



INFORMES TÉCNICOS

INSTITUTO ESPAÑOL DE OCEANOGRÁFIA

CULTIVO DE DORADA Sparus aurata L.
EN EL CENTRO COSTERO DEL MAR MENOR
DURANTE LA TEMPORADA 1978 - 1979

por

Aurelio Ortega, Eladio Santaella,
Alicia García, Mercedes Olmedo y
José Benito Peleteiro

RESUMEN

Se describen en este trabajo las experiencias de cultivo de dorada Sparus aurata L. en el Centro Costero del Mar Menor durante el invierno 1978-79. Se fijaron las condiciones idóneas de la puesta y se hicieron dos experiencias de alimentación larvaria para ver la influencia sobre el cultivo del acortamiento de la fase de alimentación con nauplius de Artemia adelantando a la vez la fase de alimento inerte.

SUMMARY

In this contribution we describe the experiments carried out on Sparus aurata L. in our centre during the winter of 1978-79. The optimum conditions for the spawning were established. Two studies were made on the feeding of larvae to assess the influence of the shortening of the Artemia nauplii uptake periode and to anticipate the artificial feeding.

1. INTRODUCCION

Existen muchos factores que hacen de la dorada, Sparus aurata L. una de las especies de mayor interés con vista a su cultivo industrial por lo que se ha incluido como preferente dentro de los planes de trabajo del Centro Costero del Mar Menor en Murcia (SE de la Península Ibérica) del Instituto Español de Oceanografía; entre dichos factores cabe señalar los siguientes:

1º. Presenta una alta velocidad de crecimiento, pudiendo alcanzar la talla comercial (250 g) al final del primer año de vida.

2º. Tiene una notable capacidad de adaptación a amplias variaciones de los parámetros ambientales.

3º. Alcanza una muy aceptable cotización en el mercado pudiendo oscilar el precio de primera venta de ejemplares de 250-300 g entre unas 650 ptas/kg, los producidos por sistemas de cultivo tradicionales en los esteros de las salinas de la región de Cádiz, y las 1300 ptas/kg los de las pescas del Mar Menor.

Este último hecho es consecuencia de que la demanda de esta especie en el mercado crece progresivamente, mientras que la oferta disminuye de forma alarmante debido probablemente a la sobrepesca ejercida sobre los stocks; éste es el caso de una pesquería tradicional como la del Mar Menor en la que las capturas medias anuales han disminuído desde los 56750 kg de finales del siglo pasado hasta los 9750 kg actuales, correspondiendo éstas cifras al 14% del total de las capturas de la zona en el primer caso y al 3% en el segundo.

Como consecuencia se ha potenciado el estudio de la dorada en distintos centros españoles y extranjeros. Entre los primeros cabe señalar las experiencias llevadas a cabo en los laboratorios del Instituto de Investigaciones Pesqueras de Castellón (SAN FELIU, J.M. et al., 1976 y RAMOS, J., 1978) y de Cádiz (ARIAS, A. 1976 y 1977 y ARIAS, A. & E. PASCUAL, 1979), y del Plan Marisquero y de Cultivos Marinos de la Región Suratlántica (PEMARES) (PEREZ RODRIGUEZ, J.M.com.per.). Las investigaciones realizadas en otros países se han circunscrito principalmente a los de la cuenca mediterránea, en especial a Francia (BERNABE, G., & F. RENE, 1973; BERNABE, G., 1976; PERSON-LE RUYET, J. & P. VERILLAUD, 1980), Italia (ALESSIO, G., 1974 y 1975; ALESSIO, G. & P. BRONZI, 1974 a y b; ALESSIO, G., G. GANDOLFI & B. SCHREIBER, 1975 y 1976; y LUMARE, F. & P. VILLANI 1970, 1971 a y b, y 1973 a y b) e Israel (GORDIN, H. & G.W. KISSIL, 1975/76; y GORDIN, H. & Y. ZOHAR, 1978).

En nuestro laboratorio las primeras experiencias sobre cultivo larvario comenzaron en 1975, habiendo sido objeto de una comunicación previa los resultados obtenidos en el periodo 1975-77 (ODAI, M. et al. 1978).

En el presente trabajo se relacionan dos experiencias realizadas en el invierno de 1978-79, si bien se harán referencias someras a otras llevadas a cabo en este período y en el año anterior; en cualquier caso, la finalidad de las mismas era la confirmación de los resultados obtenidos en años precedentes con objeto de estar en disposición de abordar el cultivo industrial de la especie.

2. MATERIAL Y METODOS

2.1. Reproductores

Los reproductores utilizados procedían de tres orígenes diferentes:

1º. Ejemplares cultivados en el laboratorio producto de experiencias de cultivo larvario de años precedentes.

2º. Ejemplares capturados en pescas comerciales en el Mar Menor mediante trasmallos o redes "morunas" (redes fijas tradicionales).

3º. Ejemplares pescados en las "encañizadas" (1) del Estado que son regentadas por la dirección de nuestro laboratorio.

