas IX, X y XI; Anexo 2, Tablas VIII, IX, XI y XIII). Las Tablas V a VIII del Anexo 1, resumen los resultados de las pruebas estadísticas que analizan las pendientes de las curvas de crecimiento que se obtuvieron con los tres medios y demuestran la existencia de diferencias altamente significativas ($P < 0.001$) debidas al efecto del medio.

Los valores más altos en número total de células al tiempo de la cosecha que se registró entre los tres tratamientos se obtuvieron con el medio F, los valores más bajos corresponden al medio Fert II. La prueba de comparaciones múltiples que se presenta en la Tabla VIII del Anexo I, indica diferencias altamente significativas entre todos los medios de cultivo.

Crecimiento de *Chlorococcum infusorium*

Las figuras 13 a 18 presentan las curvas de los experimentos individuales y del promedio de los datos de crecimiento poblacional de *C. infusorium*; en éstas se observa que el máximo número de células se obtuvo después de 10 días de cultivo, que el número de células por ml permaneció casi constante y que las diferencias en la concentración dependen del medio de cultivo. Los valores más altos del número de células se obtuvieron con el medio F, con tasas de duplicación cercanas a una división por día; con los medios de cultivo Fert I y Fert II éstas fueron más bajas, sin embargo, las diferencias no fueron muy significativas. En el Anexo 2 (Tablas XV a XXI) se presentan los resultados de los parámetros poblacionales y la sumatoria de las divisiones registradas durante las pruebas de crecimiento de *C. infusorium*. De acuerdo a estos resultados, el valor más alto de las tasas de crecimiento promedio (K_e) fue de 0.72, obtenido con el medio de cultivo F, y la más baja fue 0.68 con el tratamiento Fert II. Con respecto al porcentaje promedio de crecimiento por día (P.C.), éste varió entre 102 y 109 % y el tiempo de duplicación que se observó fue de entre 0.98 y 1.10 días, mientras que la suma de divisiones celulares en el período de 10 días de cultivo fue de 9.4 para el medio F, y de 9.2 y 8.9 para los medios Fert I y Fert II, respectivamente. Los valores máximos de la tasa de crecimiento correspondieron al medio F (Tablas XII, XIII y XIV; Anexo 2, Tablas XV, XVI, XVIII y XX).

En las Tablas IX a XII (Anexo 1) se resumen los resultados de las pruebas estadísticas que analizan las pendientes de las curvas de crecimiento que se obtuvieron con los tres medios y que demuestran la existencia de diferencias altamente significativas ($P < 0.001$) debidas al efecto del medio. Los valores más altos en número total de células al

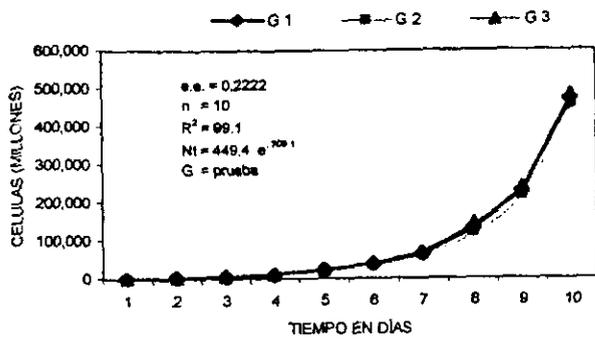


Figura 13. Crecimiento poblacional de *C. infusorium* con el medio de cultivo F/2. Cél X 10⁶

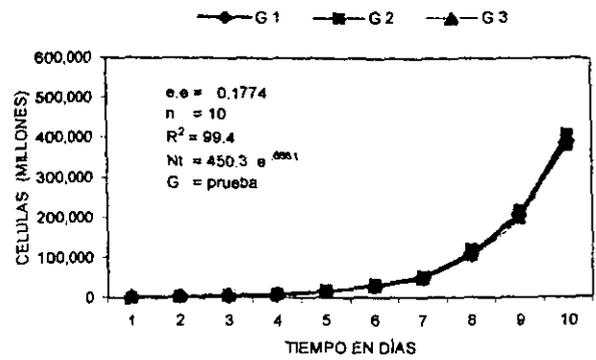


Figura 14. Crecimiento poblacional de *C. infusorium* con el medio de cultivo Fert-I. Cél X 10⁶

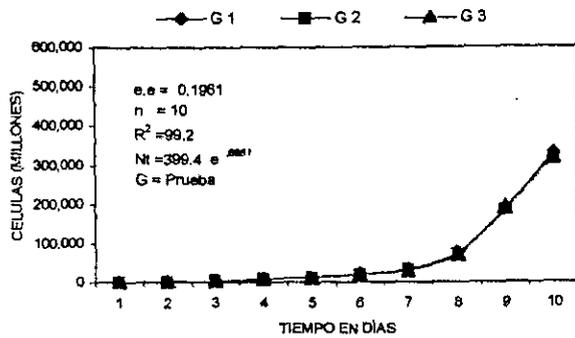


Figura 15. Crecimiento poblacional de *C. infusorium* con el medio de cultivo Fert-II. Cél X 10⁶

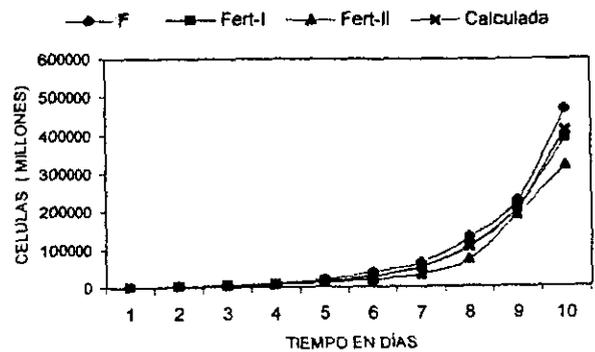


Figura 16. Crecimiento poblacional promedio de *C. infusorium* en diferentes medios de cultivo. Cél X 10⁶

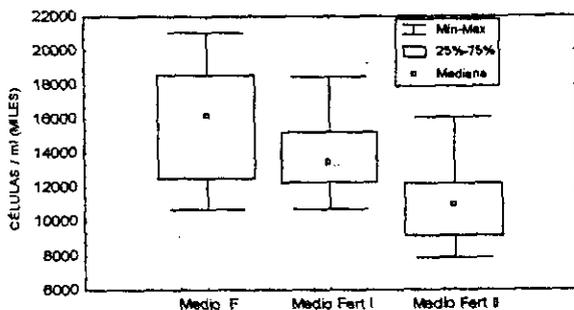


Figura 17. Valores de la mediana, de los cuartiles centrales y extremos de la concentración celular de *C. infusorium* en diferentes medios de cultivo. Cél / ml.

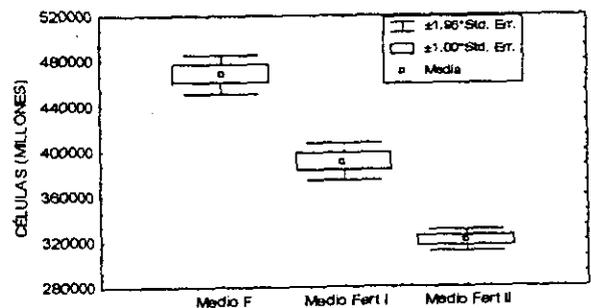


Figura 18. Valores máximos de producción de *C. infusorium* en diferentes medios de cultivo. Cél / 32 l.

Tabla XII. Promedio de las concentraciones de *C. infusorium*, en cél/32 (l) x 10⁶ después de 10 días, en diferentes medios de cultivo.

Recipiente	Medio F	Medio Fert I	Medio Fert II
1	468,800	385,600	329,600
2	453,200	407,100	313,200
3	483,300	379,700	318,750
Promedio	468,433	390,800	320,517

Tabla XIII. Sumatoria de las divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *C. infusorium*, utilizando tres medios de cultivo.

Recipiente	Medio F	Medio Fert I	Medio Fert II
1	9.45	9.17	8.95
2	9.41	9.25	8.87
3	9.50	9.15	8.90
Promedio	9.45	9.19	8.90

Tabla XIV. Promedio del porcentaje (%), tasa de crecimiento (Ke) y tiempo de duplicación (T.D) de *C. infusorium*, utilizando tres medios de cultivo.

	Medio F	Medio Fert I	Medio Fert II
%	109	105	102
Ke	0.72	0.70	0.68
T.D.	0.98	1.02	1.1

tiempo de la cosecha que se registró entre los tres tratamientos se obtuvieron con el medio F, con 468 433 millones de células por garrafón, los valores más bajos corresponden al medio Fert II, con 320 517. La prueba de comparaciones múltiples que se presenta en la Tabla XII del Anexo I, indica diferencias altamente significativas entre todos los medios de cultivo y se observa que los medios difieren entre sí. Las diferencias entre los testigos fueron altamente significativas.

Costos del cultivo

En la Tabla XV y Anexo 2, Tabla XXII, se presentan los costos actuales de los medios F, Fert I y Fert II y en ellas se observa que el costo de las sustancias químicas de grado analítico para preparar el medio F tiene un costo de \$ 82.36 y que los ingredientes de mayor costo son las vitaminas. El Tris no se consideró en el cálculo de los costos ya que funciona solamente como amortiguador con el fin de mantener el pH en un intervalo adecuado, para permitir una correcta asimilación de los nutrientes de parte de las microalgas y para asegurar la disponibilidad de sustrato fotosintético. Los medios de cultivo Fert I y Fert II, que se basan en fertilizantes químicos (grado fertilizante), son comparativamente muy económicos y, si se complementan con otros reactivos para mejorar el medio, serían una alternativa adecuada para la preparación de medios de cultivo con niveles de producción similar al medio F. Sin embargo, este último se puede adquirir comercialmente ya mezclado (Aquatic Ecosystem, Fritz, Argent etc.) y su precio está comprendido entre 0.5 y 1.0 dólares / 1000 litros de medio de cultivo.

Tabla XV. Costos para producir 1000 l de cultivo de microalgas, con diferentes medios de cultivo. (1 Dólar = \$ 10.00)

Medio de cultivo	Costo en pesos	Costo en dólares
Medio F	\$ 82.36	\$ 8.23
Medio Fert I	\$ 1.80	\$ 0.18
Medio Fert II	\$ 1.80	\$ 0.18

Crecimiento de *Brachionus plicatilis*

Las Figuras 19 a 24 presentan las curvas de crecimiento poblacional promedio de *B. plicatilis* y en éstas se observa que el número total de rotíferos aumenta continuamente por tratarse de un cultivo creciente en condiciones que se pueden considerar ilimitadas, ya que diariamente se duplicó el volumen de cultivo y se suministró alimento. Para esta especie, el crecimiento poblacional fue diferente dependiendo del tipo de alimento; los valores más altos de rotíferos por ml entre los tratamientos se obtuvieron con las microalgas *K. obesa*, los valores más bajos corresponden a los organismos alimentados con *S. quadricauda*, no se encontraron diferencias significativas entre los duplicados de los cultivos alimentados con el mismo tipo de microalga.

Los parámetros poblacionales básicos que se calcularon se presentan en las Tablas XXIII a XXV del Anexo 2. De acuerdo a los resultados se observa que el valor más alto de las tasas de crecimiento diario promedio (K_e) fue de 0.44 y corresponde a los organismos alimentados con microalgas de la especie *K. obesa* y la más baja, de 0.36, utilizando *S. quadricauda* como alimento. La fecundidad estimada fue de 0.65 para los organismos alimentados con *K. obesa* y de 0.63 para los rotíferos cuyo alimento fue *S. quadricauda*. Con respecto al porcentaje promedio por día del crecimiento (P. C.), éste varió entre 51 y 57 % y el tiempo de duplicación de la población que se observó fue de entre 1.8 y 3.4 días mientras que la reproducción acumulada en el período de 10 días, de cultivo fue de 4.7 veces, para la prueba con *S. quadricauda* y de 5.7 para el ensayo con *K. obesa*. Los valores máximos de la tasa de crecimiento correspondieron a los rotíferos alimentados con esta última microalga (Tabla XVI).

En las Tablas XIII a XVI (Anexo 1) se resumen los resultados de las pruebas estadísticas que analizan las pendientes de las curvas de crecimiento que se obtuvieron con los tres tipos de microalgas y que demuestran la existencia de diferencias altamente significativas ($P < 0.001$) debidas al efecto del tipo de alimento. Con respecto a los valores máximos de cosecha y de la densidad de rots/ml que fueron alcanzados en el décimo día de cultivo (Tabla XVI), se observan valores promedio de 648, 515 y 314 rots/ml.

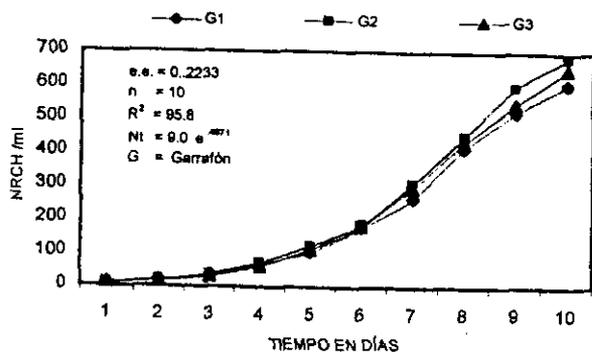


Figura 19. Crecimiento poblacional de *B. plicatilis* alimentados con microalgas (*K. obesa*). NRCH = Número de rotíferos + huevos

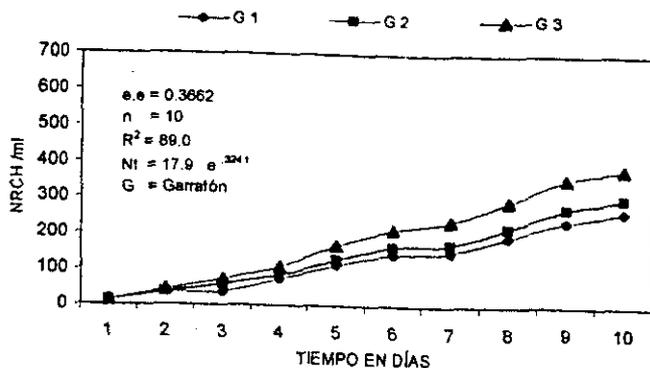


Figura 20. Crecimiento poblacional de *B. plicatilis* alimentados con microalgas (*S. quadricauda*). NRCH = Número de rotíferos + huevos

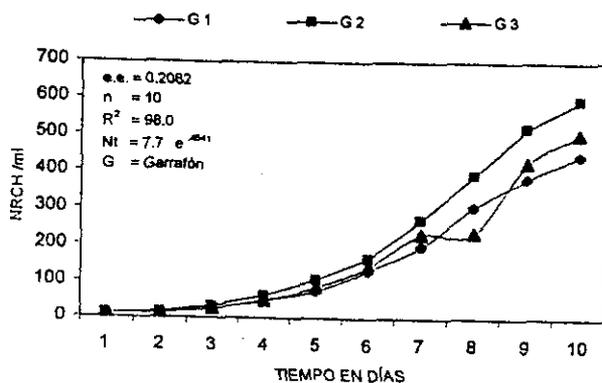


Figura 21. Crecimiento poblacional de *B. plicatilis*, alimentados con microalgas (*C. infusorium*). NRCH = Número de rotíferos + huevos

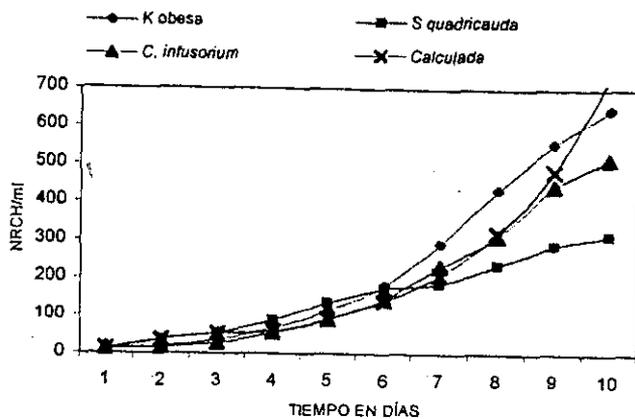


Figura 22. Crecimiento poblacional promedio de *B. plicatilis*, con diferentes tipos de microalgas. NRCH = numero de rotíferos + huevos

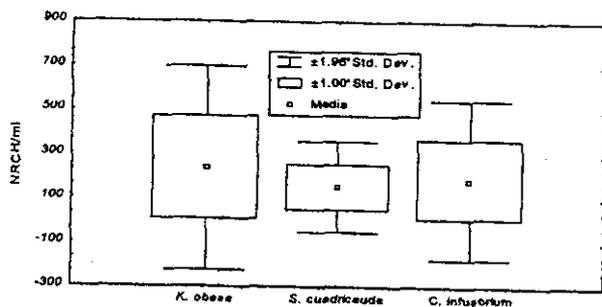


Figura 23. Concentración promedio de *B. plicatilis*, con diferentes tipos de microalgas. NRCH = numero de rotíferos + huevos. Rot./ml.

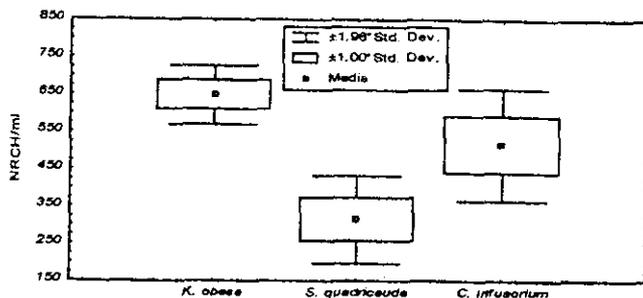


Figura 24. Valores máximos de producción del rotífero *B. plicatilis* con diferentes tipos de microalgas. NRCH = numero de rotíferos + huevos / ml

Tabla XVI. Promedio de las concentraciones (NRCH)/ml de *B. plicatilis*, al final del experimento, utilizando diferentes microalgas como alimento.

Garrafón	<i>K. obesa</i>	<i>S. quadricauda</i>	<i>C. infusorium</i>
1	607	264	446
2	687	299	597
3	651	381	504
Promedio	648.3	314.6	515.6

Tabla XVII. Promedios del porcentaje (%), tasa de crecimiento (K_e), tiempo de duplicación (T.D) y fecundidad (Fec.) de *B. plicatilis* utilizando diferentes microalgas como alimento.

	<i>K. obesa</i>	<i>S. quadricauda</i>	<i>C. infusorium</i>
%	57	54	51
K_e	0.44	0.36	0.41
T.D.	1.8	3.4	2.0
Fec.	0.65	0.60	0.63

Los valores más altos se obtuvieron con *K. obesa* mientras que el valor más bajo correspondió a los cultivos alimentados con *S. quadricauda*.

Finalmente para determinar que cultivos fueron diferentes se aplicó la prueba de comparaciones múltiples de Tukey (HSD) con un nivel de significancia del 95% y resultó que el valor de P indica la existencia de diferencias significativas entre los promedios de las concentraciones (Anexo 1, Tabla XVI) y se puede observar que los resultados son diferentes de acuerdo con los diferentes alimentos. Parece ser que *B. plicatilis* tiene preferencia por *K. obesa*, posiblemente por su pequeño tamaño ya que las dimensiones celulares de ésta microalga son 4.2 micras de diámetro por 5.1 de longitud, mientras que *S. quadricauda* mide 3 micras de diámetro por 11-13 de longitud; *C. infusorium* es similar en talla a la primera especie (Yacubson 1969; Ortega 1984; Trujillo y Voltolina 1993).

Por otro lado se aclimató al rotífero *B. plicatilis* con el objeto de utilizarlo en la alimentación de larvas de peces dulceacuícolas (Tabla XXIV), por no contar con alguna especie de agua dulce (como por ejemplo *B. patulus*), debido a que *B. plicatilis* demostró adaptarse y reproducirse a baja salinidad y ser capaz de alimentarse con microalgas de agua dulce, tal y como lo mencionan Hoff y Snell (1989) y de acuerdo con James y Abu Rezac (1990) quienes reportaron los mejores crecimientos de *B. plicatilis* a 5 ppt de salinidad. Los resultados fueron satisfactorios, ya que se lograron crecimientos de la población comparables a los obtenidos por otros autores que realizaron sus experimentos en agua de mar (Hirata y Mocawa 1983; Bernabé y Perigault 1983; Orhun *et al.* 1991) (Anexo 2, Tablas XXIII, XXIV y XXV).

Crecimiento de *Daphnia magna*

Los parámetros básicos del crecimiento poblacional fueron calculados con la aplicación de las ecuaciones presentadas en el capítulo de material y métodos. Los coeficientes instantáneos de crecimiento poblacional de esta especie se obtuvieron a través de modelos de tipo exponencial y se presentan en la Tabla XXVI del Anexo 2, en donde se anotan los valores de los principales parámetros poblacionales. De acuerdo a los resultados, se observa que el valor más alto de las tasas de crecimiento promedio K_e fue de 0.36 y corresponde a los organismos alimentados con microalgas de la especie *K. obesa* y la más baja, de 0.34, utilizando *C. infusorium* como alimento, con una desviación estándar de 0.03 y 0.05, respectivamente. El promedio del valor porcentual del crecimiento poblacional varió entre 160 y 182 % y el tiempo de duplicación de la densidad se observó entre 0.25 y 0.39, mientras que la duplicación acumulada en el período de 22 días de cultivo fue de 10.8 para la prueba con *S. quadricauda* y de 11.5 para el ensayo con *K. obesa*. Los valores máximos de la tasa de crecimiento poblacional correspondieron a los cladóceros alimentados con esta última microalga.

En las figuras 25 a 30 se observan las curvas de los experimentos individuales y del promedio de los datos de crecimiento poblacional de *D. magna*. La densidad de esta especie aumenta de manera exponencial con el tiempo, los valores más altos entre los tres

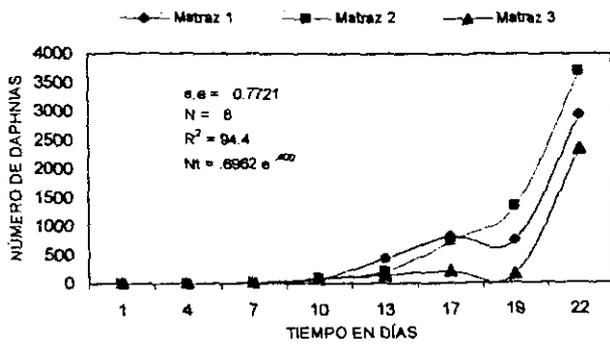


Figura 25. Crecimiento poblacional de *D. magna*, alimentada con microalgas (*K. obesa*), en 2 litros.

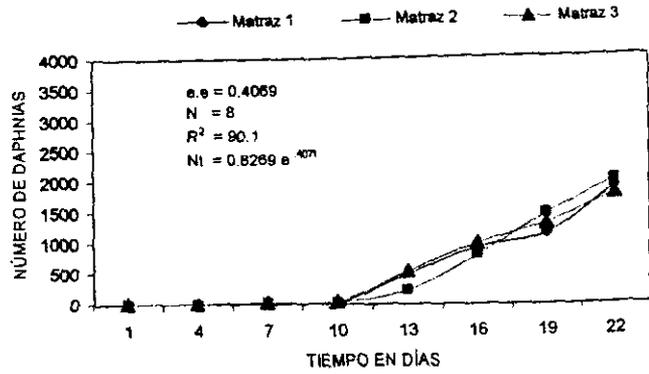


Figura 26. Crecimiento poblacional de *D. magna*, alimentada con microalgas (*S. quadricauda*), en 2 litros.

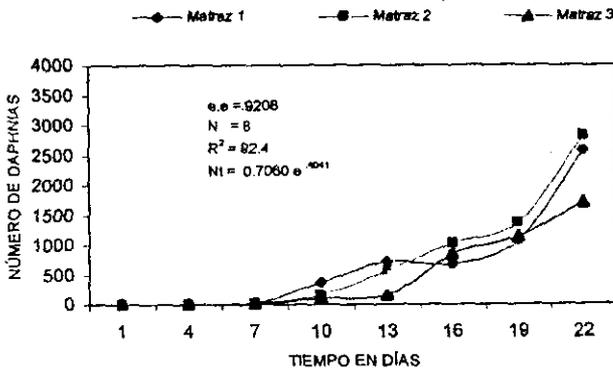


Figura 27. Crecimiento poblacional de *D. magna*, alimentada con microalgas (*C. infusorium*), en 2 litros.

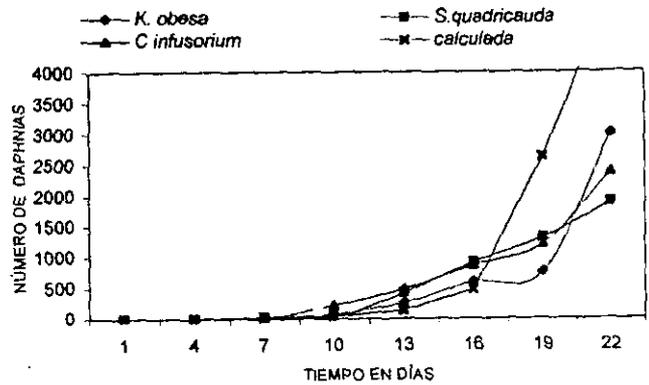


Figura 28. Crecimiento poblacional promedio de *D. magna*, con diferentes tipos de microalgas, en 2 litros.

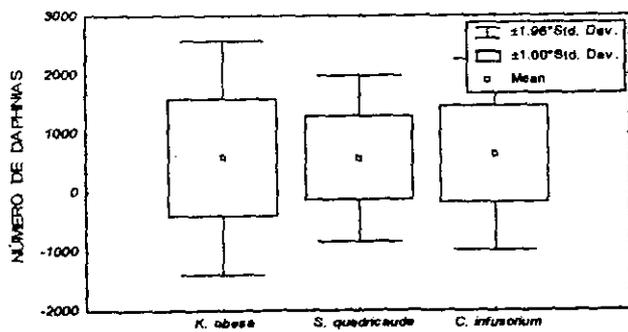


Figura 29. Concentración promedio de *D. magna*, alimentada con diferentes tipos de microalgas, en 2 litros.

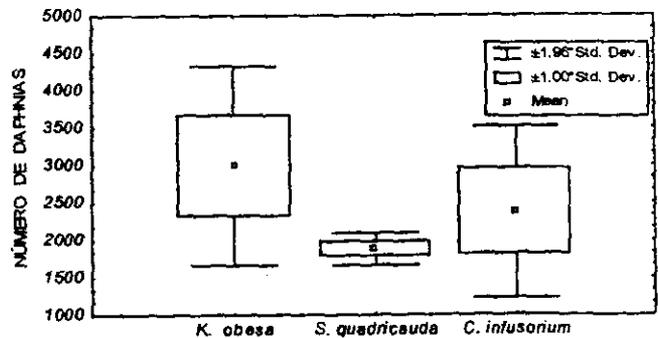


Figura 30. Valores máximos de producción de *D. magna*, con diferentes tipos de microalgas, en 2 litros.

Tabla XVIII. Concentraciones promedio de *D. magna*, después de 22 días de cultivo, en matraces de 2 litros, con diferentes tipos de alimentos.

Matraz	<i>K. obesa</i>	<i>S. quadricauda</i>	<i>C. infusorium</i>
1	2941	1880	2579
2	3700	1987	2824
3	2345	1768	1711
Promedio	2995	1878	2371

Tabla XIX. Promedios del porcentaje (%), tasa de crecimiento poblacional (Ke) y tiempo de duplicación (T.D) de *D. magna*, utilizando diferentes microalgas como alimento.

	<i>K. obesa</i>	<i>S. quadricauda</i>	<i>C. infusorium</i>
%	182	169	160
Ke	0.36	0.35	0.34
T.D.	0.25	0.25	0.39

tratamientos se obtuvieron con los organismos alimentados con las microalgas del género *K. obesa* y los valores más bajos corresponden a los organismos alimentados con *S. quadricauda*.

En las Tablas XVII a XX (Anexo 1), se resumen los resultados de las pruebas estadísticas que analizan las pendientes de las curvas de crecimiento que se obtuvieron con las tres microalgas, los cuales demuestran la existencia de diferencias altamente significativas ($P < 0.001$) debidas al efecto del alimento. De acuerdo a los resultados, en el mejor de los casos, una hembra de *D. magna* y sus descendientes lograron un crecimiento poblacional de 2995 organismos, en un volumen de 2 litros, el tipo de microalga que se usó como alimento fue *K. obesa* y en promedio se produjeron 136.1 organismos por día, mientras que para los organismos que se alimentaron con *S. quadricauda* y *C. infusorium* fueron de 85.3 y 107.7, respectivamente.

K. obesa y *C. infusorium* coinciden con ser las microalgas de menor talla y demostraron ser los mejores alimentos.

Por otra parte, para determinar que cultivos fueron diferentes se aplicó la prueba estadística de comparaciones múltiples de Tukey (Tabla XX; Anexo 1) y se comprobó la existencia de diferencias altamente significativas entre los promedios del número de individuos. Se deduce que los resultados entre los tratamientos son diferentes, de acuerdo con los diferentes alimentos.

En la Tabla XXVII del Anexo 2 se presentan los resultados del crecimiento individual de *D. magna*; éste se ajusta a modelos de tipo lineal, el valor más alto de las tasas de crecimiento instantáneo promedio (K_e) fue de 0.0620 con *K. obesa* y 0.0601 con *S. quadricauda*. Se deduce un mayor crecimiento neto con *K. obesa*, (104.7 micras/día de ancho y 139.9 micras/día de largo), que con *S. quadricauda* (95.8 micras/día de ancho y 125.5 micras/día de largo) en promedio. Con respecto al promedio del porcentaje del crecimiento individual (P. C.), éste varió entre 23 y 21 %, respectivamente, y los valores máximos de la tasa de crecimiento individual correspondieron a los cladóceros alimentados con *K. obesa*. Las figuras 31 a 36 presentan las curvas de los experimentos individuales y del promedio de los datos de crecimiento individual de *D. magna*: en éstas se observa un incremento en la tasa de crecimiento durante los primeros 7 días, que se reduce marcadamente del día 8 en adelante. En la Tabla XX, se presentan los valores máximos del crecimiento que fueron alcanzados en el día 28 de cultivo. Se observa que los resultados son diferentes con los tres tipos de alimento y los valores más altos entre los tres tratamientos se obtuvieron con la microalga *K. obesa*, con 4550 micras en 28 días, mientras que los valores más bajos corresponden a los organismos alimentados con *S. quadricauda*, con 4316 micras en el mismo período.

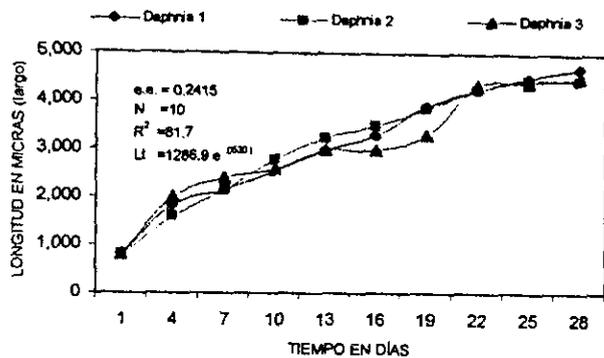


Figura 31. Crecimiento individual de *D. magna*, alimentada con *K. obesa*.

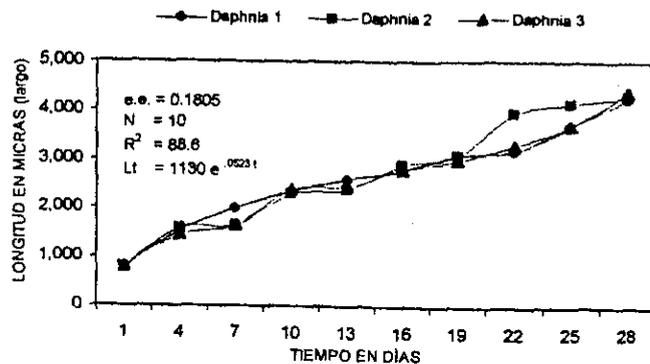


Figura 32. Crecimiento individual de *D. magna*, alimentada con *S. quadricauda*.

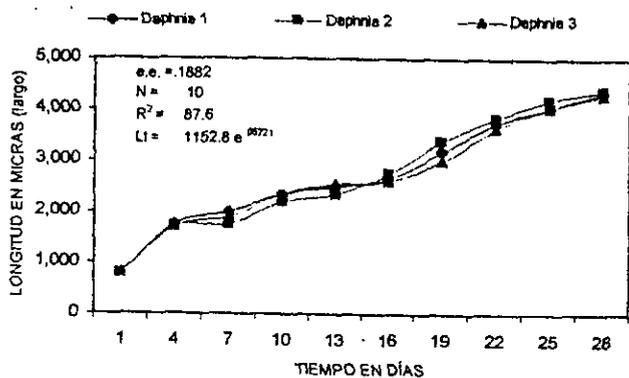


Figura 33. Crecimiento individual de *D. magna*, alimentada con *C. infusorium*.

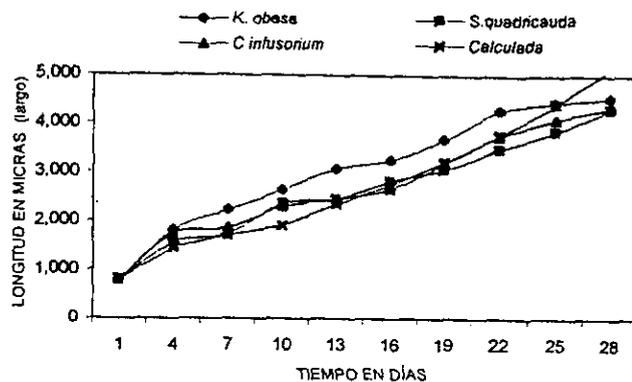


Figura 34. Crecimiento individual promedio de *D. magna*, alimentada con diferentes microalgas.

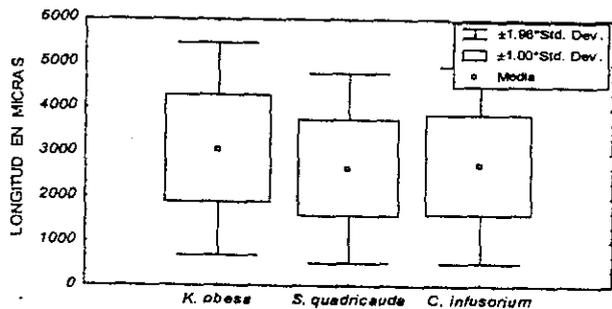


Figura 35. Talla individual promedio de *D. magna*, alimentada con diferentes microalgas.

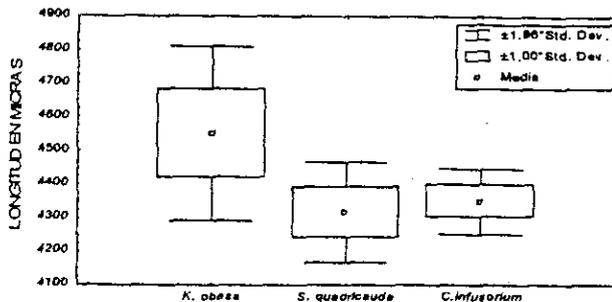


Figura 36. Valores máximos de longitud de *D. magna*, alimentada con diferentes microalgas.

Tabla XX. Valores máximos promedio de longitud de *D. magna*, después de 28 días de crecimiento, con diferentes microalgas como alimento.

	<i>K. obesa</i>		<i>S. quadricauda</i>		<i>C. infusorium</i>	
<i>Daphnia</i>	Ancho	Largo	Ancho	Largo	Ancho	Largo
1	3,500	4,700	3,250	4,250	3,100	4,350
2	3,450	4,450	3,100	4,300	3,250	4,400
3	3,350	4,500	3,300	4,400	3,200	4,300
Promedio	3,433	4,550	3,216	4,316	3,183	4,350

Tabla XXI. Promedio del porcentaje (%), tasa de crecimiento individual (K_e) y sumatoria del crecimiento (Σc) de *D. magna*, utilizando diferentes microalgas como alimento.

	<i>K. obesa</i>	<i>S. quadricauda</i>	<i>C. infusorium</i>
%	23	21	22
K_e	0.06	0.06	0.06
(Σc)	3750	3516	3550

Fecundidad de *Daphnia magna*

En las Figuras 37 y 38 se describen gráficamente los parámetros básicos de la fecundidad de *D. magna*. La fecundidad media fue registrada como la suma de los organismos nacidos de un total de 9 hembras, sobre el número de nacimientos ocurridos durante la vida de las hembras, que en promedio fue de 28 días, el resultado fue una fecundidad media de 23.5 larvas por hembra; sin embargo, el número máximo de larvas producido por un reproductor durante toda su vida fue de 278, con una máxima de nacimientos por hembra de 53 organismos por camada. El promedio de puestas fue de 9, los intervalos de tiempo de puesta fueron de 2 días, con un máximo de 3 días, el promedio de crías producidas por hembra y por día fue de 8.8; las 9 hembras produjeron un total de 1855 individuos en 36 días (Tablas XXII y XXIII).

Tabla XXII. Número de nacimientos por hembra de *D. magna*, alimentada con *K. obesa*. *Daph* = Hembra de *D. magna*.

Día	<i>Daph</i> 1	<i>Daph</i> 2	<i>Daph</i> 3	<i>Daph</i> 4	<i>Daph</i> 5	<i>Daph</i> 6	<i>Daph</i> 7	<i>Daph</i> 8	<i>Daph</i> 9	suma
1										0
2										0
3										0
4										0
5										0
6	13	11	3	5	15	2	6	14	8	77
7			13			6	9		7	35
8		16			20					36
9			17			7	22		22	68
10	24	29		14	29					96
11			2			2	1			5
12					9					9
13	14	29	33				28		31	135
15				23		23		9		55
16	29	28	39		27					123
17				25		21	28	24	32	130
18	46	36	45		45					172
19				40		33	31	39	39	182
22	47	47	53		49		35		41	272
23				17		23		16		56
25		5	8	18	17	24	34		16	122
26		25			20					45
27						21	31		38	90
28							3			3
29				9						9
30				36	8	17				61
32					39					39
33						13				13
36						12	10			22
Suma	173	226	213	187	278	204	238	102	234	1855

Tabla XXIII. Relación de los parámetros básicos de la fecundidad de *D. magna*, alimentada con *K. obesa*.
cam. = camadas

No. de hembras	1	2	3	4	5	6	7	8	9	Promedio
Longevidad (días)	22	28	25	30	36	36	29	23	28	28.5
neonatos por hembra	173	226	213	187	278	204	238	102	234	206.1
No. de camadas	6	9	9	9	11	13	11	4	9	9
Prom. neonatos / cam.	28.8	25.1	23.6	20.7	25.2	15.6	21.6	25.5	26.1	23.5
Intervalo entre cam. (días)	3	2	2	3	3	2	2	2	3	2.4
Prom. neonatos / día	7.8	8.0	8.5	6.2	7.7	7.0	8.2	4.4	8.3	7.3

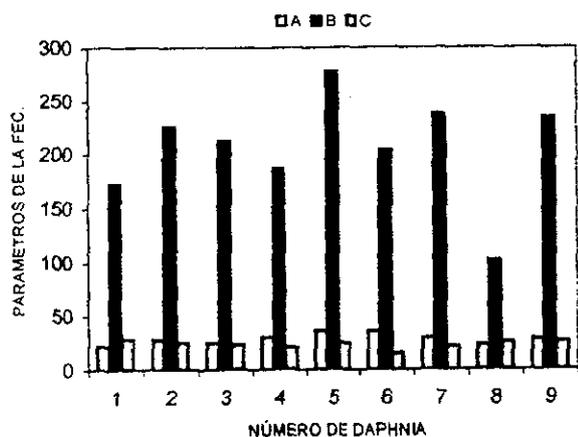


Figura 37. Parámetros básicos de la fecundidad de *D. magna*.
A = Tiempo de vida (días) . B = Crías por hembra .
C = Promedio de crías por parto.

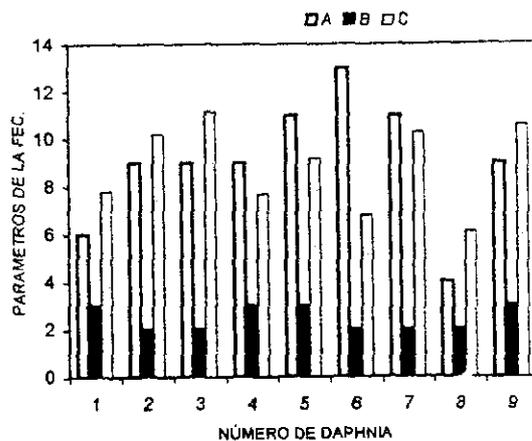


Figura 38. Parámetros básicos de la fecundidad de *D. magna*.
A = Número de partos, B = Tiempo (días) entre nacimientos .
C = Promedio de crías por día.

Crecimiento de *Carassius auratus*. (Pruebas de alimentación en peces)

En las figuras 39 a 44 se presentan los resultados de los experimentos individuales y del promedio de los datos de crecimiento de las larvas de *C. auratus*. En éstas se observó un crecimiento más acelerado con la dieta 1, mientras que con las dietas 2 y 3 el crecimiento fue inferior. En la Tabla XXVIII del Anexo 2, se dan los valores de la estimación promedio de los parámetros de crecimiento para este pez. Los resultados indican que el valor más alto de las tasas de crecimiento promedio diario fue de 0.034 obtenida con la dieta 1, los valores con las dietas 2 y 3 fueron de 0.025 y 0.025, respectivamente, mientras que las desviaciones estándar fueron de 0.0035, 0.0021 y 0.0023. El promedio del valor porcentual del crecimiento por un periodo de 10 días varió entre 44 % para la dieta 1 y 29 y 29 % para las dietas 2 y 3; los valores máximos de la tasa de crecimiento correspondieron a la dieta 1 (Tabla XXV).

Las Tablas XXI a XXIV del anexo 1, resumen los resultados de las pruebas estadísticas que analizan los valores de las pendientes de las curvas de crecimiento que se obtuvieron con las tres dietas y demuestran la existencia de diferencias altamente significativas debido al efecto del alimento, al observar los valores de crecimiento que fueron alcanzados a los 60 días de cultivo, los más altos entre los 3 tratamientos se obtuvieron con la dieta 1, con 4350 micras, mientras que los registros más bajos en ésta prueba correspondieron a la dieta 2 y 3 con 2250 y 2266 μm respectivamente. Por otra parte se realizó la prueba de comparaciones múltiples (Tabla XXIV del anexo I) con la cual se demostró que hay diferencias altamente significativas entre las dietas, principalmente entre la dieta 1 y las dietas 2 y 3.

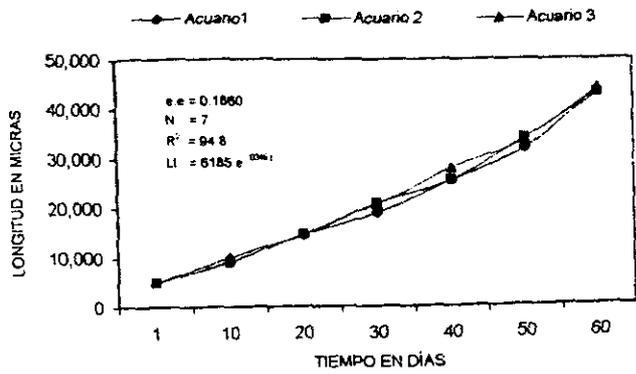


Figura 39. Crecimiento de *C. auratus*, con la dieta 1 durante 60 días.

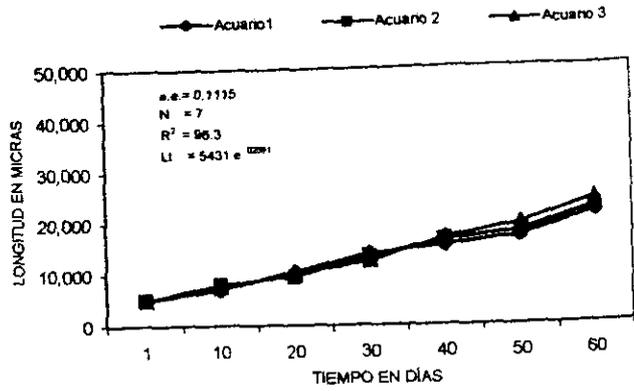


Figura 40. Crecimiento de *C. auratus*, con la dieta 2 durante 60 días.

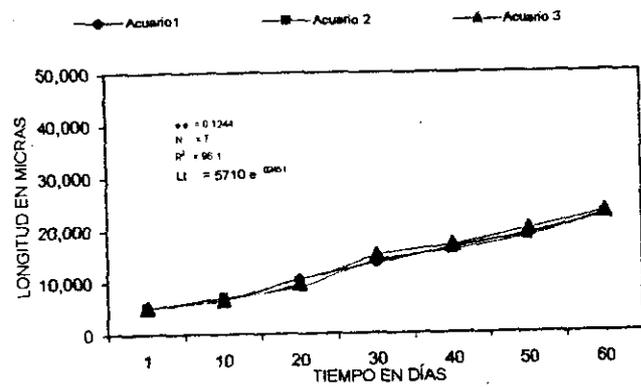


Figura 41. Crecimiento de *C. auratus*, con la dieta 3, durante 60 días.

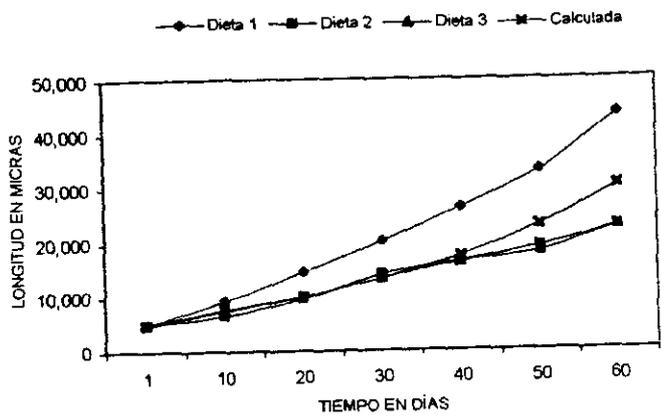


Figura 42. Crecimiento de *C. auratus*, con 3 dietas diferentes, durante 60 días.

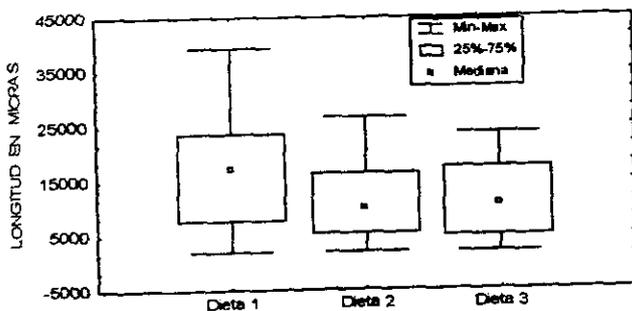


Figura 43. Valores de la mediana, de los cuartiles y extremos de las tallas promedio de *C. auratus*, con tres diferentes dietas.

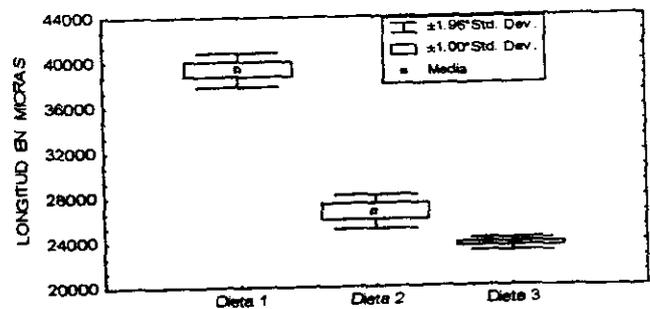


Figura 44. Valores máximos de longitud de *C. auratus*, con tres dietas diferentes.

Tabla XXIV. Valores máximos de crecimiento de *C. auratus*, en 60 días, con tres dietas diferentes, (Longitud en micras).

Acuarios	Dieta 1	Dieta 2	Dieta 3
1	43500	21500	22500
2	43000	22000	22500
3	44000	24000	23000
Promedio	43500	22500	22660

Tabla XXV. Promedio del porcentaje (%), tasa de crecimiento individual (K_e) y sumatoria del crecimiento (Σc) de *C. auratus*, utilizando tres dietas diferentes.

	Dieta 1	Dieta 2	Dieta 3
%	44	29	29
K_e	0.034	0.025	0.025
Σc	38500	17667	17667

Crecimiento de *Trichogaster trichopterus*.

El comportamiento de esta especie no resultó muy diferente del registrado por *C. auratus*. En las figuras 45 a 50 se presentan los resultados de los experimentos individuales y del promedio de los datos de crecimiento de las larvas de *T. trichopterus*: se observó un crecimiento más acelerado con la dieta 1, mientras que las dietas 2 y 3 tuvieron como respuesta un crecimiento considerablemente inferior. En la Tabla XXVII y Tabla XXIX del anexo 2 se observan los valores promedio de los parámetros de crecimiento de *T. trichopterus*, los resultados indican que el valor más alto de las tasas de crecimiento promedio fue de 0.039, obtenido con la dieta 1, los valores con las dietas 2 y 3 fueron de 0.032 y 0.031, respectivamente, mientras que las desviaciones estándar

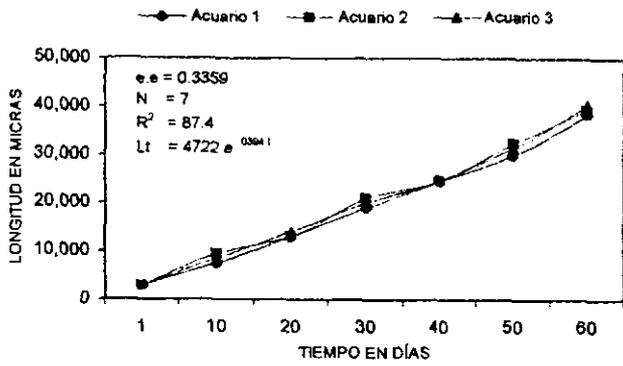


Figura 45. Crecimiento de *T. trichopterus*, con la dieta 1, durante 60 días.

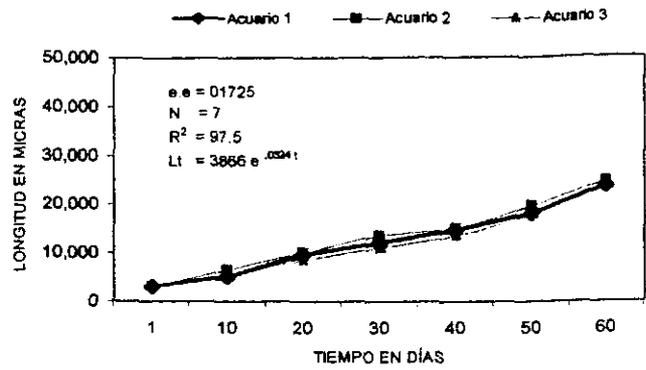


Figura 46. Crecimiento de *T. trichopterus*, con la dieta 2, durante 60 días.