Los reproductores recogidos en la encañizada se colocan en tanques con agua de mar y aireación para trasladarlos en barco al laboratorio; durante el transporte el agua se renueva periódicamente para mantener temperaturas bajas y la calidad del medio.

Una vez en el laboratorio, y antes de pasar los ejemplares a los tanques de estabulación, se anestesian con MS 222 Sandoz para pesarlos, medirlos y ver el estado de madurez. En caso de que tuvieran lesiones ocasionadas por el transporte o por rozamientos con las cañas de las paranzas, se les da un baño de Furanace (2) durante 10 minutos.

La estabulación de los reproductores se llevó a cabo en dos tipos de tanques, ambos de hormigón de las siguientes características:

a) Un primer tipo de dimensiones 4.73 x 5.65 x 1.80 m y de unos 50000 l de capacidad útil, usado principalmente para la estabulación durante largos períodos de tiempo.

b) Un segundo tipo de 1.85 x 4.70 x 0.90 m y de unos 7000 l, empleado más frecuentemente como tanques de desove.

(1) Las "encañizadas" son artes de pesca fijos constituidos por barreras de cañas trenzadas que forman calles y terminan en unos corrales o "paranzas". Estos artes se sitúan en los canales o "golas" que comunican el Mar Menor con el Mediterráneo de manera que al producirse cada año la migración de los adultos para realizar la puesta quedan atrapados en los corrales donde pueden permanecer varios días sin sufrir grandes daños.

(2) Furance Gránulo 10%. Dainippon Pharmaceutical Co; Ltd. Distribuido por Bioter-Biona S.A.

La alimentación de los peces durante su permanencia en las instalaciones se llevó a cabo a base de pescado fresco triturado (Boops boops L.) principalmente y de cangrejo (Carcinus mediterraneus).

A partir del mes de noviembre de 1978 los reproductores disponibles se repartieron en dos grupos:

a) Un total de 12 ejemplares, cuyo sexo no pudo ser determinado por no encontrarse los machos maduros y sobre los que no se ejerció ningún tipo de manipulación posterior, fueron colocados en un tanque de 7000 l en espera de una posible puesta espontánea. Atendiendo a la distribución de tallas de los mismos la proporción ♀ : ♂ debe considerarse comprendida entre 1:1 y 1:2.

b) Un segundo grupo constituido por 8 ♀ y 13 ♂ permaneció en un tanque de 50000 l; el peso de los machos osciló entre 500 y 800 g y el de las hembras entre 750 y 2800 g.

Las hembras del segundo grupo fueron inyectadas con gonadotropina coriónica humana (GCH) (Laboratorios Leo, Madrid), en dosis de 1 U.I. por gramo de peso de pez, a intervalos de 48 horas.

2.2. Producción de alimento vivo

2.2.1. Fitoplancton

Las necesidades de fitoplancton fueron cubiertas íntegramente con el flagelado marino Tetraselmis sp. de aproximadamente 16 um de tamaño en cultivo monoespecífico.

El proceso de producción tiene lugar en una cámara isotérmica graduada permanentemente entre 20 y 22°C y con iluminación continua a base de tubos fluorescentes de 40 W.

El agua utilizada en estos cultivos procede del Mar Menor y es sometida a filtrado a través de una batería de filtros CUNO MICROWYND II de polipropileno de 100, 10 y 1 um conectados en serie, y a esterilización por un sistema de tubos de luz ultravioleta; para la renovación de cepas el agua se hace pasar además por un filtro de celulosa (MILLIPORE) de 0.45 um.

La esterilización del material de vidrio utilizado se llevó a cabo en una estufa a 180°C durante 2 horas o en autoclave a 1 atmósfera durante 20 minutos. El resto del material, tanques, mangueras, cubos, etc., se mantiene en lejía comercial diluida 1/1000.

El medio de enriquecimiento del agua de mar es el propuesto por WALNE, P.R. (1970); para el cultivo en grandes volúmenes se recurrió a un medio simplificado compuesto por:

SO ₄ (NH ₄) ₂	0.1 g/l
CO ₂ (NH ₂) ₂	0.02 g/l
PO ₄ HNa ₂	0.01 g/l

A este medio se añadió en ocasiones EDTA y Fe en las proporciones correspondientes al medio de WALNE.

El medio para grandes volúmenes da buenos resultados alcanzándose concentraciones de 0.5-0.8 x 10⁶ cél/ml. Sin embargo, su utilización daba lugar a un aumento excesivo en la concentración de nitritos (NO₂⁻) en el medio, por lo que finalmente se recurrió al medio de WALNE en especial para cultivar el fitoplancton destinado a los tanques de larvas.

El proceso de producción de fitoplancton consta de tres niveles:

1º. Mantenimiento de cepas puras y axénicas de 100 ml en matraces Erlenmeyer de 250 ml de capacidad.

2º. Cultivo en matraces esféricos de 6 l.

3º. Cultivo en masa en tanques de polietileno y poliéster de 200 y 500 l de capacidad respectivamente..

El fitoplancton producido se utilizó principalmente para dos fines:

a) Para alimentar al rotífero (Brachionus plicatilis) previamente a su administración a las larvas de dorada, ya que se observó que el rotífero alimentado exclusivamente con levadura de panificación tenía escaso valor nutritivo. A resultados similares han llegado científicos japoneses en el caso de Chrysophris major (KITAJIMA, C. et al., 1979).

b) Administrado directamente a los tanques de cultivo larvario al objeto de mantener el rotífero en buen estado al seguir alimentándose en los mismos, y para mantener entre límites aceptables la calidad del agua de forma que se retrase en lo posible la necesidad de renovación. Los volúmenes de fitoplancton destinados a esta finalidad oscilaron entre 20-30 l/día por cada 1000 l de cultivo larvario.

En la fig. 1 están representadas las curvas de crecimiento del fitoplancton en las condiciones descritas.

2.2.2. Rotífero

La primera fase de alimentación larvaria se cubrió, al igual que en años precedentes (ODAI, M. et al., 1978), con el empleo del rotífero Brachionus plicatilis, O.F. Müller.

El cultivo se lleva a cabo en tanques de hormigón de 7000 l manteniendo permanentemente un stock de tres tanques con un número total de rotíferos que varía alrededor de 1500 x 10⁶ individuos.

La alimentación durante la fase de mantenimiento se realiza únicamente con levadura de panificación. La levadura es adquirida en general semanalmente y mantenida en nevera a unos 6°C por períodos en ningún caso superiores a 15 días. La dosis diaria administrada varía entre 1 y 2 g por millón de individuos, repartida en cuatro tomas entre las 10 y las 18 horas; ésta dosis se divide en dos preparaciones de mañana y tarde realizando una suspensión homogénea en agua del grifo, mediante un agitador magnético, a una proporción máxima de 100 g de levadura por litro de agua.

Los controles diarios sobre el cultivo se reducen a la determinación de la temperatura del agua y al contaje, por muestreo, del número de individuos por ml y del porcentaje de hembras con huevo; este último dato se considera un índice del estado del cultivo, de forma que su descenso

hasta valores próximos al 20% señala la necesidad de renovar el medio. Esta renovación se realiza recogiendo el rotífero en una malla de 62 μ m y trasladándolo posteriormente a un nuevo tanque con agua filtrada por 1 μ m ésta operación tiene lugar, en condiciones normales, a los 15-30 días de cultivo.

Durante los recuentos diarios se analizan las muestras para localizar posibles elementos contaminantes entre los que pueden encontrarse dinoflagelados tóxicos y ciliados de los géneros Sty-lonichia y Vorticella; en estos casos, su eliminación total o su reducción a niveles aceptables se logra generalmente tras renovaciones continuadas del medio.

Por otro lado, y de forma espontánea, en los tanques de rotífero prolifera una población de copépodos del género Tisbe (probablemente T. furcata) cuya densidad oscila entre 1 y 10 indiv/ml en condiciones normales.

Como indicamos anteriormente, la administración directa del rotífero alimentado con levadura a las larvas da lugar a cuadros de deficiencias alimenticias; en consecuencia, se mantiene el rotífero en un medio con fitoplancton (20 a 25 l a 0.5×10^6 cél/ml) durante al menos 2 horas, tiempo considerado suficiente teniendo en cuenta la presencia de fitoplancton en el tanque de cultivo larvario.

Se han llegado a alcanzar los 1400×10^6 rotíferos en tanques de 6000 l (230 rot/ml) pero lo normal es mantener de 200 a 500×10^6 con unos 100 rot/ml y un 30% de hembras con huevo.

En la fig. 2 se muestra el desarrollo de un cultivo de rotífero en condiciones óptimas (Febrero-Marzo 1978). Se puede observar que la tasa diaria de crecimiento del cultivo oscila alrededor del 10%. En periodos favorables, con densidades bajas, esta tasa aumentó hasta el 25% lo que daría un tiempo de duplicación de la población de 4 días.

2.2.3. Producción de nauplius de Artemia

Los cistes utilizados tienen su origen en las poblaciones naturales de Artemia de las salinas de la región de Cádiz y fueron adquiridos por mediación del Plan Marisquero y de Cultivos Marinos de la Región Suratlántica (PEMARES).

Para la producción de nauplius se ha seguido el método de SORGELOOS, P. et al (1977) que puede ser dividido en tres fases: hidratación, descapsulación e incubación.

. La hidratación de los cistes se hizo en un matraz esférico de 6 l utilizando agua del grifo (proporción máxima: 1 g de cistes por 10 ml de agua) con agitación por aireación intensa. La duración de esta fase es de unas 2 horas.