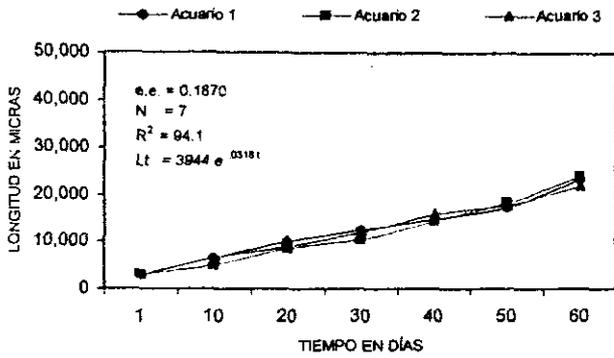


Figura 47. Crecimiento de *T. trichopterus*, con la dieta 3, durante 60 días.

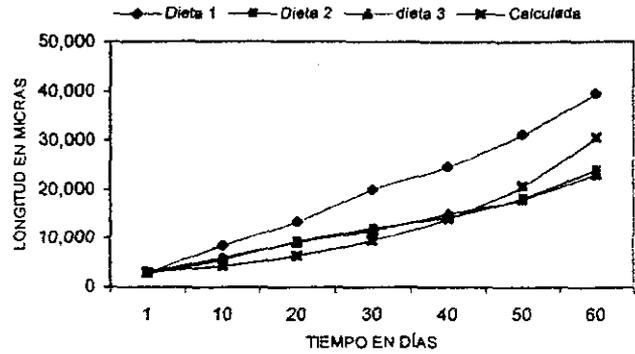


Figura 48. Crecimiento de *T. trichopterus*, con 3 diferentes dietas, durante 60 días.

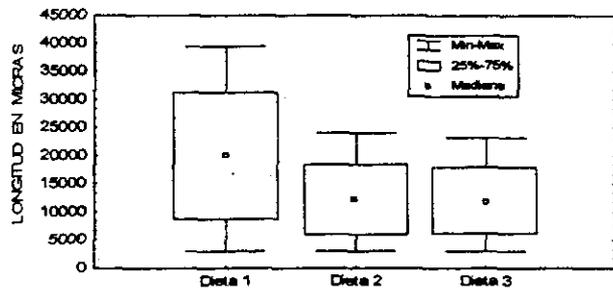


Figura 49. Valores de la mediana, de los cuartiles y extremos de la talla de *T. Trichopterus*, con 3 diferentes dietas, durante 60 días de cultivo.

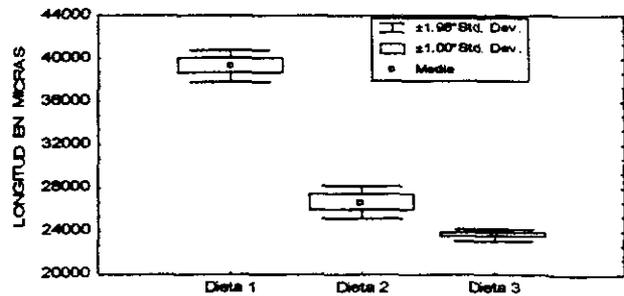


Figura 50. Valores máximos de longitud de *T. trichopterus*, con 3 diferentes dietas, después de 60 días de cultivo.

fueron de 0.0063, 0.0032 y 0.0035. El promedio del valor porcentual del crecimiento por el periodo de 10 días varió entre 61.1 % para la dieta 1, 43 y 43 % para las dietas 2 y 3; por lo tanto, es evidente que los valores máximos de la tasa promedio de crecimiento correspondieron a la dieta 1.

Las Tablas XXV a XXVIII del anexo 1, resumen los resultados de las pruebas estadísticas que analizan los valores promedio de la longitud final y de las pendientes de las curvas de crecimiento que se obtuvieron con las tres dietas y demuestran la existencia de diferencias altamente significativas entre las dietas. Los valores máximos de longitud que fueron alcanzados a los 60 días de cultivo, se obtuvieron con la dieta 1 con 39500 micras y los registros más bajos correspondieron a la dieta 2 y 3 con 24000 y 23167 μm , respectivamente. (Tabla XXVI y Tabla XXIX anexo 2). La prueba de comparaciones múltiples (Tabla XXVIII del anexo 1) demostró que hay diferencias significativas entre las dietas: nuevamente, la dieta 1 resultó diferente a las dietas 2 y 3.

Tabla XXVI. Valores máximos de crecimiento de *T. trichopterus*, con tres dietas diferentes. (Longitud en micras).

Acuario	Dieta 1	Dieta 2	Dieta 3
1	38500	23500	23500
2	39500	24500	24000
3	40500	24000	22000
promedio	39500	24000	23167

Tabla XXVII. Promedio del porcentaje (%), tasa de crecimiento individual (K_e) y sumatoria del crecimiento (Σc) de *T. trichopterus* utilizando tres dietas diferentes.

	Dieta 1	Dieta 2	Dieta 3
%	61	43	43
K_e	0.039	0.032	0.031
Σc	36500	21000	20167

Crecimiento de *Betta splendens*

Las figuras 51 a 56 presentan los valores obtenidos en los experimentos individuales y del promedio de los datos de crecimiento de las larvas de *B. splendens*. En estas se observa un crecimiento más alto (al igual que con las dos especies anteriores) con la dieta 1, mientras que las dietas 2 y 3 produjeron un crecimiento considerablemente más bajo. En la Tabla XXX del Anexo 2 se observa la estimación de los promedios de los parámetros de crecimiento para esta especie. Los resultados indican que el valor más alto de las tasas de crecimiento fue de 0.041 obtenida con la dieta 1, los valores con las dietas 2 y 3 fueron de 0.037 y 0.038, respectivamente y las desviaciones estándar fueron de 0.0094, 0.0044 y 0.0042. El promedio del valor porcentual del crecimiento por un periodo de 10 días varió entre 84 % para la dieta 1, y 59 y 54 % para las dietas 2 y 3; los valores máximos de la tasa de crecimiento correspondieron a la dieta 1.

Las Tablas XXIX a XXXII del anexo 1, resumen los resultados de las pruebas estadísticas que analizan los valores promedio de la longitud final de los individuos y de las pendientes de las curvas de crecimiento que se obtuvieron con las tres dietas y demuestran la existencia de diferencias altamente significativas debido al efecto del tipo de alimento; se observa que los valores máximos de talla fueron alcanzados a los 60 días de cultivo y que el mejor crecimiento promedio en longitud se obtuvo con la dieta 1, con 39 330 micras, y que los registros más bajos correspondieron a la dieta 2 y 3 con 26 660 y 23 660 micras, respectivamente. Se realizó la prueba de comparaciones múltiples (Tabla XXXII del anexo 1), con la cual se demostró que hay diferencias significativas entre las dietas.

Resumiendo, las altas tasas de crecimiento de las larvas de *C. auratus*, *T. trichopterus* y *B. splendens* obtenidas en las 3 pruebas revela que la mejor alimentación para este periodo es la alimentación viva con rotíferos y cladóceros, provenientes de cultivos de laboratorio y que las dietas inertes son notablemente inferiores a la natural. De acuerdo a los resultados, el mayor crecimiento fue registrado con la dieta 1; *C. auratus*

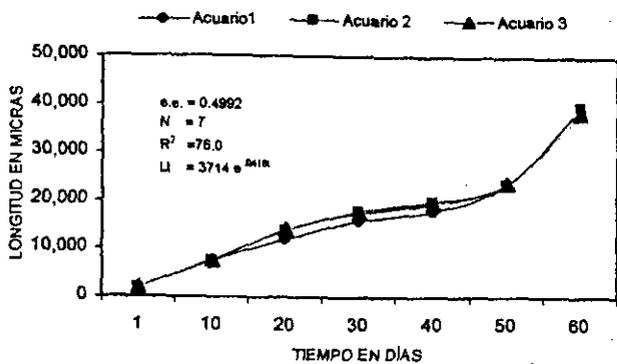


Figura 51. Crecimiento de *B. splendens*, con la dieta 1, durante 60 días.

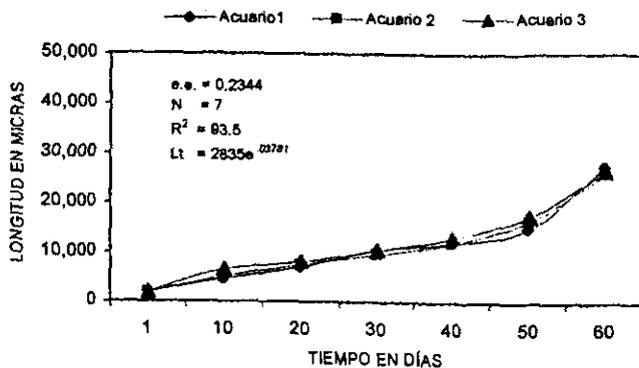


Figura 52. Crecimiento de *B. splendens*, con la dieta 2, durante 60 días.

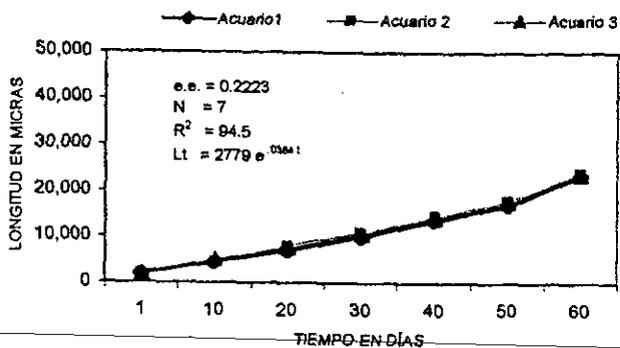


Figura 53. Crecimiento de *B. splendens*, con la dieta 3, durante 60 días.

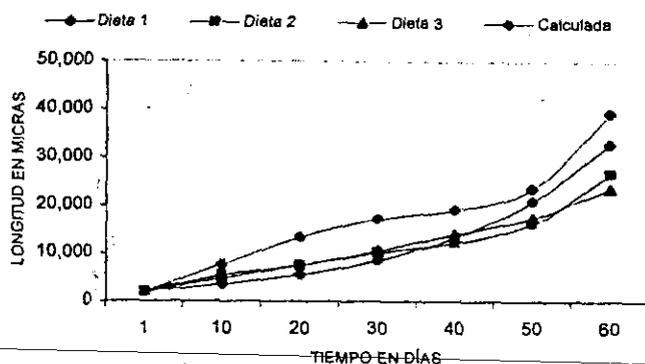


Figura 54. Crecimiento de *B. splendens*, con 3 diferentes dietas, durante 60 días.

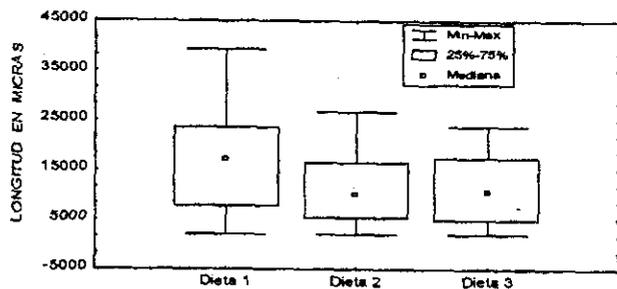


Figura 55. Valores de la mediana, de los cuartiles y extremos de la talla de *B. splendens*, con tres diferentes dietas, durante 60 días de cultivo.

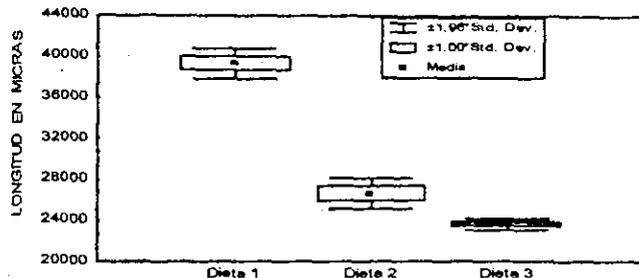


Figura 56. Valores máximos de la longitud de *B. splendens*, con 3 diferentes dietas, después de 60 días de cultivo.

Tabla XXVIII. Valores máximos de crecimiento de *B. splendens*, con tres dietas diferentes, después de 60 días.

Acuario	Dieta 1	Dieta 2	Dieta 3
1	39500	27500	23500
2	40000	26000	24000
3	38500	26500	23500
Promedio	39330	26660	23660

Tabla XXIX. Promedio del porcentaje (%), tasa de crecimiento individual (Ke) y sumatoria del crecimiento en micras (Σc) de *B. splendens*, utilizando tres dietas diferentes.

	Dieta 1	Dieta 2	Dieta 3
%	84	59	54
Ke	0.041	0.037	0.038
Σc	37333	24667	23667

incrementó su talla en longitud 64.1 $\mu\text{m}/\text{día}$, *B. splendens* 62.2 $\mu\text{m}/\text{día}$ y *T. trichopterus* 60.8 $\mu\text{m}/\text{día}$. Los crecimientos más bajos se obtuvieron con la dieta comercial y fueron 29.4 $\mu\text{m}/\text{día}$ para *C. auratus*, 36.1 $\mu\text{m}/\text{día}$ para *B. splendens*, y 33.6 $\mu\text{m}/\text{día}$ para *T. trichopterus*.

DISCUSION

Crecimiento de microalgas

En todos los tratamientos aplicados a las tres especies de microalgas hubo crecimiento de los cultivos. Las pruebas iniciaron con un volumen de 62.5 ml y se aumentó progresivamente la capacidad del recipiente y la cantidad del medio nutritivo hasta los volúmenes máximos de los cultivos realizados en este estudio que fueron de 32 litros. Con base en los resultados obtenidos en el presente estudio, se puede argumentar que las tasas de crecimiento no cambian en dependencia del volumen del recipiente, siempre y cuando se mantengan aproximadamente constantes las condiciones físicas y químicas de los medios de cultivo. Las microalgas tienen que contar con los elementos esenciales que son necesarios para su crecimiento y reproducción. En condiciones de estado estable que se aproximen al mínimo crítico necesario de algún factor, el medio propenderá a ser limitativo. En nuestros experimentos la luz, la agitación por burbujeo y la temperatura se mantuvieron constantes durante todo el tiempo, con valores que se aproximaron a los mencionados como adecuados por Odum (1972) y Fogg (1975). Por otra parte, Henriquez y Myklestad (1986), reportan que los cultivos de *K. obesa* producen el polisacárido Glycano, que contiene residuos de galactosa, manosa, y xylosa y que aparenta acelerar la fotosíntesis. Posiblemente es por esta causa que el crecimiento de esta microalga fue más elevado comparada con *S. quadricauda* y *C. infusorium*.

Geldenhuis (1987), aplicó urea y superfosfato en el cultivo de *K. obesa* y *S. quadricauda* y concluyó que la producción de microalgas fue cuantitativamente proporcional a la cantidad de nutrientes suministrados.

De acuerdo a los resultados del presente trabajo, el mejor medio de cultivo fue el F, seguido del medio Fert I; el medio Fert II parece ser el menos productivo. Una de las causas pudiera ser el alto nivel de fosfatos en el medio Fert II, ya que cantidades excesivas de este radical conducen a la precipitación de microelementos en la solución (principalmente hierro). Es por este motivo que se recomienda no sobrepasar los seis

milimoles de concentración de fosfatos, ya que además el manejo adecuado del nivel de fosfatos favorece la regulación de la acidez del medio de cultivo, debido a su acción estabilizadora.

Sato (1991), Chen (1991), Vega 1991 y Voltolina *et al.* (1991) concluyen que el medio F generalmente produce densidades por arriba de otros medios, que se ha comprobado también en este trabajo, lo anterior se debe posiblemente a que los medios Fert I y Fert II fueron producidos como fertilizantes para la agricultura y no contienen sustancias secuestrantes, como el EDTA-Fe, el cual viene a resolver uno de los principales problemas, que es el de mantener un nivel adecuado de metales esenciales en la solución nutritiva. En ausencia de EDTA-Fe, al cambiar las condiciones del medio varios metales pueden precipitarse como sales insolubles y es posible que no se encuentren disponibles en cantidades suficientes para ser utilizados por las microalgas en la formación de las ferredoxinas, en la biosíntesis de los citocromos y en la activación de los varios cofactores los cuales juegan un papel primordial en el proceso de fotosíntesis, por lo cual disminuye el crecimiento de la población (Vollenwieider 1965). Por lo tanto al introducir un agente quelante como el EDTA-Fe conjuntamente con la solución de metales, la cual contiene Co, Zn, Cu, Mo, se puede alargar más la fase exponencial de crecimiento sin causar efectos tóxicos, ya que estos elementos son necesarios en la formación de cofactores enzimáticos y en los ciclos de óxido reducción. (Round 1973; Fogg 1975).

Los rendimientos mayores del medio Fert I con respecto al medio Fert II quizá se deben a una mayor disponibilidad de nitrógeno, que está presente en el primero en proporción N:P (átomo a átomo) de 7.3:1 en comparación con los 3.3:1 del segundo y quizás del potasio; el nitrógeno junto con el fósforo participa directamente en la formación de proteínas y ácidos nucleicos y el potasio por su papel en el equilibrio del potencial de las membranas biológicas. En condiciones limitantes de nitrógeno los procesos enzimáticos son más lentos que el proceso de fotosíntesis en la primera fase (proceso fotoquímico) y de hecho González-Rodríguez *et al.* (1984) han demostrado que existe una relación inversa entre la tasa de crecimiento y la cantidad de nitrógeno celular y

Fábregas *et al.* (1985) afirman que la deficiencia de nitrógeno en las células de *Isochrysis galbana* reduce la tasa de crecimiento.

La producción fotosintética ocurre en el intervalo de luz y de temperatura al cual las microalgas se han adaptado; sin embargo, la tasa de división celular y el crecimiento de una población se hacen dependientes no sólo de los factores físicos ya señalados, sino que además de la presencia de compuestos químicos orgánicos e inorgánicos, tanto en concentraciones de traza como de macroelementos, ya que los elementos químicos del medio son asimilados de acuerdo con la velocidad de reacción de la enzima específica que participa en el proceso de transporte y síntesis desde el medio nutritivo hasta el interior de la célula. Por lo tanto, la concentración de cualquier nutriente afecta la tasa de producción biosintética en general. (Vollenweider 1965).

Las síntesis de material orgánico, como reflejo de la producción fotosintética, responde a los factores del ambiente de cultivo, estos factores se interrelacionan simultáneamente, de tal modo que la población algal responde principalmente a través del crecimiento poblacional. Así la producción está determinada fundamentalmente por la intensidad y calidad de los factores físicos y químicos.

Costo de los medios de cultivo

Entre los métodos para el cultivo de microalgas, los más importantes son los cultivo en batch y los continuos (Paniagua 1989; ; Coutteau *et al.* 1994 y Coutteau 1996). Sin embargo, deben considerarse las ventajas y las desventajas que tienen los diferentes métodos de producción y la influencia que tienen los diferentes medios de cultivo sobre la cantidad y la calidad de las microalgas producidas, así como sobre los costos que disminuyen los beneficios del cultivo del organismo de importancia comercial que se alimentan de ellas. De acuerdo con Donaldson (1991), la producción de las microalgas en E. U. tiene un costo equivalente al 18% del total del costo del laboratorio para la producción de ostión, por lo cual actualmente uno de los objetivos principales de las

investigaciones sobre el cultivo de microalgas es intentar maximizar los beneficios de los cultivos, bajando los costos de operación.

La producción intensiva de algas vivas constituye sin duda una carga económica pesada para los cultivos comerciales de producción de larvas de camarón, ostras y algunas especies de peces de importancia comercial, por lo que las técnicas de la acuicultura tienen que procurar obtener los mejores rendimientos a los menores costos; una alternativa consiste en utilizar para los medios de cultivo, productos químicos baratos de grado industrial o fertilizante (Yúfera *et al.* 1983; Okauchi 1991; Palanisamy *et al.* 1991 Kongkeo 1991 y Uribe 1994).

Los costos de los fertilizantes (medios Fert I y Fert II), son comparativamente más bajos relacionados con el medio F. El costo para producir 1000 litros de cultivo de microalgas con los medios preparados con fertilizantes es de \$ 1.80, en cada caso, mientras que para producir la misma cantidad con el medio F es de \$ 82.36, en donde un porcentaje considerable de los costos iniciales lo absorben las vitaminas químicamente puras, aunque éstas pueden substituirse por una premezcla de vitaminas la cual puede conseguirse en farmacias veterinarias a precios relativamente bajos (Tabla XV y Anexo 2 Tabla XXII). Sin embargo, aunque las tasas de crecimiento con los medios alternativos son relativamente más bajas que las del medio F, esto se podría compensar incrementando los volúmenes de producción del medio alternativo. De acuerdo con Martínez (1992) los fertilizantes inorgánicos comerciales son una alternativa para la producción de microalgas a bajo costo pero no son recomendables para el mantenimiento de cepas puras, ya que ocasionan ciertos niveles de contaminación por lo que deberían usarse exclusivamente en cultivos masivos en ambientes exteriores, utilizando el medio F para la producción de cultivos axénicos en los cuales la población se mantiene libre de bacterias.

Crecimiento de *Brachionus plicatilis*

El tamaño del orificio oral que condiciona la dimensión máxima de la partícula ingerida, depende de la talla de los rotíferos, la relación lineal entre la talla máxima del alimento ingerido (t_m) y la longitud de la lórica (L) se determina por la ecuación: $t_m =$

0.090 L – 0.033 (Hino e Hirano 1980); para los rotíferos cuya longitud varía entre 250 y 300 micras , la talla máxima de las partículas ingeridas se sitúa entre 21 y 28 micras. Este valor está de acuerdo con nuestras estimaciones (20 micras) para el umbral crítico, para un clon cuya talla se acercaba a las 250 micras.

Independiente de este criterio de talla, *B. plicatilis*, al igual que otras especies de rotíferos (Starkweather y Gilbert 1978), es capaz de realizar una elección cualitativa entre las partículas alimentarias disponibles; así, según Hirayama *et al.* (1979), en una mezcla de *Chlamydomonas* y *Olisthodiscus*, *B. plicatilis* filtra selectivamente e ingiere una tasa más elevada de la primera. De acuerdo a nuestros resultados parece ser que de las tres microalgas proporcionadas como alimento, *B. plicatilis* tiene preferencia por *K. obesa*, aunque puede consumir cualquiera de las tres.

B. plicatilis soportó perfectamente las variaciones de salinidad de 35 a 2 ‰ (Tabla XXIV Anexo 2) y es capaz de alimentarse con microalgas de agua dulce. De acuerdo a nuestros resultados las microalgas más aceptadas fueron *K. obesa* y *C. infusorium* posiblemente por tener tallas menores a 5 micras (Gladue 1991; Trujillo *et al.* 1994). Así mismo Lavens y Sorgeloos (1996) recomiendan el uso de microalgas menores a 20 micras para ser usadas como alimento de rotíferos. Ludscanova y Paskaleva (1983) afirman que el cultivo de microalgas tiene gran importancia económica en la larvicultura de peces, principalmente los géneros *Kirchneriella* y *Scenedesmus*. Podovan (1992) aplicó estas microalgas con éxito en la alimentación de peces ornamentales. Foe y Knight (1986) reconocen que *K. obesa* parece ser superior en la alimentación de algunos moluscos y Metzger y Destoult (1983) mencionan que especies de *Chlorococcum* son capaces de almacenar grandes cantidades de lípidos y proteínas y que cumplen con los requerimientos nutricionales de las larvas de peces.

B. plicatilis presenta la ventaja de ser eurífago y aceptar una amplia gama de especies presa; según los trabajos de Theilacker y McMaster (1971), Scott y Baynes (1978), Flassch (1978), Pourriot (1979), Koste 1980, Yúfera *et al.* (1983), Yu *et al.* (1988), Fukusho (1989), Liao (1991), Park (1991) y Hirayama y Satuito (1991), se

han obtenido buenas tasas de crecimiento de esta especie con diferentes microalgas. Sin embargo, según Hur (1991), Lim (1991) y Park (1991), *Chlorella* sp. es el tipo más común de alimento usado para el cultivo de rotíferos, aunque se reconoce que *Nannochloris oculata* reúne todas las características nutricionales requeridas por los rotíferos que se emplean en el cultivo de las larvas de peces y ha demostrado producir tasas de crecimiento mayores que *Chlorella* sp.

El valor nutritivo del alimento influye sobre la tasa de crecimiento de la población, actuando no solamente sobre el tiempo de desarrollo juvenil y la tasa neta de reproducción, sino también sobre el ritmo e intervalo de las puestas. Es por esto que la tasa óptima de crecimiento se puede alcanzar con una determinada especie, ya que sus características nutritivas pueden ser diferentes según los clones, es decir existe una variación interclonal de preferencias alimentarias (Furukawa e Hidaka 1973; Yasuda y Taga 1980; Gatesoupe y Robin 1981; Hirayama y Funamoto 1983; Bernabé (1990); Dhert 1996).