. La descapsulación tiene por objeto la eliminación de la cápsula o corion de los huevos ya que, además de no ser comestible, lleva siempre gran cantidad de bacterias (esporas) que pueden contaminar los cultivos de larvas. Se realiza en el mismo matraz de 6 l

utilizando lejía (hipoclorito sódico comercial al 5%) en un volumen igual al empleado en la hidratación (2 l), con lo cual, la concentración final de hipoclorito es de 2.5%; se deja actuar a la lejía durante 10 minutos manteniendo una aireación intensa y agitando el matraz de vez en cuando. Transcurrido este tiempo, la cápsula del huevo desaparece y se puede ver el color anaranjado del embrión. Seguidamente se procede al lavado de los cistes en una malla de 100 μ m debajo del grifo hasta que, al olfato, no se aprecien rastros de lejía. Los cistes descapsulados que no son incubados inmediatamente pueden almacenarse en nevera a 1-2°C por períodos de 1-10 días colocados en una malla de 100 μ m para que escurra el agua, sin que ello produzca disminuciones en la tasa de eclosión.

. Para la incubación se emplearon recipientes de metacrilato transparentes de unos 20 l de capacidad. El agua utilizada es la del Mar Menor (42-44% de salinidad), calentada con una resistencia eléctrica con termostato a 30-32°C; la incubación se realiza con aireación fuerte e iluminación permanente por medio de dos tubos fluorescentes convencionales de 40 W.

Con este método la eclosión de los cistes comienza a las 24 horas, alcanzándose los valores máximos a las 29-30 horas.

Después de la incubación, y previo recuento, los nauplius y cistes no eclosionados se recogen en una malla de 100 μ m y se trasladan a recipientes de unos 30 l próximos a los tanques de larvas para su administración a los mismos a lo largo del día. En las ocasiones en que los nauplius no eran utilizados en su totalidad se mantenían hasta el día siguiente en éstos mismos recipientes en una cámara de refrigeración a 2-4°C para evitar su paso al segundo estado larvario con la consiguiente pérdida de valor nutritivo (SORGELOOS, P. com.pers.).

La gráfica de la fig. 3 muestra que en períodos largos de tiempo se pueden llegar a obtener cerca de los 100000 nauplius/g de cistes lo que da un porcentaje de eclosión de alrededor del 33% (1 g de cistes tiene aproximadamente 300000). Los descensos que se observan en este porcentaje no deben ser atribuidos al método empleado sino a la mala calidad de la Artemia por deficiencias en los procesos de recogida y desecación de los cistes.

2.3. Recolección e incubación del huevo de dorada

Para la obtención del huevo se ha recurrido a la puesta y fecundación natural en los tanques de estabulación de los reproductores; en estos se estableció permanentemente un circuito abierto cuyo desagüe se localizó a nivel superficial siendo dirigida el agua, por medio de una lámina de plástico flexible, hacia una malla de 500 μ m colocada dentro de un recipiente al objeto de que los huevos no quedaran en seco.

El huevo fecundado se recolecta diariamente durante el periodo de puesta y se mantiene durante 2 horas aproximadamente en unos embudos de decantación de 8 l para separar el huevo flotante del no fecundado o inicialmente inviable que cae al fondo.

Esta fracción flotante se incubó en recipientes de 100 l de capacidad, de forma cilíndrica con

el tercio inferior cónico, con agua en circuito abierto a un caudal de 0.5 l/min y con aireación desde la mitad de la altura del mismo a un caudal de 0.4 l/min. Diariamente se retiró, por medio de una válvula inferior, el huevo sedimentado. El huevo permanece en los incubadores hasta la eclosión.

Al objeto de disponer de la suficiente cantidad de huevo fecundado que nos permitiera obtener una densidad larvaria en los tanques de cultivo del orden de 100 larvas/l, la incubación de los huevos puestos en días consecutivos se realizó a distinta temperatura (a 11-12°C los del primer día y a 19-20°C los del segundo), de forma que se hiciera coincidir el momento de eclosión de ambas puestas; no se observó que por este hecho hubiera disminuciones aparentes en las tasas de eclosión.

2.2. Cultivo larvario

La metodología seguida coincide, en general, con la reseñada en un trabajo anterior (ODAI, M. et al., 1978).

Los tanques utilizados en las dos experiencias descritas fueron de fibra de vidrio, cilíndricos y de fondo cóncavo; estaban previstos de desagüe central, en forma de rebosadero, cubierto con un cilindro de malla de 315 μ m y localizado a nivel de la capacidad útil de los mismos. La experiencia que llamaremos nº 1 se llevó a cabo en un tanque de 1000 l de capacidad y la nº 2 en otro de unos 1800 l.

El agua utilizada, tanto inicialmente como en las necesarias renovaciones periódicas y en el momento de establecer un circuito abierto, fué la del Mar Menor filtrada a 1 μ m y cuya salinidad osciló durante las experiencias entre 41.5 y 43 ‰.

Atendiendo a las tasas de renovación del agua pueden establecerse tres fases en el período de permanencia de las larvas en los tanques de cultivo:

- 1ª) Una fase inicial en la que esta tasa es prácticamente nula, salvo en lo que se refiere a los aportes diarios de fitoplancton.
- 2ª) Una fase intermedia en la que se renueva parcialmente el volumen del agua.
- 3ª) Una fase final en la que se establece un circuito abierto coincidiendo en general con el aporte masivo de alimento inerte.