La cantidad de ración ingerida varía con la concentración del alimento según una respuesta funcional clásica (Pourriot y Champ 1982). Cuando la densidad del fitoplacton aumenta, la tasa de filtración ingerida permanece casi constante hasta una concentración umbral superior, más allá de la cual decrece rápidamente. De ello se deduce que la tasa de ingestión crece con la concentración del alimento hasta un máximo por encima del cual la ración ingerida permanece casi constante (Hirayama y Ocawa 1972; Gilbert y Starkweather 1977; Chotiyaputta e Hirayama 1978) En lo que se refiere a crecimiento, cabe recordar que en los rotíferos el volumen del huevo representa el 60 % del correspondiente al cuerpo del adulto, lo que explica la brevedad del crecimiento individual. Después de su asimilación, la materia orgánica será empleada esencialmente en la producción gonadal (Dhert *et al.* 1995).

Las densidades más frecuentes de rotíferos en cultivos comerciales son las comprendidas entre 100 y 200 ejemplares por ml (Hirata 1980), aunque en ocasiones se han reportado concentraciones superiores a los 1000 ejemplares (Hirata y Mocawa 1983). Orhun *et al.* (1991) afirman que en estanques de 8.5 m³ fueron mantenidas

540 rotíferos/ml por periodos de 8 a 60 días, usando como alimentación levadura de pan y adición suplementaria de microalgas. Maeda e Hino (1991) mencionan que las bacterias y los protozoarios son importantes factores bióticos que afectan la tasa de crecimiento de los rotíferos, disminuyendo su concentración. Los resultados obtenidos en el presente trabajo son comparables con los obtenidos por los autores mencionados con anterioridad. Sin embargo, ellos realizaron sus pruebas en agua de mar alimentando los rotíferos con microalgas marinas; en este trabajo *B. plicatilis* fue alimentado con microalgas dulceacuícolas en un medio cuya salinidad fue de 2 a 15 partes por mil. Por otra parte, los valores de densidad que se presentan en este trabajo son la suma del número de hembras y el número de huevos de acuerdo con la recomendación de Ramirez-Sevilla (1991).

James y Salman (1983) han observado en cultivos masivos en estanques de 10 m³ y utilizando una alimentación similar a la utilizada en este experimento, una tasa de crecimiento instantánea comprendida entre 0.115 y 0.485 para una población que varía entre 100 y 300 individuos por ml. Bernabé y Perigault (1983) alcanzaron densidades de 700 rot/ml con fitoplacton producido en aguas residuales mientras que Dhert (1996) observó producciones de 600 rot/ml alimentados con dietas artificiales. De acuerdo a los resultados del presente trabajo, la mayor densidad de rotíferos (648/ml) se obtuvo utilizando *K. obesa* como alimento, sin embargo en esta cantidad se consideran los rotíferos más los huevos la cantidad neta de estos organismos fue de 412 rotíferos/ml y de 236 huevos, cantidades inferiores a los autores mencionados con anterioridad (Tabla XVI; Anexo 2, Tabla XXV).

Gatesoupe (1984) ha elaborado una técnica de producción de rotíferos en la que utiliza una mezcla de *Spirulina*, levadura, almidón de maíz y vitaminas con el fin de cubrir las necesidades nutricionales de los rotíferos determinadas por Scott (1981) en *B. plicatilis*. Esta técnica permite mantener una población de 150 a 200 individuos por ml, que es un rendimiento menor al obtenido con algas vivas como única fuente alimenticia; una condición esencial para el éxito de una cría de alevines es la de mantener y mejorar el valor nutritivo de los rotíferos utilizados como alimento. Por otro lado la naturaleza de las

algas no modifica de mucho la composición química de los ejemplares, mientras es importante considerar que Scott y Baynes (1978) y Fulks y Main (1991) afirman que el tipo de alimento usado para el cultivo de rotíferos puede tener un profundo efecto en el costo de las operaciones.

Walker (1981) concluye de su trabajo que los factores más importantes de la regulación de las poblaciones de los rotíferos son la temperatura, la salinidad y el alimento. Chen y Long (1991) afirman que los alimentos vivos son la clave del éxito de la larvicultura de peces, ya que las sustancias nutritivas pasan de las microalgas a los rotíferos y de éstos a las larvas de peces. En cambio la utilización de alimentos compuestos inertes para los rotíferos parece ocasionar una disminución de su valor nutritivo, que puede estar compensado por una dieta con una tasa de alimentación más alta, adicionada con sustancias nutritivas para los alevines, momentos antes de suministrarlos a las larvas (Scott y Baynes 1978; Watanabe *et al.* 1983; Gatesoupe y Robin 1983; Arnold y Holt 1991). La naturaleza de las sustancias añadidas dependerá de las necesidades de las larvas, que pueden variar según las especies (Gatesoupe 1984).

Crecimiento y fecundidad de *Daphnia magna*

En el presente cultivo el elemento limitante fue el volumen de cultivo ya que el alimento siempre se mantuvo en densidades altas. De acuerdo con nuestros resultados, *D. magna* después de 22 días de crecimiento poblacional requiere de más espacio vital, por que las condiciones físicas y químicas del medio de cultivo se deterioran y *D. magna* responde con un decremento en la abundancia; aparentemente dicho decremento ocurre con la finalidad de sostener una concentración alta de alimento para los organismos supervivientes y una de oxígeno adecuada para mantener la especie en el medio durante el máximo tiempo posible; la aparición de una gran cantidad de huevos de resistencia, que fueron observados en todos los matraces, parece comprobar esta posibilidad ya que ésto ocurre también en forma natural. En ciertas regiones, en las cuales las condiciones no son adecuadas, las poblaciones de *D. magna* desaparecen durante algún tiempo (Barnes 1968 y Ruppert y Barnes 1996).

De acuerdo con nuestros resultados, los organismos maduran sexualmente en el día 3 y se reproducen a partir del día 6, cuando desciende la tasa de crecimiento, entonces es de suponerse que toda la energía utilizada para el crecimiento hasta ese día es utilizada para la producción de huevos y el desarrollo de los embriones durante los días subsiguientes, que sería de esta manera la causa de la disminución de la tasa de crecimiento de los organismos. En nuestro estudio, el mejor crecimiento individual y poblacional de *D. magna* se obtuvo con microalgas de la especie *K. obesa* y es por este motivo que en las pruebas de fecundidad se utilizó esta microalga como alimento.

Yesipova (1969) reporta un crecimiento para *D. magna* de 3 mm en 15 días, con un crecimiento acelerado hasta el día 7. Rottmann (1989) reportó que *Daphnia* spp se alimenta de forma natural de varios grupos de bacterias, levaduras, y microalgas. Rao y Krishnamoorthi (1977) estudiaron los hábitos alimenticios de *Daphnia*, en un estanque en el cual existían poblaciones de *Chlorella*, *S. quadricauda*, *Merismopedia*, *Microcystis* y *K. obesa* y encontraron que éstas prefirieron *K. obesa* y *Microcystis* sobre las otras microalgas, concluyendo que *Daphnia* spp es selectiva en su alimentación. Kryuchkova (1971) menciona que los cladóceros son capaces, al alimentarse, de seleccionar entre las varias especies presentes como alimento. Snell y Hoff (1988) afirman que las condiciones tróficas afectan principalmente el crecimiento y la fecundidad de los cladóceros y que éstos responden rápidamente a un deterioro de las condiciones tróficas con un decremento en su abundancia. Así, es posible esperar que el factor trófico haya sido responsable de la obtención de una alta fecundidad en nuestros experimentos, ya que de acuerdo con Droop (1975), Droop y Scott (1978), Vonshak (1986), Laing (1991), Smith *et al.* (1993 a, b) y Coutteau *et al.* (1994), diferentes especies de microalgas tienen una composición bromatológica diferente, por lo cual recomiendan la utilización de una mezcla de varias especies que satisfagan los requerimientos nutricionales de los cladóceros.

Cowgill *et al.* 1985 así como Cowgill y Hopkins 1984, reconocen que los valores de crecimiento y de fecundidad de *Daphnia* son mejores con microalgas que con otros alimentos, recomiendan el uso de *C. infusorium*, *K. obesa* y *S. quadricauda* entre 17 diferentes microalgas y afirman que al usar estos alimentos se incrementa el número

de neonatos de este crustáceo. Ivleva (1969) reportó que *D. magna* puede producir más de 100 huevos por camada y tener una camada cada 2 o 3 días y tener como máximo 25 camadas en su vida.

Yesipova (1969) reporta una fecundidad media en *D. magna* (alimentada con detritus y con temperaturas entre 18 y 21°C) de 57 individuos por hembra y un tiempo de 6 días para llegar a la madurez sexual. Kryuchkova (1971) y con temperaturas de 22°C anota un promedio de 6 días para que aparezcan los huevos en las cámaras de incubación y de 2 a 6 días más para el desarrollo de los mismos y así alcanzar la primera reproducción

Reyes (1980) registró una reproducción de 35 individuos por hembra y una longevidad de 30 días en pruebas a 25°C de temperatura con diferentes tipos de alimento. Martínez (1994) reporta una longevidad promedio de 40 a 85 días con una máxima de 119 días; el tiempo entre puestas de 4.2 a 5.8 días; de 9 a 23 puestas y la primera reproducción a los 10 a 12 días; este último autor utilizó como alimento: *S. incrassulatus* y *Ankistrodesmus falcatus* y concluyó que la primera microalga fue mejor que la segunda. Martínez y Gutiérrez (1994) analizaron la fecundidad y el crecimiento de *Moina macrocopa* con diferentes microalgas y concluyeron que *K. obesa* y *S. quadricauda* satisfacen los requerimientos nutritivos de esta especie.

Daphnia magna es típicamente un organismo de agua dulce, tolerante a la baja calidad de agua y que se puede reproducir anfígónica o partenogenéticamente. Bajo condiciones óptimas su reproducción es por partenogénesis, en donde una hembra da lugar a otra hembra (Gorandave 1989; Gorandave y Susquist 1991) pero en condiciones adversas *Daphnia* produce machos y se realiza la reproducción sexual de tipo anfígónico, que tiene como resultado la producción de quistes (efipios) similares a los quistes de *Artemia* y a los de los rotíferos. El estímulo para el cambio de la modalidad de reproducción en las poblaciones de *D. magna* incluye factores como deficiencia de alimento, bajos niveles de oxígeno y altas densidades en la población, así como bajas temperaturas inducen a la producción de efipios, reduciendo la producción de neonatos (Ivleva 1969).

Las altas densidades de la población de *D. magna* pueden ocasionar un dramático decremento en la reproducción de acuerdo con Ivleva (1969). A nivel de producción intensiva, densidades de 25-30 ind/l se consideran bajas, la máxima densidad reportada (Heisig 1977) para un cultivo masivo fue de 500 ind/l y Norman (1977) reportó una producción de biomasa de *D. magna*, en cultivos fertilizados con nitrato de amonio, de 25 a 40 g/m³ (un gramo de *D. magna* tiene aproximadamente 1000 individuos en promedio) diario de cosecha. Nuestros resultados muestran producciones de 1497, 939 y 1185 ind/l, alimentados con *K. obesa*, *S. quadricauda* y *C. infusorium*, respectivamente, valores más altos que los reportados por otros autores. Sin embargo, se debe de considerar que fueron controlados en el laboratorio en donde no existen depredadores ni competidores y el alimento fue proporcionado a una alta densidad.

Crecimiento de peces

La necesidad de encontrar un organismo del tamaño adecuado a la boca de las larvas de las especies de peces que se usaron en el presente estudio, además que tuviera un movimiento lento y fuera suficientemente nutritivo fue el motivo para utilizar *B. plicatilis* en los experimentos, sin embargo, después de 10 días de cultivo, las larvas de peces incrementaron su talla, el tamaño de la boca creció proporcionalmente a la talla del cuerpo y fue necesario suministrarles un alimento cuyo tamaño de partícula fuera adecuado por lo cual se prefirió utilizar neonatos de *D. magna*, para continuar posteriormente con la aplicación de diferentes tallas de este cladóceros como alimento para las larvas de peces. *B. plicatilis* y *D. magna* resultaron ser excelentes alimentos para las larvas de estas especies, sin embargo las restricciones en su aplicación dependen del tamaño de la boca de los peces. Por lo general, la medida de la boca está correlacionada con la medida del cuerpo por lo cual, cuando las larvas incrementan su talla, la medida de la presa que ingieren deberá ser mayor. De las tres especies de peces que fueron estudiadas, *C. auratus* es el que presenta mayor talla al nacer (5 mm en el estadio de larva recién eclosionada con saco vitelino), *T. trichopterus* tuvo una talla de 3 mm y *B. splendens* de 2 mm.

Lavens y Sorgeloos (1996) y Coutteau (1996) mencionan que las larvas de 2 a 3 mm se alimentan con organismos de 300 micras, mientras que organismos de 3 a 5 mm consumen presas de hasta de 1 mm, por lo cual se puede inferir que el uso de algún tipo de alimento estará en función del tamaño de la boca, así en sus primeras etapas de vida las larvas deberán comer rotíferos y en otra etapa cladóceros de diferente tamaño, de acuerdo al incremento de la longitud del cuerpo del pez y del tamaño de la boca. Shirota (1970) calculó el tamaño de la boca de las larvas de peces marinos, mediante un índice y menciona que existe una estrecha relación entre el tamaño de la boca de las larvas de peces y el tamaño del alimento que ingieren. La medida de la boca de la larva recién eclosionada restringe la medida de las partículas que pueden ser ingeridas y ésta aumenta linealmente con el incremento de la longitud patrón.

Rottmann (1989) anota que hay mucha variación de talla entre los géneros de cladóceros. Los adultos de *Moina* (700 - 1000 micras) son más grandes que un nauplio recién nacido de *Artemia* (500 micras) y aproximadamente 3 veces la longitud de un adulto de rotífero. *D. magna* tiene aproximadamente el doble de la longitud de *Moina* y como resultado de su gran tamaño no puede ser utilizada como primera alimentación de pequeñas larvas de peces como en el caso de *T. trichopterus* y *B. splendens*. Sin embargo se recomienda su uso en crías de más de 10 días. Nuestros resultados demuestran que la talla mínima de *D. magna* al nacer es de 800 micras y se considera una partícula muy grande para ser utilizada como primer alimento para larvas de peces recién nacidas con tallas de 2 a 4 mm como el caso de *T. trichopterus* y *B. splendens*; sin embargo neonatos de *D. magna* pueden ser utilizados con éxito para alevines de más de 10 mm de longitud. Ejemplares más pequeños deberán recibir una dieta inicial con base a rotíferos en cultivo mixto con microalgas y posteriormente es posible aplicar neonatos de *D. magna* cuando el tamaño de la boca del pez sea proporcional al tamaño de este alimento. Esto explica el hecho que la aplicación escalonada de rotíferos en los primeros días de la vida de las larvas de peces, para continuar con cladóceros de diferentes tallas en los días posteriores, resultó ser la más eficiente de las dietas probadas en este estudio.

Para entender el papel que juegan los rotíferos y los cladóceros en el cultivo larvario, es necesario comprender varias características biológicas de la alimentación de las larvas de peces: éstas son depredadores visuales y cazan durante el día (Hunter 1981; Iwai 1980; Sarma y Nandini 1998). La distancia máxima que la larva depredadora puede localizar a su presa es muy pequeña, sobre todo cuando la larva está recién nacida: se considera que los órganos de los sentidos así como las aletas no están bien desarrollados, por lo cual en estos estadios no pueden buscar activamente su alimento. Por este motivo la posibilidad de encuentro entre larvas y presas es menor en los primeros días de vida, por lo que el alimento debe ser abundante en esta etapa. Esto explica porque la cantidad de alimento disponible para las larvas de peces es de importancia determinante para la sobrevivencia y el crecimiento de la especie y es importante hacer notar que en cultivos comerciales los rotíferos son el primer alimento a partir del día 2 hasta el día 20 y que actualmente no ha sido posible encontrar un sustituto (Sulkin y Epifanio 1975).

Muchos trabajos de investigación sobre cultivo de larvas de peces se han desarrollado en el Japón. Watanabe *et al.* (1983) y Tamaru *et al.* (1991) recomiendan que las larvas de peces de 2 a 3 mm sean alimentadas con rotíferos como alimento inicial, durante los primeros 30 días de vida, hasta que alcancen de 7 a 10 mm de longitud, y recomiendan que después de esta etapa los rotíferos se mezclen con copépodos y cladóceros. Una segunda alternativa a utilizar serían los nauplios de *Artemia*, que se pueden conseguir comercialmente y a precios competitivos, ya que no requieren ser cultivado. Cuando la larva mide más de 10 mm el alimento puede consistir en harina de pescado y el cultivo larval se considera completo cuando la larva mide de 30 a 50 mm. Lavens y Sorgeloos (1996) recomiendan usar rotíferos de 50 a 200 micras para alimentar larvas de peces menores a 5 mm y copépodos, cladóceros o nauplios de *Artemia* con tallas de 400 a 800 micras para larvas de 5 a 10 mm.

El crecimiento de las larvas está influenciado principalmente por la temperatura, la disponibilidad del alimento, el oxígeno y la competencia por el alimento y espacio frecuentemente afecta el crecimiento de los peces. Las diferencias observadas entre las tasas de crecimiento de las larvas de las tres especies de peces estudiadas, podrían ser el

resultado de la disponibilidad de alimento y de la composición del mismo, ya que el valor nutricional de *D. magna* y *B. plicatilis* dependen estrechamente de la composición química de su alimento (Delbare y Dhert 1996; Sarma y Nandini 1998). El contenido nutricional de *D. magna* varía considerablemente dependiendo de la edad y del tipo de alimento. Aunque varían los porcentajes de proteína contenidos en *D. magna*, ésta generalmente presenta promedios de 50% del peso seco. La composición de ácidos grasos es importante en la supervivencia y crecimiento de las larvas de peces cultivados. Los ácidos altamente insaturados Omega-3 son esenciales para muchas especies de peces (Watanabe *et al.* 1983; Pi 1991; Lee y Tamaru 1993). De acuerdo a estos autores, el contenido nutricional de *D. magna* puede ser incrementado, como en el caso de los rotíferos, con una emulsión de ácidos grasos, incrementando de esta manera su valor dietético.

En el medio ambiente natural los requerimientos alimenticios de rotíferos y cladóceros son aportados por diversas sustancias de origen orgánico, tales como aminoácidos, lípidos, vitaminas y carbohidratos, que pueden estar disueltas en el agua o presentes en las partículas orgánicas en degradación, que pueden ser una fuente importante de alimento. Sin embargo, es probable que las microalgas sean la fuente dietética cuantitativamente y cualitativamente más importante de alimento (De Pauw y Persoone 1988; Delbare *et al.* 1996).

Por lo tanto, la producción de larvas de peces bien alimentadas dependerá del contenido y naturaleza de los constituyentes bioquímicos de las microalgas, los cuales raramente son constantes; por lo anterior, los niveles de macronutrientes en algas cultivadas estarán dependiendo del tipo y contenido de nutrientes usados en el medio de cultivo de las algas, de la cepa cultivada, de las condiciones de luz, de temperatura y de la calidad del agua utilizada (Herrero *et al.* 1991; Chen y Long 1991; Utting y Spencer 1991).

Modificaciones de las condiciones de cultivo de las microalgas, como limitaciones específicas de nutrientes y manipulaciones de luz y temperatura han demostrado alterar en

forma significativa la composición bioquímica de las algas resultantes (Matthiessen y Toner 1966; Guillard 1973; y Snell 1991).

El tamaño de las microalgas usadas como alimento para rotíferos y cladóceros es un factor importante que se debe tomar en cuenta, ya que éstas pueden tener un alto valor nutritivo y tasas de crecimiento elevadas, pero no pueden ser consumidas por los organismos, debido a su tamaño. Por ejemplo, *S. quadricauda* se agrupa en paquetes de 4 células alcanzando tallas de 10 a 14 micras (Yacubson 1969, Ortega 1984 y Vyonk 1997) mientras que *K. obesa* mide menos de 5 micras. Es probable que a esto se deba el hecho que rotíferos y cladóceros tienen aparentemente preferencia por la última microalga. La limitación que se presenta en la alimentación con microalgas se deriva de la capacidad filtrante y del tamaño de la boca y del esófago de rotíferos y cladóceros; estas variables determinan el tamaño del alimento a utilizarse para alimentarlos. Por otra parte, un importante factor es la eficiencia nutritiva de un alimento, lo cual se basa en su digestibilidad y en las propiedades de sus productos catabólicos (De Pauw y Persoone 1988).

Rottmann (1989) afirma que *D. magna* ha sido usada como alimento vivo en muchos criaderos de peces de agua dulce por más de 100 años. Muchos autores de libros de acuario han reportado que este organismo es el mejor alimento vivo para el "goldfish" *Carassius auratus* y muchos peces tropicales. Además *D. magna* se utiliza en la alimentación del pez capturado en la pesca deportiva *Morone saxatilis* y Vliyanie (1984) reporta mayores crecimientos en larvas de peces, utilizando dietas con *D. magna*.

CONCLUSIONES

Los medios basados en fertilizantes inorgánicos agrícolas, Fert-I y Fert-II son adecuados para obtener cultivos de las microalgas *K. obesa*, *S. quadricauda* y *C. infusorium* y por su bajo costo son una alternativa conveniente para cultivos masivos; si bien los mejores rendimientos se alcanzaron con el medio F para el cultivo de las especies de microalgas *K. obesa*, *S. quadricauda* y *C. infusorium*, su alto costo es un factor limitante para los cultivos masivos. Además las tasas de crecimiento obtenida con Fert-I son aproximadamente comparables a las logradas con el medio F y son mayores a las producidas con el medio Fert-II, por lo cual su uso es aconsejable con respecto a Fert II.

La especie *K. obesa* es aparentemente superior como alimento para rotíferos y cladóceros a *S. quadricauda* y *C. infusorium*, debido a su aceptación, a su tasa de crecimiento mayor, a su tamaño reducido y a la mayor producción de biomasa por unidad de volumen que es factible producir. Las tres microalgas soportan diluciones diarias de por lo menos el 50%, que es equivalente a una tasa de crecimiento igual a una duplicación diaria de la biomasa.

El valor más alto de las tasas de crecimiento promedio diario de *B. plicatilis* fue de 0.44 y corresponde a los organismos alimentados con microalgas de la especie *K. obesa*, y la tasa más baja fue de 0.36, utilizando *S. quadricauda* como alimento. El incremento del número de rotíferos por ml y por día fue de 63.6 y 30.2, respectivamente. *B. plicatilis* soportó perfectamente una salinidad de hasta de 2 partes por mil sin disminuciones importantes de su tasa de crecimiento con respecto a las reportadas en la literatura..

La densidad máxima por litro que se obtuvo con *D. magna* fue de 1497 organismos. El crecimiento poblacional se inició a los 7 días: a partir de una hembra se registró un crecimiento poblacional de 1497, 939, 1185 org/l en 22 días y la tasa de crecimiento poblacional por matraz fue de 136 org., 85 org. y 107 org/día

La longitud de *D. magna* al nacer fue de 800 micras y su talla máxima fue de 4550 micras que alcanzó en 28 días. Se observaron 2 etapas de crecimiento: la tasa de crecimiento individual más alta se presentó en los primeros 7 días con 333 micras por día, en la segunda etapa de crecimiento el incremento fue de 111 micras por día y la tasa promedio de crecimiento fue de 162 micras/día.

La longevidad de *D. magna* fluctuó entre 22 y 36 días con una media de 28.5 días: presentó una reproducción del tipo partenogenético y los ejemplares, sin excepción se reprodujeron a los 6 días de edad y todas las crías resultantes fueron hembras. El número de puestas fue de 6 a 13, con una media de 9. El intervalo entre puestas fue de 2 a 3 días, la media fue de 2.4 días, el máximo número de larvas por camada fue de 53 y el promedio de larvas por camada fue de 23.5. El número de larvas por hembra fluctuó entre 102 y 278, la media fue de 206, el promedio de larvas producidas en 24 horas fue de 7.3.

El mayor crecimiento en peces fue registrado con la dieta 1 (rotíferos y cladóceros). *C. auratus* incrementó su talla en 64.1 micras/día, *B. splendens* 62.2 micras / día y *T. trichopterus* 60.8 micras/día. Los crecimientos más bajos se obtuvieron con la dieta 3: *C. auratus* 29.4, *B. splendens*, 36.1 y *T. trichopterus* 33.6 micras/día. La aplicación de alimento inerte, balanceado o preparado en laboratorio ocasiona contaminación y baja los niveles de oxígeno en el medio, por la rápida descomposición del mismo que es la explicación más probable del menor crecimiento registrado con estas dietas.

LITERATURA CITADA

- ALAM, J., 1992. *Moina micrura* (Kurz) as a live substitute for *Artemia* sp. In: Larval rearing of *Macrobrachium rosenbergii* (De Man), Doctoral thesis, Faculty of Fisheries and Marine Science, University Pertanian Malaysia, 214 p.
- ARNOLD, C. R. y G. J. HOLT, 1991. Various methods for the culture of the rotifer, *Brachionus plicatilis*, in Texas. In: *Rotifer and micro-algae culture system.*, Fulks, W. and Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Ocean. Inst. Hawaii, USA: 119-124.
- BARDACH, J. E., J.H. RYTHER y W.O. McLARNEY, 1986. Acuicultura. *AGT Editor, S.A. México*, 741 p.
- BARNES, R. D., 1968. Zoología de los Invertebrados. *Ed. Interamer.*, 2ª Ed.: 464 – 472.
- BERNABÉ, G., 1973. Mass rearing of the bass *Dicentrarchus labrax* L. In: "The early life history of fish", JHS Blaxter Ed *Springer Verlag*, Berlin: 749-753.
- BERNABÉ, G., 1990. Harvesting micro-algae. In: *Aquaculture*, (1) Barnabé, G. (Ed.) *Ellis Horwood*, New York, : 207 –212.
- BERNABÉ, G. y C. PERIGAULT, 1983. Collecte et utilisation du phytoplakton produit dans les étangs de lagunage de Mése : *C.R. Trav. G.I.S. ARM*: 1-17.
- BERNABÉ, G. y H. RÉNE, 1983. Reproduction controlée et production de álevins chez le dorade *Sparus aurata* L. *C.R. Acad. Sci. Paris*. 276: 1621 1623.
- BROWN, M.R., S. W. JEFFREY, y C. D. GARLAN, 1989. Nutritional aspects of microalgae used in mariculture; A literature review. *CSIRO Marine Laboratories Report*, 205: 44 p.
- BROWN, M. R., 1991. The amino acid and sugar composition of 16 species of microalgae used in mariculture. *Acuaculture*, 145: 79- 9.
- CHEN, J. F., 1991. Commercial production of microalgae and rotifers in China. In: *Rotifer and micro-algae culture sistem*, Fulks, W. and Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Ocean. Inst. Hawaii, USA: 105-112.
- CHEN, X. Q. y L. J. LONG, 1991. Research and production of live feeds in China. In: *Rotifer and micro-algae culture system.*, Fulks, W. and Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Ocean. Inst. Hawaii, USA: 187-202.
- CHOTIYAPUTTA, C. y K. HIRAYAMA, 1978. Food selectivity of the rotifer *Brachionus plicatilis* feeding on phytoplakton. *Mar. Biol.*, 45: 105-111.

- CORDERO-ESQUIVEL, B. y D. VOLTOLINA, 1994 a. Growth of *Modiolus capax* (Conrad) (Mollusca: Bivalvia) With two diets and two feeding regimes. *Rev. Invest. Mar. (mexico- Cuba)*. 3: (en prensa).
- CORDERO-ESQUIVEL, B. y D. VOLTOLINA, 1994 b. Growth of *Mytilus galloprovincialis* LmK. Fed with four microalgae and two feeding regimes *J. World Aqua. Soc. USA*. (en prensa).
- CORNER, E.D.S., COWEY, C. B. y S. M. MARSHALL, 1967. On the nutrition of zooplankton. V. Feeding efficiency of *Calanus finmarchicus*. *J. Mar. Biol. Assoc. U. K.*, 47: 259-270.
- COURSINI, M. y M. KARIDIS, 1990. An algal medium based, on fertilizers and its evaluation in mariculture. *J. A.I. phycol.* 2: 333-339.
- COUTTEAU, P. y P. SORGELOOS, 1992. The requirement for live algae and their replacement by artificial diets in the hatchery and nursery rearing of bivalve molluscs: an international survey. *J. Shellfish Res.*, 11(2): 467-476.
- COUTTEAU, P., J. HADLEY, y P. SORGELOOS, 1994. Effect of algal ration and substitution of algae by manipulated yeast diets on growth of juvenile *Mercenaria mercenaria*. *Aquaculture*, 120: 135-150.
- COUTTEAU, P., 1996. Microalgae. In: : *Manual on the production and use of live food for aquaculture*. FAO Fisheries Tech. Paper No. 361. Rome, FAO: 7 - 47.
- COWGILL, V.M, K, L. KEATONG, y H. TAKAHASHI, 1985. Fecundity and longevity of *Ceriodaphnia dubia/affinis* in relation to diet, at two different temperatures. *J.Crust. Biol.* (12) 125 - 133.
- COWGILL, V, M. y D.L. HOPKINS, 1985. Brood size and neonate weight of *Daphnia magna* produced by nine diets. *Aquatic, toxicol.* (891): 233 -244.
- D'AGOSTINO, A. S. y L. PROVASOLI, 1970. Diaxenic culture of *Daphnia magna* Strauss. *Biological Bulletin*, 139: 485 - 494.
- DE PAUW, N., P. LAUREYS, y J. MORALES, 1981. Mass cultivation of *Daphnia magna* Strauss on rice bran. *Aquaculture*, 25: 141-152.
- DE PAUW, N. y G. PERSOONE, 1988. Micro-algae for aquaculture. In: *Micro algal Biotechnology*. Borowitzka, M.A. y L.J. Borowitzka (Eds.). Cambridge University Press, Cambridge, U.K.: 197-221.
- DELBARE, D., P. DHERT y P. LAVENS, 1996. Zooplankton. In: *Manual on the production and use of live food for acuaculture*. FAO Fisheries Technical Paper. No. 361. Rome, FAO: 252 - 281.

- DELBARE, D. y P. DHERT, 1996. Cladocerans, nematodes and trochopora larvae *In: Manual on the production and use of live food for acuaculture. FAO Fisheries Technical Paper. No. 361. Rome, FAO: 283 - 295.*
- DHERT, P., K. SCHOETERS, P. VERMEULEN, J. SUN, GAOS, Z. SHANG y P. SORGELOOS, 1995. Production y evaluation of resting eggs of *Brachionus plicatilis* originating from the P. R. of China. *In: Lavens, P; E. Jaspers y I. Roelants (Eds.), Larvi'95 Fish and Shellfish Larviculture Symposium. European Aquaculture Society, special publication, Gent Belgium, 24: 315-319.*
- DHERT, P., 1996. Rotifer *In: Manual on the production and use of live food for aquaculture. FAO Fisheries Technical Paper . No. 361. Rome, FAO: 49 - 78.*
- DONALDSON, J., 1991. Commercial production of microalgae at Coast Oyster Company. *In: Rotifer and micro-algae culture system. Fulks, W. and Main K. L. (Eds.). Proc. US-Asia Works., Ocean.Inst. Hawaii, USA. : 229-236*
- DROOP, M. R., 1975. The chemostat in mariculture. 2°. *Euro. Symp. Mar. Biol.* 1: 71-93.
- DROOP, M. R., y J. M. SCOTT, 1978 Steady-state energetics of a planktonic herbivore. *J.Mar.Biol.Assoc. U. K.,* 58: 749-772.
- DURAY, M. N., L. G. ALPASAN y C. B. ESTUDILLO, 1996. Improved hatchery rearing of mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*, in large tank with small rotifer (*Brachionus plicatilis*) and *Artemia*. *Bamidgeh*, 48: 123 -132.
- EPIFANIO, C., C. VALENTI y C. TURK, 1981. A comparison of *Phaeodactylum tricoratum* and *Thalassiosira pseudonana* as food for the oysters, *Crassostrea virginica*. *Aquaculture*, 23: 347-353.
- FÁBREGAS, J., C. HERRERO, J. ABALDE, 1985. Growth, chlorophyll *a* and protein of the marine microalga *Isochrysis galbana* in batch cultures with different salinities and high nutrient concentrations. *Aquaculture*, 50: 1-11.
- FÁBREGAS, J., A. OTERO, E. MORALES, B. CORDERO y M. PATIÑO, 1996. *Tetraselmis suecica* cultured in different nutrient concentrations varies in nutritional value to *Artemia*. *Aquaculture*, 143: 197-204.
- FLASSCH, J. P., 1978. Production d'algues unicellulaires á fins d'aquaculture. *Oceanis*. 4, 1-11.
- FOE, C. y A. W. KNIGHT, 1986. Growth of *Curbicula fluminea* fed artificial and algal diets. *Hydrobiologia*. 133 (2): 155 - 164.
- FOGG, G. E., 1975. Algal cultures and phytoplankton. *Ecology*. Univ. Wisconsin Press. 175 p.

- FOX, J. M., 1983. Intensive algal culture techniques. *In: CRC Handbook of mariculture*. Volume 1. *Crustacean Aquaculture*. McVey J P (Ed.). CRC Press, Inc., Boca Raton, Florida, USA: 3-13.
- FU, Y., K. HIRAYAMA, y NATSUKARI, 1991. Morphological differences between two types of the rotifer *Brachionus plicatilis* O. F. Müller. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 151: 29 - 41.
- FUKUSHO, K., 1969. Biology and mass production of the rotifer, *Brachionus plicatilis* *In. J. Aqua. Fish. Technol.* 1: 24-37.
- FUKUSHO, K., 1983. Sympatry in natural distribution of the two strain of a rotifer. *Brachionus plicatilis*. *Bull. Nat. Res. Inst. Aqua.* 1: 24- 37.
- FUKUSHO, K. y H. IWAMOTO, 1981. Polymorphosis in size of rotifer, *Brachionus plicatilis*, cultured with various feeds. *Bull. Nat. Res. Inst. Aquaculture*, 2: 1-10.
- FUKUSHO, K., 1989. Biology and mass production of the rotifer, *Brachionus plicatilis*. *Int. J. Aqua.. Fish. Technol.* 1: 232-240.
- FUKUSHO, K., 1991. Review of the research status of zooplakton production in Japan. *In: Rotifer and micro-algae culture system*. Fulks, W. and Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Ocean.Inst. Hawaii, USA: 55 - 60.
- FULKS, W. y K. L., MAIN, 1991. The design y operation of live feeds production system. *In: Rotifer and micro-algae culture system*. Fulks, W. and Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Ocean.Inst. Hawaii, USA: 3-52.
- FURUKAWA, I. y K. HIDAKA, 1973. Technical problems encontered in the mass culture of the rotifer using marine yeast as food organisms. *Bull. Plank. Soc. Jap.*, 20, 61-71.
- GATESOUBE, F. J. y J. H. ROBIN, 1981. Commercial single-cell proteins either as sole food source or in formulated diets for intensive and continous productions of rotifer *Brachionus plicatilis*. *Aquaculture*, 25: 1-15.
- GATESOUBE, F. J. y J. H. ROBIN, 1983. Amelioration de la valeur nutritive des fitreurs-proles par leur alimentation composée. Billard (Eds.) Inra. Publ. Paris, 45 p.
- GATESOUBE, F. J., 1984. Introduction d'aliments composés dans une chaine alimentaire adaptée a l'élevage des larves de poissons marins. *Inapg.* 151 p.
- GELDENHUYS, D. J., 1987. An investigation of fertilizer tap water medium for mass algal production, in outdoor plastic enclosed sistem. *Biotechnol. Bioing.* 30 (2): 153-156.

- GILBERT, J., y P. STARKWEATHER, 1977. Feeding in the rotifer *Brachionus calyciflorus*. *Oecologia*, 28, 125-131.
- GLADUE, R., 1991. Heterotrophic microalgae production: Potential for application to aquaculture feeds. In: *Rotifer and microalgae culture systems, Proceedings of a US- Asia Workshop*. Fulks, W. and Main K.L. (Eds). Ocean. Inst. Hawaii, USA: 276-286.
- GONZALES- RODRIGUEZ, E. y S. Y. MAESTRINI, 1984 The use of some agricultural fertilizers for the mass production of marine microalgae. *Aquaculture*, 36: 245-256.
- GORANDAVE, W. E., 1989. Speriencias with wastewater cultured *Daphnia* in the start feeding of rainbow trout (*Salmo gairdneri*). *Aquaculture*, 32: 79 p.
- GORANDAVE, W. E. y M. SUSQUIST., 1991. Reproduction of *Daphnia magna* clones (Cladocera) in thee media with thee diets. *Crustaceana*, 61: 67-78.
- GRANT, J. y P.J. CRANFORD, 1989. The effect of laboratory diet conditioning on tissue and gonad growth in the sea scallop *Placopecten magellanicus*. In: *Reproduction genetics and distributions of marine organisms*. J. S. Ryland and P A. Tyler, (Eds.). 23rd Euro. Mar. Biol. Sym., Fredensborg, Denmar, 95-105 p.
- GUILLARD, R. R. L., 1973. Methods for microflagellates and nannoplakton . In: *Handbook of phycological methods – culture methods and growth measurements*. Stein, J. R., Ed. Cambridge Univ. Press, N.Y. 70 p.
- HEISIG, G., 1977. Mass cultivation of *Daphnia pulex* in pond. In: *Cultivation of fish fry and its live food*. E Jasper y Persoone (Eds) *European Mariculture Soc.* 4: 335-359.
- HELM, M. M., I. LAING. y E. JONES, 1979. Culture of algae for larval fish and shellfish rearing. Part 1. The development of a 200 l algal culture vessel at Conwy. *Fisheries Research Technical Report, MAFF Direct. Fish. Res*, Lowestoft (53). UK, 18 p.
- HENRIQUEZ, V. A. y S. MYKLESTAD, 1986. Production of extracellular carbohydrate in cultures of *Ankistrodesmus densus*. *J. Plank. Res.* 8 (5) 485- 494.
- HERRERO, J., FABREGAS, y J. ABALDE, 1991. Yields in biomass y chemicals constituents of four commercial and important marine microalgae with different culture media. *Aquacult. Eng.*, 10: 99-110.
- HINO, A. y R. HIRANO, 1980. Relationships between body size of the rotifer *Brachionus plicatilis* and maximum size of particles ingested. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.*, 46: 1217-1222.

- HIRATA, H. S., 1974. An attempt to apply an experimental microcosm for the mass culture of the marine rotifer *Brachionus plicatilis*. *Rev. Mem. Fac. Fish., Kagoshima Univ.*, 23: 163-172.
- HIRATA, H. S., 1980. Culture methods of the marine rotifer *Brachionus plicatilis*. *Rev. Data. File. Fish. Res.*, 27- 270.
- HIRATA, H. S. y T. MOCAWA, 1983. Continuous culture of the rotifer *Brachionus plicatilis* fed recycled algal diets. *Hydrobiologia*, 104: 71-75.
- HIRAYAMA, K. y S. OCAWA, 1972. Fundamental studies on physiology of rotifer for its mass culture. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.*, 38: 1207-1214.
- HIRAYAMA, K., K. TAGARI y H. KIMURA, 1979. Nutritional effect of eight species of marine phytoplankton on population grow of rotifer *Brachionus plicatilis*. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.*, 11-16.
- HIRAYAMA, K. y H. FUNAMOTO, 1983. Supplementary effect of several nutrients on nutritive deficiency of baker's yeast of populations grow of the rotifer *Brachionus plicatilis*. *Bull. JPM. Soc. Sci. Fish.*, 49: (4) 505- 510.
- HIRAYAMA, K., 1987. A consideration of why mass culture of the rotifer *Brachionus plicatilis* with baker's yeast is unstable. *Hydrobiologia*, 147: 269-270.
- HIRAYAMA, K. y C. G. SATUITO, 1991. The nutritional improvement of baker's yeast for the growth of the rotifer, *Brachionus plicatilis* In: *Rotifer and micro-algae culture system*. Fulks, W. and Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Ocean. Inst. Hawaii, USA: 151-16.
- HOAR, W. S., 1975. General and comparative physiology 2a edition, *Prentice-Hall. Inc.*: 154- 220.
- HOFF, F. H. y T. W. SNELL., 1989. Plankton culture manual. *Florida Aquafarms, Inc.* USA. 125 p.
- HORSTMANN. V., 1985. The use of microalgae in acuaculture. *Arch. Hydrobiol. Beihft. Ergebn. Limnol.*, 20: 153- 156.
- HUNTER, J. R., 1981. Feeding ecology and predation of marine fish larvae. In: Lasker, R, (Ed.) *Marine Fish Larvae. Morphology, Ecology y Relation to Fisheries* University of Washington: 33-77.
- HUR, S. B., 1991. The selection of optimum phytoplankton species for rotifer culture during cold and warm season and their nutritional value for marine finfish larvae. In: *Rotifer and micro-algae culture system*. Fulks, W. and Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Ocean.Inst. Hawaii, USA: 163-174.

- ITO, T., 1955. Studies on the "mizukawari" in eel culture pond. I. The feeding activity of *Brachionus plicatilis* on phytoplakton (as a cause of "mizukawari"). *Report of the Faculty of Fisheries* 2(1): 162-167.
- ITO, T., 1960. On the culture of mixohaline rotifer *Brachionus plicatilis*, in the seawater. *Report. Fac. Fish. Pref. Univer. of Mie.* 3: 708-740.
- IVLEVA, Y. V., 1969. Mass cultivation of invertebrates, biology and methods Aca. Sci. URSS. *Hydrobiologia Soc.* 148 p.
- JAMES, C. M. y T. ABU- REZEQ, 1990. Efficiency of rotifer chemostats in relation to salinity regimes for producing rotifers for aquaculture. *J. Aqua. Trop.* 5: 103-116.
- JAMES, C., y A. E. SALMAN, 1983. Production of the rotifer *Brachionus plicatilis* for aquaculture in Kuwait. *Hydrobiologia*, 104: 77-84.
- JONES, D.A., K.M. SALLCH y L. LEVAY, 1993 The potential for replacement of live feeds in larval culture. *J World Aqua. Soc.*, 24: 199-210.
- JONES, D. A., A.B. YULE y D.L. HOLLAND 1997 Larval nutrition *In Crustacean nutrition. Advances in world aquaculture.* Vol. 6. D'Abramo L. R., Conklin, D.E. and Akiyama D.M. (Eds.). *World Aqua. Soc.*, Louisiana, USA: 353-389.
- IWAI, T., 1980. Sensory anatomy and feeding of fish larvae. *ICLARM Conference Proceeding*, 5: 124-145.
- KANAZAWA, A., S. I. TESHIMA, H. SASADA y S.A. RAHMAN, 1982. Culture of the prawn larvae with microparticulate diets. *Bull. Jpn. Soc. Scient. Fish.*, 48: 195-201.
- KONGKEO, H., 1991. An overview of live feeds production system design in Thailand *In: Rotifer and micro-algae culture system.* Fulks, W. and Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Ocean. Inst. Hawaii, USA: 175-186.
- KOSTE, W., 1980. *Brachionus plicatilis* for aquaculture. *Mikrokosmos.* 5: 148-155.
- KRYUCHKOVA, N. M., 1971. Effect of temperature and trophic conditions on the duration of cladocera development. *J. Hydrobiological.* 9: (2): 39-46.
- LAING, I., 1991. Cultivation of marine unicelular algae. *MAFF Laboratory Leaflet Number 67. Dir. Fish. Res.* Lowestoft. UK. 31 p.
- LAVENS, P. y P. SORGELOOS, 1996. Manual on the production and use of live food for aquaculture. *FAO Fisheries Technical Paper.* Rome, FAO: 361. 295 p.

- LEE, C.S. y C.S. TAMARU, 1993. Live larval food production at the Oceanic Institute Hawaii. In: *CRC Handbook of mariculture. Vol. 1 Crustacean Aquaculture, 2nd Edition*. Mcvey J. P. (Editor) CRC Press, Inc, Boca Raton, Florida, USA: 15-28.
- LÉGER, P. D., GRYMOPRE, E. VAN BALLAER, y P. SOORGELOS, 1989. Advances in the enrichment of rotifers and Artemia as food sources in marine larviculture. In: *Aquaculture Europe '89, Short Communications y Abstracts, Special Publication*, 10:141-142.
- LIAO, I., SU, M. y H. SU, 1991. An overview of live feeds production system design in Taiwan. In: *Rotifer and micro-algae culture system*. Fulks W. and Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Ocean. Inst. Hawaii, USA: 135-150.
- LIAO, I., H. SU, y J. H. LIN, 1993 Larval foods for penaeid prawns In: *CRC Handbook of mariculture. Vol. 1 Crustacean Aquaculture, 2nd Edition*. Mcvey J. P. (Edition) CRC Press, Inc., Boca Raton, Florida, USA: 29-59.
- LIM, C. L., 1991. An overview of live feeds production system in Singapore. In: *Rotifer and micro-algae culture system*. Fulks W. and Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Ocean. Inst. Hawaii, USA: 203- 220.
- LUBZENS, E. 1989. Raising rotifers for use in aquaculture. *Hydrobiologia*, 147: 245-255.
- LUDSCANOVA, J. y E. PASKALEVA, 1983. Rearing of green algae mass culture and crustacea, a valuable food in the industries of fisheries. *Fresh. Fish. Research. Inst.* 198: 95-106.
- MAEDA, M. y A. HINO, 1991. Environmental management for mass culture of the rotifer, *Brachionus plicatilis* In: *Rotifer and micro-algae culture system*. Fulks, W. and Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Honolulu, Hawaii USA: 125-134.
- MARTINEZ, F. J., 1994. Effect of food type and concentration on the survival, longevity and reproduction of *Daphnia magna*. *Hydrobiologia*, 287 (2): 207-214.
- MARTINEZ, F. J. y V. A. GUTIERREZ, 1994. Fecundity, reproduction and growth of *Moina macrocopa* fed different algae. *Hydrobiologia*, 222 (1): 49-55.
- MARTTY, A.H., 1977. Alimentación de peces ornamentales. Ed. Albatros, Buenos Aires, 165 p.
- MARTÍNEZ, L., 1992. Cultivo de fitoplancton marino con fertilizantes inorgánicos comerciales. *Revista de Investigaciones Marinas* 13 (1): 81- 86.
- MATTHIESSEN, C. G., y R. G. TONER, 1966. Possible shellfish industry of Martha's Vineyard, Duke's county Massachussets. *Mar. Research Foundation*, Edgartown, Mass., 138 p.

- MERAGELMAN, E., 1985. A modular sistem, for small-scale mass production of the rotifer *Brachionus plicatilis*. *Isr. Jour. Zool.* 33: 186-194.
- METZGER, P. y N. DESTOULT, 1983. Microalgae as a source of triglycerids. *Inter.Energy. Biomass. Conf.*: 339-343.
- MURPHY, J., 1970. A general method for the monoaxenic cultivation of the Daphnidae. *Biological Bulletin*, 139: 321-332.
- NIEVES, S. M., y P. C. VEGA, 1994. Tasas de crecimiento, biomasa y costos de producción de *Tetraselmis suecica* (Chlophyceae) y *Chaetoceros* sp. (Bacillariophyceae) cultivadas con el medio F y tres medios alternativos. *Rev. Cien. Mar. Epoca* 1. 13: 39-53.
- NIEVES, M., D. VOLTOLINA, M. T. SAPIENS, H. GERHARDUS, A. L. ROBLES y M. A. VILLA, 1996. Culturing microalgae with agricultural fertilizers. *Riv. Ital. Aquacult.* 31: 81- 84.
- NORMAN, K. E., 1977. The spatial occurrence of the cladoceran *Moina macrocopa* (strauss) in a kraft pulp mill treatment lagoon. *University of Washington*, Seattle, Washington, U S.A, 15 p.
- ODUM, P.E., 1972. *Ecología. Editorial Interamericana*. 3ª edición. México, D.F. 640 p.
- OKAUCHI, M, 1991. The status of phytoplankton production as food organisms in Japan *In: Rotifer and micro-algae culture system*. Fulks, W. and Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Ocean Inst. Hawaii, USA: 247-256.
- OLIVARES, G. E., R.L.F. BÜCKLE y H.F. DÍAS, 1994. An energy budget for *Artemia franciscana* under laboratory conditions. *Int. J. Salt Lake Res.*, 3: 1-7.
- ORHUN, M. R., S.R. JOHNSON, D. B. KENT y R. FORD., 1991. Practical approach to high density production of the rotifer, *Brachionus plicatilis*. *In: Rotifer and micro-algae culture system*. Fulks, W. and Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works*. Ocean. Inst., Hawaii, USA: 73-78.
- ORTEGA, M. M., 1984. *Catalágo de algas continentales recientes de México UNAM*. México. 561 p.
- PALANISAMY, V., LATIF, F.A. y RESAT, R. B., 1991. A guide on the production of algal culture for use in shrimp hatcheries. National Prawn Fry Production and Research Centre Pulau Sayak, Kedak, *Department of Fisheries*, Ministry of Agriculture. Malaysia. 23 p.
- PANIAGUA, M. J, 1989. Manual de metodologias y alternativas para el cultivo de macroalgas. *Informe especial CICESE B*. Calif., 61 p.

- PARK, M., 1991. The status of mass production of live feeds in Korean hatcheries. *In: Rotifer and micro-algae culture system*. Fulks, W. and Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Ocean. Inst. Hawaii, USA: 287-298.
- PI, G.G., 1991. The design and operation of a large-scale rotifer culture system at a Sung-Ji Industry farm, South Korea. *In: Rotifer and micro-algae culture system*. Fulks, W. and Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Ocean. Inst. Hawaii, USA: 113-118.
- PODOVAN, A., 1992. Isolation and culture of five species of freshwater algae from the Alligator River Region. *Tech. Memo Superv. Sci. Alligator River Reg. Australia* (37): 22 p.
- POURRIOT, R., 1979. Consommateurs et production secondaire, *In: Ecologie du zooplancton des eaux continentales* Masson Paris, 49- 112.
- POURRIOT, R. y P. CHAMP, 1982. Influences conjuguées du grupement et de la qualité de la norriture sur la reproduction de *Brachionus plicatilis*. *Netherl. J. Zool.* 29: 242-264.
- RAMIREZ, G. R. y M. L. SEVILLA, 1962. Instructivo para la cría de truchas. *INIBP. SIC. México* publ. 2a Ed.: 58 p.
- RAMIREZ-SEVILLA R., 1991. Metodología para el cultivo experimental del rotífero *Brachionus plicatilis*. *Inv. Mar. CICIMAR.* 6 (2): 287 - 289.
- RAO, M.V., y K.P. KRISHNAMOORTHY, 1977. Preferential devouring of algae by a *Daphnia -Moina dubia*. *Indian Jour. Environm. Health.* 19 (2): 143-144.
- REGUERA, B., 1984. The effect of ciliate contamination in mass cultures of the rotifer *Brachionus plicatilis* O. F. Muller. *Aquaculture*, 40: 103-108.
- REYES, C. P., 1980. Cultivos masivos de *Daphnia magna* y su aplicación como alimento en piscicultura. Tesis Maestria, *Escuela Ciencias Maritimas ITESM.* México: 63 p.
- ROTTMANN, R.W., 1989. *Daphnia* culture. *Fla. aqua. Farms Inc.* 1: 99-123.
- ROUND, F. E., 1973. The ecology of algae, *Cambrige. Univ. Press.* N.Y.: 470 p.
- RUPPERT, E. E. y D. BARNES, 1996. Zoología de los invertebrados. *Mc Graw Hill-Interamericana* 6ª Ed.:1113 p.
- RYTHER, J.H., 1954. Inhibitory effects of phytoplankton upon the feeding of *Daphnia magna* whit reference to growth, reproduction and survival. *Ecology*, 35: 522-523.