A lo largo de las tres fases se realizó un control diario de la temperatura, manteniéndola sobre la del ambiente durante las dos primeras fases por medio de calentadores eléctricos, y utilizando agua precalentada con un intercambiador de calor en las renovaciones periódicas y en el circuito abierto.

Periódicamente se determinó la salinidad del agua con un salinómetro BECKMAN en especial durante la primera fase de cultivo evitándose, mediante el aporte de agua destilada, que se alcanzaran valores excesivamente altos como consecuencia de la evaporación.

La conveniencia de renovar parcialmente el medio de cultivo viene dada por los valores que se alcancen en la concentración de nitritos; las determinaciones se realizan diariamente con un colorímetro HACTCH cuando las concentraciones se encuentran en curva ascendente en la fase inicial, y esporádicamente durante el resto del período, teniendo la prevención de mantener los valores por debajo de 1 ppm.

La estimación de la densidad larvaria a lo largo del cultivo se realizó mediante la toma de muestras de 0.5 l en distintos puntos del tanque y/o mediante los recuentos de las bajas en la limpieza diaria del fondo. Igualmente se determinó cada día, por muestreo, la disponibilidad de alimento vivo en el medio, reponiendo, en su caso, las deficiencias habidas.

Se realizó la curva de crecimiento larvario midiendo un total de 10 ejemplares tomados al azar en días alternos utilizando una lupa binocular con ocular graduado.

La alimentación inerte que se administró estaba constituida por carne triturada de cangrejo Carcinus mediterraneus y por un pienso compuesto seco experimental de la casa BIOTER, de textura similar a la del pienso para trucha, que se tamizó a tres granulometrías: menos de 200 μm , de 200 a 315 μm , y de 315 a 500 μm .

3. RESULTADOS

La puesta se realizó de forma natural teniendo lugar la fecundación en el mismo tanque de estabulación; en los dos grupos de reproductores las puestas fueron parciales, tanto en el que se utilizó GCH para la inducción como en el que el desove fué espontáneo. El período de puesta del primer grupo se extendió desde el 5 de diciembre al 5 de enero y el del segundo entre el 3 de diciembre y el 8 de enero.

El total de huevos obtenidos fué de 6.6×10^6 lo que representa un valor estimado de unos 50000 huevos por hembra estabulada.

La supervivencia del huevo durante la incubación fué muy variable, situándose los valores medios alrededor del 38%.

La viabilidad larvaria presentó distintas características según la procedencia del huevo; así el obtenido del grupo de reproductores inyectados dió lugar a larvas que murieron en el período entre la eclosión y la apertura de la boca. En el caso de las puestas espontáneas las larvas fueron viables en las realizadas entre el 1 y el 5 de enero, ambos inclusive. Para las dos experiencias de cultivo larvario que se llevaron a cabo se emplearon huevos obtenidos en estos días. Estas experiencias se describen a continuación.

3.1. Experiencia nº1

Se utilizaron 112400 huevos de las puestas de los días 1 y 2 de enero cuya tasa de eclosión fué del 75% . Antes de la eclosión el huevo se colocó en un tanque de cultivo de 1000 l con agua filtrada a 1 μ m con una temperatura de 17°C y una salinidad de 42.5 % .

Las condiciones de alimentación de esta experiencia pueden considerarse las normales en este tipo de cultivo, haciendo el período de administración de nauplius de Artemia relativamente largo y retrasando la introducción de alimento inerte hasta que gran parte de las larvas sufrieron la metamorfosis.

Las características físico-químicas del medio se representan en la fig. 4; la temperatura del agua osciló entre los 17 y 19°C durante los 30 primeros días, y entre 18 y 22°C desde ésta fecha hasta el final de la experiencia. La salinidad se mantuvo entre 42.5 y 44 % durante los 25 primeros días; a partir de aquí, y hasta el día 32, se redujo progresivamente mediante aportes diarios de agua destilada hasta 41.5 % , manteniéndose hasta el final de la prueba entre 41.5 y 43% .

La tasa de renovación de agua fué nula hasta el día 17 de cultivo; a partir de aquí se realizaron algunos cambios para igualar la salinidad de la del circuito de agua de mar. El día 33 se comenzó la renovación diaria de parte del volumen del tanque de cultivo; entre éste día y el 41 la renovación fué del 50%. Entre los días 42 y 54 la tasa se duplicó, y entre los días 55 y 63 se triplicó. Desde este día hasta el final de la experiencia se mantuvo el tanque en circuito abierto a un caudal de 5 l/min.

La concentración de NO_2^- no superó en ningún caso valores de 1 ppm, con dos máximos de 0.62 ppm el día 17 y 0.99 el día 34; a partir de este día la concentración se mantuvo por debajo de 0.4 ppm.