- SÁNCHEZ SAAVEDRA, M. P. y D VOLTOLINA, 1994. Cultures of *Pavlova lutheri* (Droop) Green in diluted wastewater. *J Appl. Phycol.* 6: 285-288.
- SAPIÉN, C. M., y H. G. LEAL, 1992. Cultivo de *tetraselmis suecica* y *Chaetoceros* sp. En un sistema estático, con el medio F y tres medios alternativos. *Mem. Ser. Soc. FACIMAR UAS.* México, 72 p.
- SARMA, S. S. y S. NANDINI, 1998 Feeding ecology of predatory rotifers and fish larvae. In: *Workshop rotifer- fish larvae interactions UNAM, Campus Iztacala, Mexico*: 55 p.
- SATO, V., 1991. Development of a phytoplankton production system as a suport base for finfish larval rearing research. In: *Rotifer and micro-algae culture system.* Fulks, W. and Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Ocean. Inst. Hawaii, USA: 257-274.
- SATUITO, C. Y K. HIRAYAMA, 1986. Fat soluble vitamin requirements, of the rotifer *Brachionus plicatilis.* *Hydrobiologia*, 149: 189 - 198.
- SCHLUTER, M. y J. GROENEWEG, 1981. Mass production of freshwater rotifer. *Brachionus rubens* on liquid wastes. *Acuaculture*, 25: 17-24.
- SCOTT, A. P., y S. M. BAYNES, 1978. Effect of algal diet and temperature on the chemical composition of the rotifer *Brachionus plicatilis.* *Aquaculture*, 14: 247-260.
- SCOTT, J. M., 1981. The vitamin B12 requirement of the rotifer *Brachionus plicatilis.* *Biol. Ass. U.K.*, 61: 983 - 994.
- SHIROTA, A., 1970. Studies on the mouth size of fish larvae. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.* 36 (4): 353- 368.
- SMITH, L., J. M. FOX, y D. R. GRANVIL, 1993 a. Intensive algae culture techniques. In: *CRC Handbook of mariculture.* Vol. 1 Crustacean Aquaculture, 2nd Edition. Mcvey J. P. (Ed.) *CRC Press, Inc.*, Boca Raton Florida, USA: 105 - 109.
- SMITH, L., J. M. FOX, y D. R. GRANVIL, 1993 b Intensive larviculture techniques. In: *CRC Handbook of mariculture.* Vol. 1 Crustacean Aquaculture, 2nd Edition. Mcvey J. P. (Ed.) *CRC Press, Inc.* Boca Raton, Florida, USA: 153-172.
- SNELL, T., 1991. Improving the design of mass culture system for the rotifer, *Brachionus plicatilis.* In: *Rotifer and micro-algae culture system.* Fulks, W. y Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Ocean. Inst. Hawaii, USA: 61- 72.
- SNELL, T. W. y F. HOFF, 1988. Recent advances in rotifer culture. *Aquaculture magazine*, 14: 41-45.

- STARKWEATHER, P. J. y J. J. GILBERT, 1978. Feeding in the rotifer *Brachionus calyciflorus*. *Verh. Int. Ver. Limnol.* 20: 2389- 2394.
- SULKIN, S. D. y C. E. EPIFANIO, 1975. Comparison of rotifer and other diets for rearing early larvae of the blue crab, *Callinectes sapidus* Rathbun. *Estuarine y Coastal Marine Science.* 3: 109 - 113.
- TAMARU, C. S., C. LEE y H. AKO., 1991. Improving the larval rearing of striped mullet (*Mugil cephalus*) by manipulating quantity and quality of the rotifer, *Brachionus plicatilis*. In: *Rotifer and micro-algae culture system.*, Fulks, W. y Main K. L. (Eds.). *Proc. US-Asia Works.*, Ocean. Inst. Hawaii, USA: 89-104.
- THEILACKER, G. y M. McMASTER, 1971. Mass culture of the rotifer *Brachionus plicatilis* and his evaluation as a food. for larval anchovies. *Mar. Biol. Bull.* 10: 183-188.
- TRUJILLO, V. y D., VOLTOLINA, 1994. Cultivos de microalgas para la acuicultura. *Ser. Cient. UABCS. México.* 2: 73 - 85.
- URIBE, T. E., 1994. Cultivo de microalgas In: *cultivo de peces marinos FACIMAR Universidad Católica del Norte Coquimbo*, Chile. 95-137.
- UTTING, y B. E. SPENCER, 1991. The hatchery culture of bivalve mollusc larvae y juveniles. *MAFF Laboratory Leaflet Number 67. Directorate of Fisheries Research* Lowestoft, UK. 31 p.
- VEGA-PÉREZ, C., 1991. Evaluación de las tasas de crecimiento y los costos de producción de dos especies de microalgas cultivadas con sales puras y fertilizantes agrícolas. *Mem. Ser. Soc. FACIMAR UAS.* 57 p.
- VENTURA, R. F. y E. M. ENDERES, 1980. Preliminary on *Moina sp* production; In: Verdonk; Swings, J., Kesters, K., Dehasque, M., Sorgeloos, P. y Léger, P. 1994. Variability of the microbial environment of rotifer *Brachionus plicatilis* and *Artemia* productions systems. *J. World Aquacult. Soc.*, 25: 55-59.
- VLIYANIE, R., 1984 Growth and development of larval carp, *Cyprinus carpio* fed on different live food, supplemented by prepared diets. *Vopr. Ikhtiol.* 24 (3): 395-399.
- VOLKMAN, J. K., S. W. JEFFREY, P. D. NICHOLS, G. I. ROGERS, y C. D. GARLY, 1989. Fatty acids and lipids classes of ten species of microalgae used in mariculture. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 128: 219-240.
- VOLLENWIEIDER, R., 1965. Calculation model of photosynthesis. *Ed Goldman Ch. Mens. Inst. Hydrobiologia* 18: 425- 457.

- VOLTOLINA, L. D., R. L. BÜKCLE, y L. M. GONZALEZ, 1989. Manual de metodologías y alternativas para el cultivo de microalgas. 2ª Ed. CICESE. Informe especial, Mexico. 67 p.
- VOLTOLINA, L. D., V. M. TRUJILLO, Y L.M. GONZALEZ, 1991. Colección de cepas de microalgas del Departamento de Acuicultura del CICESE, *Com. Acad. CICESE*. Mexico. 51.
- VOLTOLINA, D., M. NIEVES y A. BARRERAS, 1999. The cost of microalgae production in commercial hatcheries: A mexican point of view. *Acuacultural Engineering*. (En prensa).
- VONSHAK, A., 1986. Laboratory techniques for the cultivation of microalgae. In: *CRC Handbook of microalgal mass culture*. Richmond A. (Edition) CRC Press, Inc., Boca Raton, Florida, USA: 117-145.
- VYONK, E., 1997. Morfological changes in *Scenedesmus* induced by infochemicals released in situ from zooplankton grazer. *Limnol. Oceanogr.* 424: 783-788.
- WALKER, K., 1981. A synopsis on ecological information on the saline lake rotifer *Brachionus plicatilis*. *Hydrobiologia*, 81: 159-158.
- WATANABE, T. y S. FUJITA, 1983. Improvement of dietary value of live food for fish larval by feeding then on omega 3 highly unsaturated fatty acids and fat soluble vitamins. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.* 49: 471-480.
- WATANABE, T., C. JITAJIMA y S. FUJITA., 1983. Nutritional value of live food organisms used in Japan for mass culture of fish. *Rev. Aqua.* 34: 115-143.
- WATANABE, T. y KIRON V., 1994. Prospects in larval fish dietetics. *Aquaculture*, 124: 22 - 25.
- YACUBSON, S., 1969. Algas de ambientes acuáticos continentales, nuevas para Venezuela. *Uni. Zulia. C.I.B. Venezuela*: 67 p.
- YASUDA, K. y N. TAGA, 1980. Culture of the *Brachionus plicatilis* using bacteria as food. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.* 46: 933 - 940.
- YESIPOVA, M. A., 1969. Growth and reproduction of *Daphnia magna* y *D. Longispina* feed on detritus. *Hydrobiological. J.* (5), 5: 9 14.
- YU, J. P., A. HINO, R. HIRANO., y K. HIRAYAMA, 1988. Vitamin B12-producing bacteria as nutritive complement for a culture of the rotifer *Brachionus plicatilis*. *Nippon Suisan Gakkaishi*, 55 (10): 1799-1806.

- YU, J. P., 1989. Function of bacteria as vitamine B₁₂ producer during mass culture of the rotifer *Brachionus plicatilis* Nippon. Suis. *Gakkaishi*, 55 (10): 1799-1806.
- YU, J. P., HINO, A., NOGUCHI y H. WAKEBAYASHI, 1990. Toxicity of *Vibrio alginolyticus* on the survival of the rotifer *Brachionus plicatilis* Nippon Suis. *Gakkaishi*, 56 (9): 1455-1460.
- YÚFERA, M. y E. PASCUAL, 1980. Estudio del rendimiento de cultivo del rotífero *Brachionus plicatilis*, *Hydrobiologia Soc. URRS*: 148.
- YÚFERA, M., M. L. LUBIÁN y E. PASCUAL, 1983. Efectos de cuatro algas marinas sobre el crecimiento poblacional de dos cepas de *Brachionus plicatilis*. *Inv. Pesq.* 47: 325- 337.

ANEXO 1. ANÁLISIS ESTADÍSTICOS DE LOS RESULTADOS DE LOS ENSAYOS DE CULTIVO

LISTA DE TABLAS.

Tabla

- | | |
|------|--|
| I | Resultados de las regresiones lineales de las concentraciones promedio del cultivo de <i>K. obesa</i> , en diferentes medios nutritivos. |
| II | Análisis de varianza de una vía aplicados a los datos de las concentraciones de <i>K. obesa</i> , después de 10 días. |
| III | Análisis de covarianza aplicado a las regresiones lineales de los datos de las concentraciones de <i>K. obesa</i> , para probar, las diferencias entre las tasas de crecimiento. |
| IV | Prueba estadística de comparaciones múltiples de Tukey (HSD) con un nivel de significancia del 5%, aplicada al promedio de las concentraciones de <i>K. obesa</i> , después de 10 días, con diferentes medios de cultivo. |
| V | Resultados de las regresiones lineales de las concentraciones promedio del cultivo de <i>S. quadricauda</i> , en diferentes medios nutritivos. |
| VI | Análisis de varianza de una vía aplicados a los datos de las concentraciones de <i>S. quadricauda</i> , después de 10 días. |
| VII | Análisis de covarianza aplicado a las regresiones lineales de los datos de las concentraciones de <i>S. quadricauda</i> , para probar, las diferencias entre las tasas de crecimiento. |
| VIII | Prueba estadística de comparaciones múltiples de Tukey (HSD) con un nivel de significancia del 5%, aplicada a los promedios de las concentraciones de <i>S. quadricauda</i> , después de 10 días, en diferentes medios de cultivo. |
| IX | Resultados de las regresiones lineales de las concentraciones promedio del cultivo de <i>C. infusorium</i> , en diferentes medios nutritivos. |
| X | Análisis de varianza de una vía aplicados a los valores máximos de las concentraciones de <i>C. infusorium</i> , después de 10 días. |
| XI | Análisis de covarianza aplicado a las regresiones lineales de los datos de las concentraciones de <i>C. infusorium</i> , para probar, las diferencias entre las tasas de crecimiento. |
| XII | Prueba estadística de comparaciones múltiples de Tukey (HSD) con un nivel de significancia del 5%, aplicada a los promedios de las concentraciones de <i>C. infusorium</i> , después de 10 días, con diferentes medios de cultivo. |
| XIII | Resultados de las regresiones lineales aplicados a los valores máximos de las concentraciones de rotíferos con diferentes tipos de alimentos. |

- XIV Análisis de varianza de una vía aplicados a los valores máximos de las concentraciones de *B. plicatilis*, después de 10 días.
- XV Análisis de covarianza aplicado a las regresiones lineales de las concentraciones de *B. plicatilis*, para probar, las diferencias entre las tasas de crecimiento.
- XVI Prueba estadística de comparaciones múltiples de Tukey (HSD) con un nivel de significancia del 5%, aplicada a los promedios de las concentraciones de *B. plicatilis*, después de 10 días con diferentes medios de cultivo.
- XVII Análisis de las regresiones lineales, aplicados a los valores máximos de las concentraciones de *D. magna*, con diferentes tipos de alimentos.
- XVIII Análisis de varianza de una vía aplicados a los valores máximos de las concentraciones de *D. magna*.
- XIX Análisis de covarianza aplicado a las regresiones lineales de las concentraciones de *D. magna*, para probar, las diferencias entre las tasas de crecimiento.
- XX Prueba estadística de comparaciones múltiples de Tukey (HSD) con un nivel de significancia del 5%, aplicada a los promedios de las concentraciones de *D. magna*, con diferentes, tipos de alimento.
- XXI Resultados de las regresiones lineales aplicados a los datos de crecimiento de *C. auratus*, con tres diferentes dietas.
- XXII Análisis de varianza de una vía aplicados a los valores máximos de crecimiento de *C. auratus*, con tres diferentes dietas.
- XXIII Análisis de covarianza aplicado a los datos de las regresiones lineales de *C. auratus*, para probar, las diferencias entre las tasas de crecimiento.
- XXIV Prueba estadística de comparaciones múltiples de Tukey (HSD) con un nivel de significancia del 5%, aplicada a los datos de crecimiento de *C. auratus*, con tres diferentes dietas.
- XXV Resultados de las regresiones lineales aplicados a los datos de crecimiento de *T. trichopterus*.
- XXVI Análisis de varianza de una vía aplicados a los datos de crecimiento de *T. trichopterus*.
- XXVII Análisis de covarianza aplicado a las regresiones lineales del crecimiento de *T. trichopterus*, para probar, las diferencias entre las tasas de crecimiento.
- XXVIII Prueba estadística de comparaciones múltiples de Tukey (HSD) con un nivel de significancia del 5%, aplicada a los valores de crecimiento de *T. trichopterus*.

- XXIX Resultados de las regresiones lineales aplicados a los datos de crecimiento de *B. splendens*.
- XXX Análisis de varianza de una vía aplicados a los valores máximos de crecimiento de *B. splendens*.
- XXXI Análisis de covarianza aplicado a las regresiones lineales del crecimiento de *B. splendens*, para probar, las diferencias entre las tasas de crecimiento.
- XXXII Prueba estadística de comparaciones múltiples de Tukey (HSD) con un nivel de significancia del 5%, aplicada a los datos de crecimiento de *B. splendens*.

ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA

Tabla I. Resultados de las regresiones lineales de las concentraciones promedio del cultivo de *K. obesa* en diferentes medios nutritivos. e.e = error estándar. Ke = tasa de crecimiento. D st. = desviación estándar. N = 10

Medios	e.e.	Ke	D st	R ² %	E. crecimiento poblacional
F	0.1330	0.8448	0.1465	99.7	Nt= 130.3 e ^{.855 t}
Fert I	0.1653	0.8231	0.1820	99.6	Nt= 142.5 e ^{.823 t}
Fert II	0.1396	0.8124	0.1537	99.7	Nt=162.0 e ^{.812 t}

Tabla II. Análisis de varianza de una vía aplicado a los datos de las concentraciones de *K. obesa* al final del experimento.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
Factor	2	3.60E+10	1.80E+10	29.18	0.001
Error	6	3.70E+09	617326400		
Total	8	3.97E+10			

Tabla III. Análisis de covarianza aplicado a las regresiones lineales de los datos de las concentraciones de *K. obesa* para probar, las diferencias entre las tasas de crecimiento.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
Covariante	1	167.848	167.848	6787.22	0.000
Factor	2	0.0880	0.044	1.78	0.188
Error	26	0.643	0.025		
Total	29	168.580			

Tabla IV. Prueba estadística de comparaciones múltiples Tukey (HSD) con un nivel de significancia del 5%, aplicada al promedio de las concentraciones de *K. obesa*, obtenidas después de 10 días, con diferentes medios de cultivo.

Medio F	Medio Fert I	Medio Fert II
	0.1166	0.0082
Medio Fert I		0.0391

Tabla V. Resultados de las regresiones lineales de las concentraciones promedio del cultivo de *S. quadricauda*, en diferentes medios nutritivos. e.e = error estándar.
D st. = desviación estándar. N = 10.

Medios	e.e.	Ke	D st	R ² %	E. crecimiento poblacional
F	0.2515	0.7241	0.0276	98.8	$Nt = 144.0 e^{.724 t}$
Fert I	0.2162	0.6871	0.0238	99.0	$Nt = 154.4 e^{.687 t}$
Fert II	0.2690	0.6424	0.0296	98.5	$Nt = 138.3 e^{.642 t}$

Tabla VI. Análisis de varianza de una vía aplicado a los datos de las concentraciones de *S. quadricauda*, al final del experimento.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
Factor	2	7.13E+09	3.56E+09	75.54	0
Error	6	283128352	47188060		
Total	8	7.41E+09			

Tabla VII. Análisis de covarianza aplicado a las regresiones lineales de los datos de las concentraciones de *S. quadricauda*, para probar, las diferencias entre las tasas de crecimiento después de 10 días.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
Covariantes	1	120.553	120.553	2029.88	0.000
Factor	2	0.353	0.176	2.97	0.069
Error	26	1.544	0.059		
Total	29	122.450			

Tabla VIII. Prueba estadística de comparaciones múltiples Tukey (HSD) con un nivel de significancia del 5% aplicada al promedio de las concentraciones de *S. quadricauda*, obtenidas al final del experimento, con diferentes medios de cultivo.

Medio F	Medio Fert I	Medio Fert II
	0.002024	0.000246
Medio Fert I		0.002476

Tabla IX. Resultados de las regresiones lineales de las concentraciones promedio del cultivo de *C. infusorium*, en diferentes medios nutritivos. e.e = error estándar.
D st. = desviación estándar. N = 10.

Medios	e.e.	Ke	D st	R ² %	E. crecimiento poblacional
F	0.2222	0.7284	0.0244	99.1	$N_t = 459.4 e^{.72.8t}$
Fert I	0.1774	0.7064	0.0195	99.4	$N_t = 450.3 e^{.70.6t}$
Fert II	0.1961	0.6862	0.0215	99.2	$N_t = 399.4 e^{.686t}$

Tabla X. Análisis de varianza de una vía aplicado a los datos de las concentraciones de *C. infusorium*, después de 10 días.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio	Prueba F	P
Factor	2	3.29E+10	1.64E+10	97.73	0
Error	6	1.01E+09	168051392		
Total	8	3.39E+10			

Tabla XI. Análisis de covarianza aplicado a las regresiones lineales de los datos de las concentraciones de *C. infusorium*, para probar, las diferencias entre las tasas de crecimiento, después de 10 días.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
Covariante	1	116.830	116.830	2954.60	0.000
Factor	2	0.700	0.350	8.86	0.001
Error	26	1.028	0.040		
Total	29	118.558			

Tabla XII. Prueba estadística de comparaciones múltiples Tukey (HSD) con un nivel de significancia del 5% aplicada al promedio de las concentraciones de *C. infusorium*, después de 10 días, con diferentes medios de cultivo.

Medio F	Medio Fert I	Medio Fert II
	0.000979	0.000232
Medio Fert I		0.001554

Tabla XIII. Resultados de las regresiones lineales aplicados a los valores máximos de las concentraciones de *B. plicatilis*, con diferentes tipos de alimentos. e.e = error estándar. D st. = desviación estándar. Ke = tasa de crecimiento diario. N = 10.

	e.e.	Ke	D st.	R ²	P	E. Crecimiento poblacional
<i>K. obesa</i>	0.2233	0.4466	0.02458	95.8	0	Nt = 9.0 e ^{.447t}
<i>S. quadricauda</i>	0.3662	0.3628	0.04031	89.0	0	Nt = 17.9 e ^{.364t}
<i>C. infusorium</i>	0.2082	0.4136	0.02292	98.0	0	Nt = 7.7 e ^{.414t}

Tabla XIV. Análisis de Varianza de una vía aplicados a los datos de las concentraciones de *B. plicatilis*.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	cuadrado medio	F	P
Factor	2	35786	17893	0.53	0.9
Error	27	905091	33522		
Total	29	940877			

Tabla XV. Análisis de covarianza aplicado a las regresiones lineales de los datos de las concentraciones de *B. plicatilis*, para probar, las diferencias entre las tasas de crecimiento.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
Covariantes	1	42.468	42.468	391.18	0.000
Factor	2	0.248	0.124	1.14	0.335
Error	26	2.82.3	0.109		
Total	29	45.539			

Tabla XVI. Prueba estadística de comparaciones múltiples de Tukey, con un nivel de significancia del 5%, aplicada a los datos de las concentraciones de *B. plicatilis*.

	<i>S. quadricauda</i>	<i>C. infusorium</i>
<i>K. obesa</i>	0.0014	0.0811
<i>S. quadricauda</i>		0.0157

Tabla XVII. Análisis de las regresiones lineales aplicados a los valores máximos de las concentraciones de *D. magna*, con diferentes tipos de microalgas. e.e = error estándar. Ke = tasa de crecimiento. D st. = desviación estándar. N = 8

	N	e.e.	Ke	D. st	R ²	P	E crecimiento Poblacional
<i>K. obesa</i>	8	0.7721	0.3699	0.0397	94.4	0	Nt = .6962 e ^{.360t}
<i>S. quadricauda</i>	8	1.071	0.3569	0.055	90.1	0	Nt = .8269 e ^{.357t}
<i>C. infusorium</i>	8	0.9208	0.3435	0.0473	92.4	0	Nt = .7060 e ^{.344t}

Tabla XVIII. Análisis de varianza de una via aplicados a los valores máximos de las concentraciones de *D. magna*.

Fuente	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
Factor	2	1880114	940057	3.46	0.1
Error	6	1630498	271170		
total	8	3510611			

Tabla XIX. Análisis de covarianza aplicado a las regresiones lineales de los datos de las concentraciones de *D. magna*, para probar, las diferencias entre las tasas de crecimiento.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
covariantes	1	176.752	176.752	150.92	0.000
Factor	2	0.285	0.142	0.12	0.886
Error	20	23.423	1.171		
Total	23	200.460			

Tabla XX. Prueba estadística de comparaciones multiples de Tukey con un nivel de significancia del 5% aplicada a los promedios de las concentraciones de *D. magna*, con diferentes microalgas.

	<i>S. quadricauda</i>	<i>C. infusorium</i>
<i>K. obesa</i>	0.8727	0.3698
<i>S. quadricauda</i>		0.5172

Tabla XXI. Resultados de las regresiones lineales de los datos de crecimiento de *C. auratus*. e. e. = error estándar. Ke = tasa de crecimiento diario. D st. Desviación estándar. N = 7.

Dietas	N	e.e.	Ke	D st	R ²	P	Ec. Crecimiento.
Dieta 1	7	0.1860	0.0346	0.0035	94.8	0	Lt = 6185 e ^{-0.0346 t}
Dieta 2	7	0.1115	0.0259	0.0021	96.3	0	Lt = 5431 e ^{-0.0259 t}
Dieta 3	7	0.1244	0.0245	0.0023	96.1	0	Lt = 5710 e ^{-0.0245 t}

Tabla XXII. Análisis de varianza de una vía aplicado a los datos de crecimiento de *C. auratus*.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	cuadrado medio	Prueba F	P
Factor	2	3524827	1762414	2.01	1.163
Error	18	15810129	878340		
Total	20	19334956			

Tabla XXIII. Análisis de covarianza aplicado a las regresiones lineales de los datos de *C. auratus*, para probar, las diferencias entre las tasas de crecimiento.

Fuente de variación covariantes	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
	1	6.5259	6.5259	259.44	0.000
Factor	2	0.8013	0.4007	15.93	0.000
Error	17	0.4276	0.0252		
Total	20	7.7548			

Tabla XXIV. Prueba estadística de comparaciones múltiples Tukey (HSD) con un nivel de significancia del 5% aplicada a los datos de crecimiento de *C. auratus*.

	Dieta 2	Dieta 3
Dieta 1	0.0022	0.0022
Dieta 2		0.9677

Tabla XXV. Resultados de las regresiones lineales aplicados a los datos de crecimiento de *T. trichopterus*.
e. e. = error estándar, Ke = tasa de crecimiento. N = 7.

Dietas	N	e.e.	Ke	D st.	R ²	P	Ec. Crecimiento.
Dieta 1	7	0.3359	0.0394	0.0063	87.4	0.002	Lt = 4722 e ^{0.0394 t}
Dieta 2	7	0.1725	0.0324	0.0032	95.5	0	Lt = 3866 e ^{0.0324 t}
Dieta 3	7	0.1870	0.0318	0.0035	94.1	0	Lt = 3944 e ^{0.0318 t}

Tabla XXVI. Análisis de varianza de una vía aplicado a los datos de crecimiento de *T. trichopterus*.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	cuadrado medio	Prueba F	P
Factor	2	1826739	913370	0.98	0.394
Error	18	16757205	930956		
Total	20	18583944			

Tabla XXVII. Análisis de covarianza aplicado a las regresiones lineales de los datos de *T. trichopterus*, para probar, las diferencias entre las tasas de crecimiento.

Fuente de variación covariantes	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
	1	10.1490	10.1490	196.07	0.000
Factor	2	0.7732	0.3866	7.47	0.005
Error	17	0.8799	0.0518		
Total	20	11.8021			

Tabla XXVIII. Prueba estadística de comparaciones múltiples Tukey (HSD) con un nivel de significancia del 5% aplicada a los datos de crecimiento de *T. trichopterus*.

	Dieta 2	Dieta 3
Dieta 1	0.1600	0.0040
Dieta 2		0.4050

Tabla XXIX. Resultados de las regresiones lineales aplicados a los datos de crecimiento de *B. splendens*.
e. e. = error estándar. Ke = tasa de crecimiento.

Dietas	N	e.e.	Ke	D st.	R ²	P	Ec. Crecimiento.
Dieta 1	7	0.4992	0.0416	0.0094	76	0.011	Lt = 3714 e ^{0.0416t}
Dieta 2	7	0.2344	0.0378	0.0044	93.5	0	Lt = 2835 e ^{0.0378t}
Dieta 3	7	0.2223	0.0384	0.0042	94.5	0	Lt = 2779 e ^{0.0384t}

Tabla XXX. Análisis de varianza de una vía aplicado a los datos de crecimiento de *B. splendens*.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	cuadrado medio	Prueba F	P
Factor	2	1085315	542657	0.62	0.54
Error	18	15676679	870927		
Total	20	16761994			

Tabla XXXI. Análisis de covarianza aplicado a las regresiones lineales de los datos de *B. splendens*, para probar, las diferencias entre las tasas de crecimiento.

Fuente de variación covariantes	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
	1	12.7503	12.7503	155.77	0.000
Factor	2	0.7317	0.3658	4.47	0.028
Error	17	1.3915	0.0819		
Total	20	14.8735			

Tabla XXXII. Prueba estadística de comparaciones múltiples Tukey (HSD) con un nivel de significancia del 5% aplicada a los datos de crecimiento de *B. splendens*.

	Dieta 2	Dieta 3
Dieta 1	0.0022	0.0022
Dieta 2		0.0032

ANEXO 2. RESULTADOS DE LOS ENSAYOS DE CRECIMIENTO

LISTA DE TABLAS

Tabla

- I Estimación promedio de los parámetros poblacionales de *K. obesa*. En un sistema de cultivo creciente, con diferentes medios de cultivo, durante 10 días.
- II (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *K. obesa* utilizando el medio F. S = desviación estándar.
- III Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *K. obesa*, con el medio F.
- IV (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *K. obesa* utilizando el medio Fert I. S = desviación estándar.
- V Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *K. obesa*, con el medio Fert I.
- VI (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *K. obesa*, utilizando el medio Fert II. S = desviación estándar.
- VII Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *K. obesa*, con el medio Fert II.
- VIII Estimación promedio de los parámetros poblacionales de *S. quadricauda*, en un sistema de cultivo creciente, con diferentes medios de cultivo.
- IX (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *S. quadricauda*, utilizando el medio F. S = desviación estándar.
- X Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *S. quadricauda*, con el medio F.
- XI (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *S. quadricauda*, utilizando el medio Fert I. S = desviación estándar.

- XII Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *S. quadricauda*, con el medio Fert I.
- XIII (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *S. quadricauda*, utilizando el medio Fert II. S = desviación estándar.
- XIV Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *S. quadricauda*, con el medio Fert II.
- XV Estimación promedio de los parámetros poblacionales de *C. infusorium*, en un sistema de cultivo creciente, con diferentes medios de cultivo.
- XVI (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *C. infusorium*, utilizando el medio F. S = desviación estándar.
- XVII Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *C. infusorium*, con el medio F.
- XVIII (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *C. infusorium*, utilizando el medio Fert I. S = desviación estándar.
- XIX Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *C. infusorium*, con el medio Fert I.
- XX (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *C. infusorium*, utilizando el medio Fert II. S = desviación estándar.
- XXI Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *C. infusorium*, con el medio Fert II.
- XXII Relación de costos de los reactivos que constituyen los medios F, Fert I y Fert II.
- XXIII Estimación promedio de los parámetros poblacionales de *B. plicatilis*, en un cultivo creciente con diferentes microalgas.
- XXIV Aclimatación de *B. plicatilis*, para ser utilizado en la alimentación de larvas de peces de agua dulce. (Temperatura 26 °C)
- XXV Crecimiento poblacional promedio de *B. plicatilis*, con diferentes tipos de alimento, considerando los huevos portados. NRCH = numero de rotíferos considerando los huevos.

- XXVI Estimación promedio de los parámetros de crecimiento poblacional de *D. magna*, con diferentes tipos de microalgas como alimento, en matraces de 2 litros.
- XXVII Estimación promedio de los parámetros de crecimiento individual de *D. magna*, con diferentes tipos de microalgas.
- XXVIII Estimación promedio de los parámetros de crecimiento en micras (L) de *C. auratus*, con tres diferentes dietas, durante 60 días.
- XXIX Estimación promedio de los parámetros de crecimiento de *T. trichopterus*, con tres diferentes dietas, durante 60 días.
- XXX Estimación promedio de los parámetros de crecimiento de *B. splendens*, con tres diferentes dietas, durante 60 días.

Tabla I. Estimación promedio de los parámetros poblacionales de *K. obesa*, en un sistema de cultivo creciente con diferentes medios de cultivo. G = prueba número de células $\times 10^6$, C.U.T. = Crecimiento por unidad de tiempo; P.C. = % del crecimiento, Ke = tasa de crecimiento diario; K = divisiones / día y T. D. P. Tiempo de duplicación de la población.

Días	Volumen ml	G 1	G 2	G 3	Promedio	C.U.T.	P.C. (%)	Ke	K	T.D.P
MEDIO F										
1	62.5	281	281	281	281					
2	125	619	634	599	617	336	119.6	0.7868	1.1352	0.8809
3	250	1,725	1,590	1,800	1,705	1,088	176.2	1.0161	1.4681	0.6821
4	500	3,900	4,200	5,050	4,383	2,678	157.1	0.9442	1.3623	0.7340
5	1000	10,200	7,900	10,500	9,533	5,150	117.5	0.7770	1.1210	0.8920
6	2000	27,600	30,000	26,200	27,933	18,400	193.0	1.0750	1.5510	0.6447
7	4000	61,400	53,750	57,200	57,450	29,517	105.7	0.7211	1.0404	0.9612
8	8000	121,200	112,300	130,000	121,167	63,717	110.9	0.7463	1.0767	0.9288
9	16000	260,800	274,500	249,200	261,500	140,333	115.8	0.7693	1.1099	0.9010
10	32000	600,000	578,650	543,800	574,150	312,650	119.6	0.7865	1.1347	0.8813
MEDIO FERT-I										
1	62.5	281	281	281	281					
2	125	788	790	769	782	501	178.1	1.0229	1.4759	0.6776
3	250	2,100	1,995	2,050	2,048	1,266	161.9	0.9628	1.3891	0.7199
4	500	4,675	4,770	4,350	4,598	2,550	124.5	0.8087	1.1668	0.8571
5	1000	10,100	10,400	11,000	10,500	5,902	128.3	0.8257	1.1913	0.8394
6	2000	22,800	20,600	23,000	22,133	11,633	110.8	0.7457	1.0759	0.9295
7	4000	42,200	38,000	41,200	40,467	18,333	82.8	0.6034	0.8706	1.1487
8	8000	98,400	89,000	95,400	94,267	53,800	132.9	0.8456	1.2201	0.8196
9	16000	204,800	207,800	195,000	202,533	108,267	114.9	0.7648	1.1034	0.9063
10	32000	489,600	501,350	467,250	486,067	283,533	140.0	0.8754	1.2631	0.7917
MEDIO FERT-II										
1	62.5	281	281	281	281					
2	125	700	590	635	642	360	128.2	0.8248	0.8249	1.1902
3	250	1,975	2,450	2,050	2,158	1,517	236.4	1.2131	1.2131	1.7503
4	500	3,800	2,950	3,200	3,317	1,158	53.7	0.4296	0.4296	0.6199
5	1000	10,550	8,900	10,450	9,967	6,650	200.5	1.1002	1.1003	1.5875
6	2000	17,800	20,200	16,550	18,183	8,217	82.4	0.6012	0.6013	0.8675
7	4000	40,400	39,100	44,400	41,300	23,117	127.1	0.8204	0.8204	1.1836
8	8000	114,400	109,300	124,700	116,133	74,833	181.2	1.0338	1.0339	1.4917
9	16000	201,600	189,600	217,450	202,883	86,750	74.7	0.5578	0.5579	0.8049
10	32000	396,800	449,950	412,300	419,683	216,800	106.9	0.7268	0.7269	1.0487

Tabla II. (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día. (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *K. obesa*, utilizando el medio F. S = desviación estándar.

(a)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	Promedio	S
1	62.5	281	281	281	281	
2	125	619	634	599	617	17.5
3	250	1,725	1,590	1,800	1,705	106.4
4	500	3,900	4,200	5,050	4,383	596.5
5	1000	10,200	7,900	10,500	9,533	1422.4
6	2000	27,600	30,000	26,200	27,933	1921.8
7	4000	61,400	53,750	57,200	57,450	3831.1
8	8000	121,200	112,300	130,000	121,167	8850.0
9	16000	260,800	274,500	249,200	261,500	12664.5
10	32000	600,000	578,650	543,800	574,150	28369.0
(b)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	μ	S
1	62.5					
2	125	1.14	1.17	1.09	1.13	0.041
3	250	1.48	1.33	1.59	1.46	0.131
4	500	1.18	1.40	1.49	1.36	0.161
5	1000	1.39	0.91	1.06	1.12	0.244
6	2000	1.44	1.93	1.32	1.56	0.321
7	4000	1.15	0.84	1.13	1.04	0.173
8	8000	0.98	1.06	1.18	1.08	0.102
9	16000	1.11	1.29	0.94	1.11	0.175
10	32000	1.20	1.08	1.13	1.13	0.064
(c)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	$\Sigma\mu$	S
1	62.5					
2	125	1.14	1.17	1.09	1.13	0.040
3	250	2.62	2.5	2.68	2.60	0.091
4	500	3.80	3.90	4.17	3.96	0.191
5	1000	5.19	4.81	5.23	5.08	0.232
6	2000	6.63	6.74	6.55	6.64	0.095
7	4000	7.78	7.58	7.68	7.68	0.100
8	8000	8.76	8.64	8.86	8.75	0.110
9	16000	9.87	9.93	9.8	9.87	0.065
10	32000	11.07	11.01	10.93	11.00	0.070

Tabla III. Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *K. obesa*, con el medio F.

Fuente	Grados de libertad	Σ de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
Factor	2	0	0	0	0.999
Error	24	271	11.3		
Total	26	271			

Tabla IV. (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *K. obesa*, utilizando el medio Fert-I. S = desviación estándar.

(a)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	Promedio	S
1	62.5	281	281	281	281	
2	125	788	790	769	782	11.5
3	250	2,100	1,995	2,050	2,048	52.5
4	500	4,675	4,770	4,350	4,598	220.2
5	1000	10,100	10,400	11,000	10,500	458.3
6	2000	22,800	20,600	23,000	22,133	1331.7
7	4000	42,200	38,000	41,200	40,467	2193.9
8	8000	98,400	89,000	95,400	94,267	4801.4
9	16000	204,800	207,800	195,000	202,533	6694.3
10	32000	489,600	501,350	467,250	486,067	17322.4
(b)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	μ	S
1	62.5					
2	125	1.49	1.49	1.45	1.48	0.0212
3	250	1.42	1.34	1.41	1.39	0.0452
4	500	1.15	1.26	1.09	1.17	0.0867
5	1000	1.11	1.12	1.34	1.19	0.1275
6	2000	1.17	0.99	1.06	1.07	0.0948
7	4000	0.89	0.88	0.84	0.87	0.0260
8	8000	1.22	1.23	1.21	1.22	0.0083
9	16000	1.06	1.22	1.03	1.10	0.1041
10	32000	1.26	1.27	1.26	1.26	0.0069
(c)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	$\Sigma\mu$	S
1	62.5					
2	125	1.49	1.49	1.45	1.48	0.0231
3	250	2.91	2.83	2.86	2.87	0.0404
4	500	4.06	4.09	3.95	4.03	0.0737
5	1000	5.17	5.21	5.29	5.22	0.0611
6	2000	6.34	6.2	6.35	6.30	0.0839
7	4000	7.23	7.08	7.19	7.17	0.0777
8	8000	8.45	8.31	8.4	8.39	0.0709
9	16000	9.51	9.53	9.43	9.49	0.0529
10	32000	10.77	10.8	10.69	10.75	0.0569

Tabla V. Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *K. obesa*, con el medio Fert I.

Fuente	Grados de libertad	Σ de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
Factor	2	0.01	0	0	0.999
Error	24	229.11	9.55		
Total	26	229.12			

Tabla VI. (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *K. obesa*, utilizando el medio Fert II. S = desviación estándar.

		(a)				
Días		G1	G2	G3	Promedio	S
1	62.5	281	281	281	281	
2	125	700	590	635	642	55.3
3	250	1,975	2,450	2,050	2,158	255.4
4	500	3,800	2,950	3,200	3,317	436.8
5	1000	10,550	8,900	10,450	9,967	925.1
6	2000	17,800	20,200	16,550	18,183	1854.9
7	4000	40,400	39,100	44,400	41,300	2762.2
8	8000	114,400	109,300	124,700	116,133	7845.0
9	16000	201,600	189,600	217,450	202,883	13969.3
10	32000	396,800	449,950	412,300	419,683	27333.4

		(b)				
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	μ	S
1	62.5					
2	125	1.03	1.03	1.01	1.02	0.0147
3	250	0.98	0.93	0.98	0.96	0.0314
4	500	0.80	0.87	0.75	0.81	0.0601
5	1000	0.77	0.78	0.93	0.83	0.0884
6	2000	0.81	0.68	0.74	0.75	0.0657
7	4000	0.62	0.61	0.58	0.60	0.0180
8	8000	0.85	0.85	0.84	0.85	0.0058
9	16000	0.73	0.85	0.71	0.77	0.0721
10	32000	0.87	0.88	0.87	0.88	0.0048

		(c)				
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	$\Sigma\mu$	S
1	62.5					
2	125	1.03	1.03	1.01	1.02	0.0115
3	250	2.01	1.96	1.99	1.99	0.0252
4	500	2.81	2.83	2.74	2.79	0.0473
5	1000	3.58	3.61	3.67	3.62	0.0458
6	2000	4.39	4.29	4.41	4.36	0.0643
7	4000	5.10	4.90	4.99	5.00	0.1002
8	8000	5.86	5.75	5.83	5.81	0.0569
9	16000	6.59	6.60	6.54	6.58	0.0321
10	32000	7.46	7.48	7.41	7.45	0.0361

Tabla VII. Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *K. obesa*, con el medio Fert II.

Fuente	Grados de libertad	Σ de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
Factor	2	0	0	0	0.999
Error	24	110.16	4.59		
Total	26	110.16			

Tabla VIII. Estimación promedio de los parámetros poblacionales de *S. quadricauda*, en un sistema de cultivo creciente con diferentes medios de cultivo. G = prueba, número de células $\times 10^6$. C.U.T. = Crecimiento por unidad de tiempo, P.C. = % del crecimiento, K_e = tasa de crecimiento diario, K = divisiones / día y T. D.P. Tiempo de duplicación de la población

Días	Volumen ml	G 1	G 2	G 3	Promedio	C.U.T.	P.C. (%)	K_e	K	T.D.P
MEDIO F										
1	62.5	275	275	275	275					
2	125	475	455	495	475	200	72	0.5465	0.789	1.2682
3	250	1,713	1,650	1,795	1,719	1,244	261	1.2862	1.856	0.5389
4	500	2,650	2,540	3,050	2,746	1,027	59	0.4684	0.676	1.4797
5	1000	4,500	4,350	4,400	4,416	1,670	60	0.4751	0.685	1.4589
6	2000	13,500	13,900	14,500	13,966	9,550	216	1.1514	1.661	0.6020
7	4000	28,200	26,800	32,600	29,200	15,234	109	0.7375	1.064	0.9397
8	8000	36,000	32,650	39,000	35,883	6,683	22	0.2061	0.297	3.3630
9	16000	120,000	112,700	135,500	122,733	86,850	242	1.2297	1.774	0.5636
10	32000	156,800	149,500	167,200	157,833	35,100	28	0.2515	0.363	2.7556
MEDIO FERT-I										
1	62.5	275	275	275	275					
2	125	438	413	432	428	153	55.4	0.4412	0.6365	1.5710
3	250	1,500	1,620	1,675	1,598	1,171	273.8	1.3187	1.9027	0.5256
4	500	3,375	3,150	3,180	3,235	1,637	102.4	0.7051	1.0173	0.9830
5	1000	5,200	5,350	4,950	5,167	1,932	59.7	0.4682	0.6755	1.4804
6	2000	9,000	9,850	8,650	9,167	4,000	77.4	0.5734	0.8272	1.2089
7	4000	16,800	18,200	16,250	17,083	7,917	86.3	0.6225	0.8982	1.1134
8	8000	46,000	39,700	42,300	42,667	25,583	149.7	0.9153	1.3206	0.7572
9	16000	76,800	72,100	86,400	78,433	35,767	83.8	0.6088	0.8784	1.1384
10	32000	121,600	116,500	129,800	122,633	44,200	56.3	0.4469	0.6449	1.5507
MEDIO FERT-II										
1	62.5	275	275	275	275					
2	125	688	595	623	635	360	130.9	0.8370	1.2076	0.8281
3	250	938	954	929	940	305	48.2	0.3922	0.5659	1.7672
4	500	1,325	1,362	1,311	1,333	393	41.7	0.3489	0.5034	1.9865
5	1000	4,500	4,250	4,790	4,513	3,181	238.6	1.2199	1.7601	0.5682
6	2000	12,600	10,750	10,300	11,217	6,703	148.5	0.9104	1.3135	0.7613
7	4000	19,600	20,950	17,700	19,417	8,200	73.1	0.5487	0.7917	1.2631
8	8000	42,400	45,600	38,100	42,033	22,617	116.4	0.7723	1.1143	0.8974
9	16000	68,000	72,350	61,900	67,417	25,383	60.3	0.4724	0.6816	1.4671
10	32000	88,000	93,450	85,250	88,900	21,483	31.8	0.2766	0.3991	2.5056

Tabla IX. (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *S. quadricauda*, utilizando el medio F. S = desviación estándar.

(a)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	Promedio	S
1	62.5	275	275	275	275	
2	125	475	455	495	475	20
3	250	1,713	1,650	1,795	1,719	72.7
4	500	2,650	2,540	3,050	2,746	268.4
5	1000	4,500	4,350	4,400	4,416	76.4
6	2000	13,500	13,900	14,500	13,966	503.3
7	4000	28,200	26,800	32,600	29,200	3026.5
8	8000	36,000	32,650	39,000	35,883	3176.6
9	16000	120,000	112,700	135,500	122,733	11643.2
10	32000	156,800	149,500	167,200	157,833	8895.1

(b)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	μ	S
1	62.5					
2	125	0.79	0.73	0.85	0.79	0.0590
3	250	1.85	1.86	1.86	1.86	0.0049
4	500	0.63	0.62	0.76	0.67	0.0802
5	1000	0.76	0.78	0.53	0.69	0.1395
6	2000	1.58	1.68	1.72	1.66	0.0691
7	4000	1.06	0.95	1.17	1.06	0.1109
8	8000	0.35	0.28	0.26	0.30	0.0483
9	16000	1.74	1.79	1.80	1.77	0.0321
10	32000	0.39	0.41	0.30	0.37	0.0551

(c)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	$\Sigma\mu$	S
1	62.5					
2	125	0.79	0.73	0.85	0.79	0.060
3	250	2.64	2.59	2.71	2.65	0.060
4	500	3.27	3.21	3.47	3.32	0.136
5	1000	4.03	3.99	4	4.01	0.021
6	2000	5.61	5.66	5.72	5.66	0.055
7	4000	6.67	6.61	6.89	6.72	0.147
8	8000	7.02	6.9	7.15	7.02	0.125
9	16000	8.76	8.68	8.94	8.79	0.133
10	32000	9.15	9.09	9.25	9.16	0.081

Tabla X. Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *S. quadricauda*, con el medio F.

Fuente	Grados de libertad	Σ de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
Factor	2	0	0.07	0.01	0.992
Error	24	195.72	8.1		
Total	26	195.72			

Tabla XI. (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *S. quadricauda*, utilizando el medio Fert I. S = desviación estándar.

(a)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	Promedio	S
1	62.5	275	275	275	275	
2	125	438	413	432	428	12.9
3	250	1,500	1,620	1,675	1,598	89.5
4	500	3,375	3,150	3,180	3,235	122.2
5	1000	5,200	5,350	4,950	5,167	202.1
6	2000	9,000	9,850	8,650	9,167	617.1
7	4000	16,800	18,200	16,250	17,083	1005.4
8	8000	46,000	39,700	42,300	42,667	3166.0
9	16000	76,800	72,100	86,400	78,433	7288.6
10	32000	121,600	116,500	129,800	122,633	6709.9
(b)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	μ	S
1	62.5					
2	125	0.67	0.59	0.65	0.64	0.044
3	250	1.78	1.97	1.96	1.90	0.108
4	500	1.17	0.96	0.92	1.02	0.133
5	1000	0.62	0.76	0.64	0.68	0.077
6	2000	0.79	0.88	0.81	0.83	0.048
7	4000	0.90	0.89	0.91	0.90	0.012
8	8000	1.45	1.13	1.38	1.32	0.172
9	16000	0.74	0.86	1.03	0.88	0.146
10	32000	0.66	0.69	0.59	0.65	0.054
(c)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	$\Sigma\mu$	S
1	62.5					
2	125	0.67	0.59	0.65	0.64	0.042
3	250	2.45	2.56	2.61	2.54	0.082
4	500	3.62	3.52	3.53	3.56	0.055
5	1000	4.24	4.28	4.17	4.23	0.056
6	2000	5.03	5.16	5	5.06	0.093
7	4000	5.93	6.05	5.88	5.95	0.087
8	8000	7.39	7.17	7.27	7.28	0.110
9	16000	8.13	8.03	8.3	8.15	0.137
10	32000	8.78	8.73	8.88	8.80	0.075

Tabla XII. Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *S. quadricauda*, con el medio Fert I.

Fuente	Grados de libertad	Σ de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
Factor	2	2.99	1.5	0.21	0.812
Error	24	171.39	7.14		
Total	26	174.38			

Tabla XIII. (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *S. quadricauda*, utilizando el medio Fert II. S = desviación estándar.

(a)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	Promedio	S
1	62.5	275	275	275	275	
2	125	688	595	623	635	47.4
3	250	938	954	929	940	12.7
4	500	1,325	1,362	1,311	1,333	26.4
5	1000	4,500	4,250	4,790	4,513	270.2
6	2000	12,600	10,750	10,300	11,217	1218.9
7	4000	19,600	20,950	17,700	19,417	1632.7
8	8000	42,400	45,600	38,100	42,033	3763.4
9	16000	68,000	72,350	61,900	67,417	5249.4
10	32000	88,000	93,450	85,250	88,900	4173.4

(b)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	μ	S
1	62.5					
2	125	1.32	1.11	1.18	1.21	0.107
3	250	0.45	0.68	0.58	0.57	0.117
4	500	0.50	0.51	0.50	0.50	0.009
5	1000	1.76	1.64	1.87	1.76	0.114
6	2000	1.49	1.34	1.10	1.31	0.192
7	4000	0.64	0.96	0.78	0.79	0.163
8	8000	1.11	1.12	1.11	1.11	0.008
9	16000	0.68	0.67	0.70	0.68	0.017
10	32000	0.37	0.37	0.46	0.40	0.053

(c)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	$\Sigma\mu$	S
1	62.5					
2	125	1.32	1.11	1.18	1.20	0.107
3	250	1.77	1.79	1.76	1.77	0.015
4	500	2.27	2.31	2.25	2.28	0.031
5	1000	4.03	3.95	4.12	4.03	0.085
6	2000	5.52	5.29	5.23	5.35	0.153
7	4000	6.16	6.25	6.01	6.14	0.121
8	8000	7.27	7.37	7.11	7.25	0.131
9	16000	7.95	8.04	7.81	7.93	0.116
10	32000	8.32	8.41	8.28	8.34	0.067

Tabla XIV. Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *S. quadricauda*, con el medio Fert II.

Fuente	Grados de libertad	Σ de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
Factor	2	0.05	0.02	0	0.997
Error	24	178.16	7.42		
		178.21			
Total	26	271			

Tabla XV. Estimación promedio de los parámetros poblacionales de *C. infusorium*, en un sistema de cultivo creciente con diferentes medios de cultivo. G = prueba número de células $\times 10^6$
 C.U.T. = Crecimiento por unidad de tiempo, P.C. = % del crecimiento, Ke = tasa de crecimiento diario, K = divisiones / día y T.D.P. Tiempo de duplicación de la población.