Los períodos de alimentación de las larvas fueron los siguientes:

- a) Un período inicial entre los días 4 y 27 de administración exclusiva de rotífero y fitoplancton. La concentración de rotífero en el tanque osciló entre 8 y 9 indiv/ml.
- b) Una fase intermedia de administración conjunta de rotífero y nauplius de Artemia que abarcó desde el día 27 hasta el 50; las concentraciones de alimento oscilaron entre 5 y 12 rot/ml y entre 0.5 y 2 Art/ml salvo accidentes en la incubación de los cistes.
- c) Un tercer período con nauplius de Artemia como alimento vivo entre el día 50 y el final de la experiencia. Se administraron entre 1 y 4×10^6 nauplius por día, cantidad que en general era consumida totalmente en las 24 horas.

En el último período se comenzó la adaptación progresiva a la alimentación inerte añadiendo 10 g/día de pienso hasta el día 60 y 35 g/día hasta el final.

En las fig. 5 y 6 se dan las concentraciones y períodos de administración de alimento vivo.

La fig. 7 muestra la curva de supervivencia del cultivo. Se observa una fuerte mortalidad inicial atribuible a deformaciones congénitas y a la imposibilidad de parte de las larvas de empezar a alimentarse. Esta mortalidad inicial se extendió hasta el día 12 de cultivo con un máximo entre los días 2 y 3; a partir de aquí la mortalidad disminuyó progresivamente hasta situarse la tasa de supervivencia en un 37.5%. A lo largo del resto de la experiencia la mortalidad diaria fué del orden de 0.1-0.5% salvo en tres ocasiones: entre los días 18 y 19 hubo un aumento puntual que representó un 2% de la población y que fué debido a un accidente en la renovación de agua. Entre los días 32 y 37 se produjo una mortalidad acumulada del 5%, normal en este tipo de cultivos, que se supone ocurre siempre al final del proceso de formación de los órganos internos y que se retrasó en este caso por las condiciones especiales del Mar Menor. Al final de la experiencia hubo otro máximo en la mortalidad debido a la adaptación a la alimentación inerte.

La supervivencia final fué del 17.5% y la densidad larvaria en ese momento de 15 larvas/l.

La talla de las larvas se situó alrededor de los 15 mm de longitud total (fig. 6) al final de la experiencia.

3.2. Experiencia nº 2

Se utilizaron 150800 huevos procedentes de las puestas de los días 4 y 5 de enero que dieron una tasa de eclosión del 60%. Este huevo, tras su incubación, se trasladó a un tanque de cultivo con 1500 l de agua del Mar Menor con una temperatura de 14.8°C y una salinidad de 42.5% .

La finalidad de esta segunda experiencia fué conocer la respuesta de las larvas a un acortamiento del período de alimentación viva, en especial el correspondiente a los nauplius de Artemia. Se comenzó la alimentación inerte antes de que aparecieran las primeras postlarvas.

Las condiciones físico-químicas del medio de cultivo se señalan en la fig. 8; la temperatura se situó a partir del día 5 sobre 18°C oscilando desde entonces entre ésta cifra y 21.5°C. Los valores de salinidad fueron en aumento desde 42.5% iniciales hasta los 44.5% del día 28; en este momento se produce un descenso brusco de este parámetro como consecuencia de los obligados cambios de agua, localizándose los valores entre 42 y 42,5 % hasta el final del cultivo.

Hasta el día 28 de cultivo no se realizaron renovaciones del medio; desde esta fecha el volumen de agua se redujo desde los 2000 l que se habían alcanzado hasta 1000 l y se empezó a renovar diariamente el 50% hasta el día 34 en el que esta operación se comenzó a realizar dos veces al día al aumentar la turbidez del agua con los aportes de pienso. El circuito abierto permanente se estableció el día 47 a un caudal de 0.5 - 10 l/min.

La concentración de NO_2^- en el agua ascendió progresivamente alcanzando un máximo de 0.8 ppm en el referido día 28; entre los días 30 y 46 estos valores se situaban alrededor de 0.3 ppm, y de aquí al final de la experiencia no superaron las 0.1 ppm.

Como indicamos previamente, en esta experiencia se pretendió acortar el período de alimentación con nauplius de Artemia en la línea de otro trabajo anterior (ODAI, M. et al., 1978), adelantando además el comienzo de la administración de alimento inerte. Como consecuencia de ello los períodos de alimentación fueron los siguientes:

a) Un período inicial hasta el día 30 de alimentación exclusiva con rotífero y fitoplancton; la concentración del primero se mantuvo la mayor parte del tiempo alrededor de 15 rot/ml.

b) Una fase intermedia de administración conjunta de rotífero, nauplius de Artemia y pienso seco, que se extendió aproximadamente hasta el día 50. La concentración de nauplius de Artemia fué muy inferior a la de la experiencia precedente, alcanzando un máximo entre 1 y 1.5 nauplius/ml sólo en seis ocasiones.

La dosis de pienso seco osciló entre 0.6 y 1.5 mg por larva.

c) Un período final de administración exclusiva de alimento inerte a base de pienso seco en dosis de 4.4 mg por larva y de cangrejo triturado en dosis de 12 mg por larva.

En la fig. 9 se dan las concentraciones de rotífero y Artemia a lo largo de la experiencia y en la fig. 10 los períodos de alimentación viva e inerte y la curva de crecimiento de las larvas.

En la fig. 11 se da la curva de supervivencia de las larvas en la que se pueden observar los dos picos típicos de mortalidad, el inicial acumulado entre los días 3 y 5 y el intermedio entre los días 25 y 30. Además de estos máximos hay otros dos cuando se disminuyó la alimentación con nauplius de Artemia entre los días 35 y 40 y a partir del día 50 al final de la experiencia; la mortalidad acumulada en estos dos períodos, atribuible a carencias alimenticias por escasez de Artemia y rotífero (debida al circuito abierto), y a deficiencias en el pienso, alcanzó el 18 %, por lo que la supervivencia teórica es similar a la de la experiencia nº1.

La talla media de las larvas fué de 12.5 mm (fig. 10) al final de la experiencia.

4. DISCUSION Y CONCLUSIONES

Uno de los principales inconvenientes que tiene el cultivo de la dorada es la irregularidad de las puestas y su viabilidad. Estos problemas se manifiestan tanto en la supervivencia del huevo durante la incubación, como en la de las larvas recién eclosionadas antes de la apertura de la boca.

En gran parte de la bibliografía consultada se hace mención de estas características por lo que suponemos deber ser una manifestación específica que se presenta de distinta forma según las condiciones ambientales y de manejo.

En nuestro caso, la baja viabilidad del huevo-larva inicial puede verse potenciada por las condiciones físico-químicas del agua del Mar Menor que no parecen idóneas para que las puestas de esta especie tengan lugar. Esta hipótesis se ve reforzada por el hecho de que se produzcan migraciones.

de las especies del Mar Menor para realizar la puesta en el Mediterráneo.

Estas variaciones en la viabilidad de las puestas pueden ser igualmente consecuencia de distintas respuestas a la inducción hormonal. En este laboratorio la utilización de GCH dió resultados negativos en las temporadas 1976-77 (ODAI, M. et al. 1978), 1977-78 (datos no publicados) y 1978-79 (que nos ocupa).

Como consecuencia en el cultivo de la dorada habría que recurrir a las puestas espontáneas que dan mejores resultados y llevan consigo una menor manipulación de los reproductores. Además, habría que mantener las condiciones del medio, principalmente la temperatura y la salinidad, lo más estables posible.

Otra característica de las puestas de esta especie, que tendrá influencia en un proyecto de cultivo industrial, es el hecho de que se realicen parcialmente durante períodos que pueden extenderse, en stocks de reproductores relativamente pequeños, hasta meses. Esta particularidad hace que la cantidad de huevo disponible por día sea inferior al 10% del total de cada hembra, pudiendo esta cifra ser muy baja para conseguir densidades rentables en los tanques de cultivo. En nuestro caso hemos duplicado el número de huevos por día incubando puestas de días sucesivos a diferentes temperaturas (13-14°C y 19-20°C), con lo que se hace coincidir la eclosión sin que se produzcan descensos apreciables en la viabilidad.

Por otra parte las sucesivas experiencias deben ir enfocadas a limitar la alta mortalidad larvaria inicial debida a la imposibilidad de las larvas de acceder al alimento. Esto se podría conseguir, según se indica ampliamente en la bibliografía, con el empleo de presas vivas de menor tamaño que el rotífero.

Pasado este período inicial, la alimentación a base del cultivo del rotífero Brachionus plicatilis puede considerarse muy completa, al menos en las condiciones señaladas en nuestras experiencias y para períodos inferiores a los 25 días de edad de las larvas. Estos buenos resultados serían debidos al buen estado nutricional del rotífero que se alimenta continuamente con fitoplancton en el tanque de cultivo, y a la presencia de copépodos que aparecen en los tanques de larvas y que sirven de complemento a la dieta. El hecho de que el rotífero pueda reproducirse en los tanques de larvas supondría un ahorro en este período de alimentación como ya se puso de manifiesto en experiencias anteriores (ODAI, M. et al., 1978).

Por consiguiente la ampliación del período de alimentación con rotífero permite un ahorro notable en cistes de *Artemia* sobre todo si las condiciones ambientales obligaran a ampliar el período de cultivo larvario.

La última fase crítica del cultivo, el paso a la alimentación inerte, de resultados negativos si empieza antes de la metamorfosis de las larvas (10 mm de talla). Además el pienso de la casa BIOTER, que ha dado buenos resultados para Chelon labrosus (RISSO, 1826) y Dicentrarchus labrax L. no resulta ser el alimento idóneo para la dorada aún administrándolo, en una fase avanzada del cultivo.

Con nuestro recuerdo a José, amigo y compañero,
que con su dedicación y preocupación constante
hizo posible, hasta los últimos días de su vida,
el trabajo en la planta de cultivos de este la-
boratorio.