Días	Volumen ml	G 1	G 2	G 3	Promedio	C.U.T.	P.C. (%)	Ke	K	T.D.P
MEDIO F										
1	62.5	668	668	668	668					
2	125	1,650	1,490	1,540	1,560	892	133.5	0.8482	1.2237	0.8172
3	250	4,387	4,350	4,780	4,506	2,946	188.8	1.0606	1.5303	0.6535
4	500	10,025	8,950	10,650	9,875	5,369	119.2	0.7847	1.1321	0.8833
5	1000	22,200	19,700	21,300	21,067	11,192	113.3	0.7577	1.0932	0.9148
6	2000	37,400	35,600	42,150	38,383	17,317	82.2	0.5999	0.8656	1.1553
7	4000	63,600	59,200	70,000	64,267	25,883	67.4	0.5154	0.7436	1.3447
8	8000	130,400	118,600	143,250	130,750	66,483	103.4	0.7102	1.0247	0.9759
9	16000	227,200	214,850	238,700	226,917	96,167	73.5	0.5513	0.7954	1.2572
10	32000	468,800	453,200	483,300	468,433	241,517	106.4	0.7248	1.0458	0.9562
MEDIO FERT-I										
1	62.5	668	668	668	668					
2	125	1,550	1,780	1,450	1,593	925	138.5	0.8693	1.2542	0.7973
3	250	4,112	4,900	4,050	4,354	2,761	173.3	1.0053	1.4504	0.6895
4	500	8,675	10,300	8,700	9,225	4,871	111.9	0.7508	1.0833	0.9231
5	1000	15,200	16,950	13,500	15,550	6,325	68.6	0.5221	0.7533	1.3274
6	2000	28,700	31,500	27,650	29,283	13,733	88.3	0.6330	0.9132	1.0950
7	4000	50,000	53,200	47,650	50,283	21,000	71.7	0.5407	0.7801	1.2820
8	8000	106,400	118,900	105,450	110,250	59,967	119.3	0.7851	1.1327	0.8828
9	16000	206,400	214,750	197,200	206,117	95,867	87.0	0.6257	0.9027	1.1077
10	32000	385,600	407,100	379,700	390,800	184,683	89.6	0.6398	0.9230	1.0834
MEDIO FERT-II										
1	62.5	668	668	668	668					
2	125	1,437	1,398	1,389	1,408	740	110.8	0.7456	1.0758	0.9295
3	250	3,700	3,150	2,890	3,247	1,839	130.6	0.8354	1.2054	0.8296
4	500	8,400	8,100	7,650	8,050	4,803	148.0	0.9081	1.3101	0.7633
5	1000	13,150	12,700	11,750	12,533	4,483	55.7	0.4427	0.6387	1.5656
6	2000	20,000	19,150	18,950	19,367	6,833	54.5	0.4352	0.6278	1.5927
7	4000	33,600	32,450	28,650	31,567	12,200	63.0	0.4885	0.7049	1.4187
8	8000	76,800	69,950	71,700	72,817	41,250	130.7	0.8358	1.2060	0.8292
9	16000	190,400	184,700	191,150	188,750	115,933	159.2	0.9525	1.3742	0.7277
10	32000	329,600	313,200	318,750	320,517	131,767	69.8	0.5295	0.7640	1.3089

Tabla XVI. (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *C. infusorium*, utilizando el medio F. S = desviación estándar.

(a)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	Promedio	S
1	62.5	668	668	668	668	
2	125	1,650	1,490	1,540	1,560	81.9
3	250	4,387	4,350	4,780	4,506	238.3
4	500	10,025	8,950	10,650	9,875	859.9
5	1000	22,200	19,700	21,300	21,067	1266.2
6	2000	37,400	35,600	42,150	38,383	3383.9
7	4000	63,600	59,200	70,000	64,267	5430.8
8	8000	130,400	118,600	143,250	130,750	12328.7
9	16000	227,200	214,850	238,700	226,917	11927.5
10	32000	468,800	453,200	483,300	468,433	15053.3
(b)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	μ	S
1	62.5					
2	125	1.30	1.16	1.21	1.22	0.075
3	250	1.41	1.55	1.63	1.53	0.112
4	500	1.19	1.04	1.16	1.13	0.079
5	1000	1.15	1.14	1.00	1.10	0.082
6	2000	0.75	0.85	0.98	0.86	0.116
7	4000	0.77	0.73	0.73	0.74	0.019
8	8000	1.04	1.00	1.03	1.02	0.019
9	16000	0.80	0.86	0.74	0.80	0.060
10	32000	1.05	1.08	1.02	1.05	0.030
(c)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	$\Sigma\mu$	S
1	62.5					
2	125	1.3	1.16	1.21	1.22	0.071
3	250	2.72	2.7	2.84	2.75	0.076
4	500	3.91	3.74	3.99	3.88	0.128
5	1000	5.05	4.88	4.99	4.97	0.086
6	2000	5.81	5.74	5.98	5.84	0.123
7	4000	6.57	6.47	6.71	6.58	0.121
8	8000	7.61	7.47	7.74	7.61	0.135
9	16000	8.41	8.33	8.48	8.41	0.075
10	32000	9.45	9.41	9.5	9.45	0.045

Tabla XVII. Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *C. infusorium*, con el medio F.

Fuente	Grados de libertad	Σ de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
Factor	2	0.13	0.07	0.01	0.991
Error	24	175.18	7.3		
Total	26	175.31			

Tabla XVIII. (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *C. infusorium*, utilizando el medio Fert-I. S = desviación estándar.

(a)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	Promedio	S
1	62.5	668	668	668	668	
2	125	1,550	1,780	1,450	1,593	169.2
3	250	4,112	4,900	4,050	4,354	473.9
4	500	8,675	10,300	8,700	9,225	931.1
5	1000	15,200	16,950	13,500	15,550	1725.1
6	2000	28,700	31,500	27,650	29,283	1990.2
7	4000	50,000	53,200	47,650	50,283	2785.8
8	8000	106,400	118,900	105,450	110,250	7506.2
9	16000	206,400	214,750	197,200	206,117	8778.4
10	32000	385,600	407,100	379,700	390,800	14421.2
(b)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	μ	S
1	62.5					
2	125	1.21	1.41	1.12	1.25	0.151
3	250	1.41	1.46	1.48	1.45	0.038
4	500	1.08	1.07	1.10	1.08	0.017
5	1000	0.81	0.72	0.63	0.72	0.088
6	2000	0.92	0.89	1.03	0.95	0.075
7	4000	0.80	0.76	0.79	0.78	0.023
8	8000	1.09	1.16	1.15	1.13	0.037
9	16000	0.96	0.85	0.90	0.90	0.052
10	32000	0.90	0.92	0.95	0.92	0.022
(c)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	$\Sigma\mu$	S
1	62.5					
2	125	1.21	1.41	1.12	1.25	0.148
3	250	2.62	2.87	2.6	2.70	0.150
4	500	3.7	3.95	3.76	3.80	0.131
5	1000	4.51	4.67	4.34	4.51	0.165
6	2000	5.43	5.56	5.37	5.45	0.097
7	4000	6.23	6.32	6.16	6.24	0.080
8	8000	7.32	7.48	7.3	7.37	0.099
9	16000	8.27	8.33	8.21	8.27	0.060
10	32000	9.17	9.25	9.15	9.19	0.053

Tabla XIX. Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *C. infusorium*, con el medio Fert I.

Fuente	Grados de libertad	Σ de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
Factor	2	0.2	0.1	0.01	0.985
Error	24	165.26	6.89		
Total	26	165.46			

Tabla XX. (a) Número de células ($\times 10^6$) en el volumen de cultivo señalado para cada día, (b) tasas de duplicación (μ) en número de divisiones por día, (c) sumatoria de divisiones registradas durante la prueba de crecimiento de *C. infusorium*, utilizando el medio Fert II. S = desviación estándar.

(a)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	Promedio	S
1	62.5	668	668	668	668	
2	125	1,437	1,398	1,389	1,408	25.5
3	250	3,700	3,150	2,890	3,247	413.6
4	500	8,400	8,100	7,650	8,050	377.5
5	1000	13,150	12,700	11,750	12,533	714.7
6	2000	20,000	19,150	18,950	19,367	557.5
7	4000	33,600	32,450	28,650	31,567	2590.5
8	8000	76,800	69,950	71,700	72,817	3558.9
9	16000	190,400	184,700	191,150	188,750	3527.4
10	32000	329,600	313,200	318,750	320,517	8341.5

(b)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	μ	S
1	62.5					
2	125	1.11	1.07	1.06	1.08	0.026
3	250	1.36	1.17	1.06	1.20	0.155
4	500	1.18	1.36	1.40	1.32	0.118
5	1000	0.65	0.65	0.62	0.64	0.017
6	2000	0.60	0.59	0.69	0.63	0.053
7	4000	0.75	0.76	0.60	0.70	0.092
8	8000	1.19	1.11	1.32	1.21	0.108
9	16000	1.31	1.40	1.41	1.38	0.057
10	32000	0.79	0.76	0.74	0.76	0.027

(c)						
Días	Volumen ml	G1	G2	G3	$\Sigma\mu$	S
1	62.5					
2	125	1.11	1.07	1.06	1.08	0.026
3	250	2.47	2.24	2.11	2.27	0.182
4	500	3.65	3.6	3.52	3.59	0.066
5	1000	4.3	4.25	4.14	4.23	0.082
6	2000	4.9	4.84	4.83	4.86	0.038
7	4000	5.65	5.66	5.42	5.58	0.136
8	8000	6.85	6.71	6.75	6.77	0.072
9	16000	8.15	8.11	8.16	8.14	0.026
10	32000	8.95	8.87	8.9	8.91	0.040

Tabla XXI. Análisis de varianza de una vía aplicado a la sumatoria de las divisiones de *C. infusorium*, con el medio Fert II.

Fuente	Grados de libertad	Σ de cuadrados	Cuadrado medio	Prueba F	P
Factor	2	0.07	0.04	0.01	0.995
Error	24	161.98	6.75		
Total	26	162.05			

Tabla XXII. Relación de costos de los reactivos que constituyen los medios F, Fert I y Fert II.

Medio F	g/l	Costo \$/g	Costo \$/l
Nutrientes mayores			
Nitrato de Sodio	150	0.21	31.50
Fosfato de Sodio monobásico	10	0.15	1.50
	Subtotal 1		33.00
Metales traza			
Cloruro Manganoso	36	0.75	27.00
Cloruro de Cobalto	2	0.98	1.96
Sulfato Cúprico	1.96	0.26	0.51
Sulfato de Zinc	4.4	0.20	0.88
Molibdato de Sodio	1.26	1.02	1.29
	Subtotal 2		31.63
	g/l		
Cloruro férrico	6.3	0.40	2.52
EDTA disódico	8.7	0.38	3.31
	Subtotal 3		5.83
Vitaminas			
	mg/l	costo mg/l	
Biotina cristalizada	1	0.43	.43
Cianocobalamina	1	0.19	.19
Tiamina clorhidrica	200	0.0027	.54
Amortiguador	g/l	costo g/l	
	Subtotal 4		1.16
			71.62
		IVA 15%	10.74
TOTAL			82.36
	g/l	Costo \$/g	Costo \$/l
Medio Fert-I	30	0.06	1.80
Medio Fert-II	30	0.06	1.80

Tabla XXIII. Estimación promedio de los parámetros poblacionales de *B. plicatilis*, en un cultivo creciente con diferentes microalgas, G = prueba, rot/ml C.U.T. = Crecimiento por unidad de tiempo, P.C. = % del crecimiento, Ke = tasa de crecimiento diario y T. D. P. Tiempo de duplicación de la población.

Días	Volumen ml	G1	G2	G3	Promedio	C.U.T.	P.C.(%)	Ke	Huevos/Día	T. D.P.
<i>K. obesa</i>										
1	62.5	12	12	12	12					
2	125	21	19	17	19	7	58.3	0.4595	0.6630	1.5083
3	250	35	39	31	35	16	84.2	0.6109	0.8814	1.1345
4	500	69	73	62	68	33	94.3	0.6642	0.9582	1.0436
5	1000	103	123	112	112	44	65.6	0.5043	0.7276	1.3743
6	2000	179	189	182	183	70	62.8	0.4873	0.7030	1.4224
7	4000	268	310	299	292	109	59.5	0.4667	0.6733	1.4852
8	8000	418	451	433	434	141	48.5	0.3953	0.5703	1.7535
9	16000	523	599	549	557	123	28.3	0.2495	0.3600	2.7777
10	32000	607	687	651	648	91	16.4	0.1518	0.2190	4.5662
<i>S. quadricauda</i>										
1	62.5	12	12	12	12					
2	125	35	35	43	37	25	213.3	1.1421	1.6478	0.6069
3	250	35	57	71	54	16	44.4	0.3675	0.5303	1.8859
4	500	73	84	108	88	34	62.6	0.4862	0.7015	1.4255
5	1000	112	128	166	135	47	53.2	0.4268	0.6157	1.6241
6	2000	143	164	211	172	37	27.6	0.2435	0.3513	2.8466
7	4000	151	172	237	186	14	8.1	0.0780	0.1125	8.8870
8	8000	193	219	292	234	48	25.7	0.2289	0.3303	3.0278
9	16000	236	272	354	287	52	22.5	0.2026	0.2924	3.4203
10	32000	264	299	381	314	27	9.5	0.0908	0.1310	7.6354
<i>C. infusorium.</i>										
1	62.5	12	12	12	12					
2	125	15	16	13	14	2	21.7	0.1961	0.2830	3.5342
3	250	24	33	24	27	12	84.9	0.6148	0.8871	1.1273
4	500	50	63	48	53	26	98.5	0.6857	0.9893	1.0108
5	1000	75	106	86	89	35	66.0	0.5071	0.7316	1.3668
6	2000	131	164	141	145	56	63.3	0.4902	0.7072	1.4140
7	4000	197	269	231	232	87	59.9	0.4692	0.6770	1.4771
8	8000	307	392	235	311	79	34.0	0.2927	0.4223	2.3677
9	16000	384	520	425	443	131	42.3	0.3528	0.5090	1.9645
10	32000	446	597	504	515	72	16.4	0.1518	0.2190	4.5670

Tabla. XXIV. Aclimatación de *B. plicatilis*, para ser utilizado en la alimentación de larvas de peces de agua dulce. (Temperatura 26 ° C)

Día	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
Salinidad o/oo	35	32	29	26	23	20	17	14	11	8	5	2

Tabla XXV. Crecimiento poblacional promedio de *B. plicatilis* / ml con diferentes tipos de alimento, considerando los huevos portados. NRCH = número de rotíferos considerando los huevos. (Salinidad 15 ‰)

Días	NRCH/ml	Fecundidad	Rotíferos/ ml	Huevos / ml
<i>K. obesa</i>				
1	12	0.71	7	5
2	19	0.73	11	8
3	35	0.75	20	15
4	68	0.62	42	26
5	112	0.61	70	42
6	183	0.58	116	67
7	292	0.84	159	133
8	434	0.57	277	157
9	557	0.55	360	197
10	648	0.57	412	236
<i>S. quadricauda</i>				
1	12	0.33	9	3
2	37	0.57	24	13
3	54	0.60	34	20
4	88	0.55	57	31
5	135	0.57	86	49
6	172	0.61	107	65
7	186	0.56	120	66
8	234	0.59	148	86
9	287	0.55	185	102
10	314	0.41	223	91
<i>C. infusorium</i>				
1	12	0.71	7	5
2	14	0.46	10	4
3	27	0.69	16	11
4	53	0.49	36	17
5	89	0.62	55	34
6	145	0.60	91	54
7	232	0.54	151	81
8	311	0.58	197	114
9	443	0.63	271	172
10	515	0.68	306	209

Tabla XXVI. Estimación promedio de los parámetros de crecimiento poblacional de *D. magna*, con diferentes tipos de microalgas como alimento, en matraces de 2 litros. C.U.T. = Crecimiento por unidad de tiempo, P.C. = porcentaje de crecimiento, Ke = tasa de crecimiento

Día	Matraz 1	Matraz 2	Matraz 3	Promedio	C.U.T./72 h	P.C. %/72h	Ke / 72 h
<i>K. obesa</i>							
1	1	1	1	1			
4	1	1	1	1	0	0	
7	24	25	6	18	17	1700	2.890
10	84	89	76	83	65	382	1.528
13	435	209	145	263	180	277	1.153
17	819	747	216	594	331	184	0.814
19	750	1349	156	751	157	47	0.234
22	2941	3700	2345	2995	2244	1429	1.383
<i>S. quadricauda</i>							
1	1	1	1	1			
4	1	1	1	1	0	0	
7	26	27	29	27	26	2600	2.770
10	28	30	41	33	6	23	2.598
13	488	227	530	415	382	6367	0.805
16	920	811	988	906	491	129	0.571
19	1144	1466	1298	1302	396	81	0.339
22	1880	1987	1768	1878	576	145	0.684
<i>C. infusorium</i>							
1	1	1	1	1			
4	1	1	1	1	0	0	
7	21	19	8	16	15	1500	3.295
10	381	159	105	215	199	1327	0.200
13	718	570	157	481	266	134	2.531
16	677	1029	850	852	371	139	0.780
19	1078	1374	1137	1196	344	93	0.362
22	2579	2824	1711	2371	1175	342	0.366

Tabla XXVII. Estimación promedio de los parámetros de crecimiento individual de *D. magna* con diferentes tipos de microalgas. P. C. = porcentaje de crecimiento, Kc = tasa de crecimiento. (Valores en micras).

Día	Daphnia 1		Daphnia 2		Daphnia 3		Promedio		Crecim. / 72 h	V. P. %	Kc / 72 h
	Ancho	Largo	ancho	largo	Ancho	Largo	Ancho	Largo			
<i>K. obesa</i>											
1	500	800	500	800	500	800	500	800			
4	1,150	1,850	1,050	1,600	1,450	2,000	1,216	1,816	1,016	127	0.820
7	1,400	2,150	1,500	2,150	1,600	2,400	1,500	2,233	417	23	0.207
10	1,750	2,550	2,000	2,800	1,750	2,600	1,833	2,650	417	19	0.171
13	2,200	3,000	2,300	3,250	2,200	3,000	2,233	3,083	433	16	0.151
16	2,500	3,300	2,500	3,500	2,250	3,000	2,416	3,266	183	6	0.058
19	2,900	3,900	2,850	3,850	2,450	3,300	2,733	3,683	417	13	0.120
22	3,100	4,250	3,100	4,250	3,100	4,350	3,100	4,283	600	16	0.151
25	3,400	4,500	3,200	4,450	3,200	4,400	3,266	4,450	167	4	0.038
28	3,500	4,700	3,450	4,450	3,350	4,500	3,433	4,550	100	2	0.022
<i>S. quadricauda</i>											
1	500	800	500	800	500	800	500	800			
4	1,100	1,550	1,100	1,650	950	1,450	1,050	1,550	750	94	0.661
7	1,350	2,000	1,250	1,600	1,250	1,650	1,283	1,750	200	13	0.121
10	1,600	2,350	1,600	2,300	1,700	2,450	1,633	2,366	616	35	0.302
13	1,800	2,600	1,700	2,400	1,800	2,400	1,766	2,466	100	4	0.041
16	2,050	2,800	2,000	2,900	2,050	2,800	2,033	2,833	367	15	0.139
19	2,300	3,100	2,300	3,100	2,150	3,000	2,250	3,066	233	8	0.079
22	2,600	3,200	2,800	3,950	2,450	3,300	2,616	3,483	417	14	0.128
25	2,800	3,700	2,950	4,150	2,800	3,700	2,850	3,850	367	11	0.100
28	3,250	4,250	3,100	4,300	3,300	4,400	3,216	4,316	466	12	0.114
<i>C. infusorium</i>											
1	500	800	500	800	500	800	500	800			
4	1,200	1,750	1,150	1,750	1,100	1,700	1,150	1,733	933	117	0.772
7	1,350	2,000	1,250	1,700	1,350	1,900	1,316	1,866	133	8	0.073
10	1,650	2,350	1,450	2,200	1,600	2,350	2,116	2,300	434	23	0.209
13	1,800	2,500	1,750	2,350	1,850	2,550	1,800	2,466	166	7	0.069
16	2,000	2,650	2,150	2,750	1,950	2,600	2,033	2,666	200	8	0.077
19	2,350	3,200	2,500	3,400	2,250	3,000	2,130	3,200	534	20	0.182
22	2,750	3,750	2,950	3,850	2,750	3,650	2,816	3,750	550	17	0.158
25	3,000	4,050	3,100	4,200	2,950	4,050	3,016	4,100	350	9	0.089
28	3,100	4,350	3,250	4,400	3,200	4,300	3,183	4,350	250	6	0.059

Tabla XXVIII. Estimación promedio de los parámetros de crecimiento en micras (L) de *C. auratus* con tres diferentes dietas, durante 60 días. I. C. = incremento de crecimiento, P. C. = % de crecimiento, Ke = Tasa de crecimiento.

Días	Acuario 1	Acuario 2	Acuario 3	Promedio	I. C.	P.C %	Ke
Dieta 1							
0	5000	5000	5000	5000			
10	9000	9150	10000	9383	4383	87.7	0.6295
20	14500	14650	14700	14617	5233	55.8	0.4432
30	19000	21000	20500	20167	5550	38.0	0.3219
40	25500	25650	28000	26383	6217	30.8	0.2687
50	32000	34000	33500	33167	6783	25.7	0.2288
60	43500	43000	44000	43500	10333	31.2	0.2712
Dieta2							
0	5000	5000	5000	5000			
10	7000	8000	7500	7500	2500	50	0.4055
20	10500	9500	10000	10000	2500	33.3	0.2877
30	14000	13500	12500	13333	3333	33.3	0.2877
40	15500	16500	17000	16333	3000	22.5	0.2029
50	17000	18000	19500	18167	1833	11.2	0.1064
60	21500	22500	24000	22667	4500	24.8	0.2213
Dieta 3							
0	5000	5000	5000	5000			
10	6500	7000	6500	6667	1667	33.3	0.2877
20	10500	9000	9500	9667	3000	45.0	0.3716
30	13500	14000	15000	14167	4500	46.6	0.3822
40	16500	16000	17000	16500	2333	16.5	0.1525
50	19000	18500	20000	19167	2667	16.2	0.1498
60	22500	22500	23000	22667	3500	18.3	0.1677

Dieta 1 = alimento vivo (rotíferos y cladóceros)

Dieta 2 = mezcla de leche + huevo+ alimento balanceado

Dieta 3 = alimento balanceado

Tabla XXIX. Estimación promedio de los parámetros de crecimiento de *T. trichopterus*, con tres diferentes dietas, durante 60 días. I. C = incremento de crecimiento, P. C. = % de crecimiento, Ke = Tasa de crecimiento. Valores en micras.

Días	Acuario 1	Acuario 2	Acuario 3	Promedio	I.C.	P.C. %	Ke
Dieta 1							
0	3000	3000	3000	3000			
10	7500	9500	8500	8500	5500	183.3	1.0415
20	13000	13150	14000	13383	4883	57.5	0.4539
30	19000	21000	20000	20000	6617	49.4	0.4017
40	24500	24650	24700	24617	4617	23.1	0.2077
50	30000	32500	31500	31333	6717	27.3	0.2413
60	38500	39500	40500	39500	8167	26.1	0.2316
Dieta 2							
0	3000	3000	3000	3000			
10	5000	6500	5500	5667	2667	88.9	0.6313
20	9500	10000	8500	9333	3667	64.7	0.4947
30	12000	13500	11000	12167	2833	30.4	0.2624
40	14500	15000	13500	14333	2167	17.8	0.1570
50	18000	19500	17500	18333	4000	27.9	0.2390
60	23500	24500	24000	24000	5667	30.9	0.3988
Dieta 3							
0	3000	3000	3000	3000			
10	6500	5000	6500	6000	3000	100.0	0.6931
20	10000	8500	9000	9167	3167	52.8	0.4187
30	12500	10500	12000	11667	2500	27.3	0.2390
40	15000	14500	16000	15167	3500	30.0	0.2624
50	17500	18500	18000	18000	2833	18.7	0.1655
60	23500	24000	22000	23167	5167	28.7	0.2469

Tabla XXX. Estimación promedio de los parámetros de crecimiento de *B. splendens*, con tres diferentes dietas, durante 60 días. I. C. = Incremento de Crecimiento, P. C. = % de crecimiento, Ke = Tasa de crecimiento. Valores en micras.

Días	Acuario 1	Acuario 2	Acuario 3	Promedio	I.C.	P.C. %	Ke
Dieta 1							
0	2000	2000	2000	2000			
10	7500	7650	7500	7550	5550	277.5	1.3284
20	12000	14000	14050	13350	5800	76.8	0.5700
30	16000	18000	17500	17167	3817	28.6	0.2515
40	18000	20000	19500	19167	2000	11.7	0.1102
50	23500	23650	23700	23617	4450	23.2	0.2088
60	39500	40000	38500	39333	15717	66.5	0.5101
Dieta 2							
0	2000	2000	2000	2000			
10	4500	5000	6500	5333	3333	166.7	0.9783
20	7000	7500	8000	7500	2167	40.6	0.3365
30	10500	9500	10500	10167	2667	35.6	0.3001
40	12000	12000	13000	12333	2167	21.3	0.1906
50	15000	16500	17500	16333	4000	32.4	0.2776
60	27500	26000	26500	26667	10333	63.3	0.4886
Dieta 3							
0	2000	2000	2000	2000	2000		
10	4500	4500	5000	4667	2667	133.3	0.8459
20	7000	8000	7500	7500	2833	60.7	0.4700
30	10000	11000	10500	10500	3000	40.0	0.3365
40	13500	14500	14000	14000	3500	33.3	0.2852
50	17000	18000	17500	17500	3500	25.0	0.2231
60	23500	24000	23500	23667	6167	35.2	0.3001