6. BIBLIOGRAFIA

- ALESSIO, G. 1974. Riproduzione artificiale di orata, Sparus aurata L. (Osteichthyes, Sparidae) Boll. Pesca Piscic. Idrobiol., 29 (2) 133-147.
- ALESSIO, G. 1975. Riproduzione artificiale di orata, Sparus aurata L. (Osteichthyes, Sparidae). 5. Primi risultati sull'allevamento delle larvae e degli avanotti. Boll. Pesca Piscic. Idrobiol. 30 (1): 71-92.
- ALESSIO, G y P. BRONZI. 1974 a. Riproduzione artificiale di orata, Sparus aurata L. (Osteichthyes Sparidae). 1. Reperimento, trasporto, stabulazione e trattamenti ormonali di riproduttori cresciuti nelle Valli Venete. Ateneo Parmense, Acta Nat. 10 (2) : 187-204.
- ALESSIO, G y P. BRONZI. 1974 b. Artificial reproduction of gilthead-bream, Sparus aurata L. (Osteichthyes, Sparidae). Boll. Pesca Piscic. Idrobiol. 29 (2): 123-132.
- ALESSIO, G; G.GANDOLFI y B. SCHREIBER. 1975. Tecniche e metodiche generali di riproduzione artificiali dell'orata Sparus aurata L. (Osteichthyes, Sparidae). Inv. Pesq., 39 (2): 417-428.
- ALESSIO, G.; G.GANDOLFI y B. SCHREIBER. 1976. Induction de la ponte, éleve et alimentation des larves et des alevins des poissons euryhalins. Etud. et Rev., Cons. Gen. Pêche Medit., 55: 143-157.
- ARIAS, A. 1976. Reproduction artificielle de la daurade Sparus aurata L. Etud. et Rev., Cons. Gen. Pêche Medit., 55: 159-173.
- ARIAS, A. 1977. Primeras experiencias de reproducción artificial en doradas, Sparus aurata L. Inv. Pesq., 41 (2): 275-284.
- ARIAS, A. y E. PASCUAL. 1979. Pilot-scale production of sea bream, Sparus aurata L. fry. Int. Counc. Explor. Sea. C.M. 1980/F:6.
- BARNABE, G. y F. RENE. 1973. Reproduction contrôlée et production d'alevins chez la dorade Sparus aurata Linné 1758. C.R. Acad. Sc. Paris, 276 (D): 1621-24.
- BARNABE, G. 1976. Rapport technique sur la ponte induite et l'élevage des larves du loup Dicentrarchus labrax L. et de la daurade Sparus aurata L. Etud. Rev. Cons. Gen. Pêche Medit., 55:63-116.
- GORDIN, H. y G.W. KISSIL. 1975-76. Sparus aurata : a mediterranean fish being cultured in the Gulf of Elat. Collect. Repr. Israel Oceanogr. & Limnol. Haifa. Vol.3: 1 p.

- GORDIN, H. y Y. ZOHAR. 1978. Induced spawning of Sparus aurata L. by means of hormonal treatments. Ann. Biol. anim. Bioch. Biophys., 18(4): 985-990.
- KITAJIMA, C.; S. FUJITA, F. OHWA, Y. YONE y T. WATANABE. 1979. Improvement of dietary value for red sea bream larvae of rotifers Brachionus plicatilis cultured with baker's yeast Saccharomyces cerevisiae. Bull. Jap. Soc. Scien. Fish. 45 (4): 469-471.
- LUMARE, F. y P. VILLANI. 1970. Contributo alla conoscenza delle uova e dei primi stadi larvali di Sparus aurata L. Pubbl. Staz. Zool. Napoli., 38 (2): 364-369.
- LUMARE, F. y P. VILLANI. 1971 a. Prime esperienze di fecondazione artificiale sull'orata Sparus aurata. Riv. It. Piscic, Ittiop., IV (4): 95-97.
- LUMARE, F. y P. VILLANI. 1971 b. Preliminary report on induced spawning and artificial fertilization of Sparus aurata. Bull. Pesca Piscic. Idrobiol., 26 (1-2): 109-112.
- LUMARE, F. y P. VILLANI. 1973 a. Artificial fertilization and larval rearing in Sparus aurata L. (Teleostea, Sparidae). Ichthyologia, 5 (1): 87-97.
- LUMARE, F. y P. VILLANI. 1973 b. Maturità sessuale indotta e fecondazione artificiale in Sparus aurata L. Inv. Pesq. 37 (1): 57-71.
- ODAI, M.; T. IKEGAMI, A. ORTEGA, A. G. ALCAZAR, J. I. ARNAL, E. SANTAELLA, J. GUEVARA, S. SANDINO y L. PEÑALVER. 1978. Experiencias sobre cultivos de larvas de Palaemon serratus, Penaeus kerathurus y Sparus aurata, realizadas en el laboratorio del Mar Menor del Instituto Español de Oceanografía. Bol. Inst. Esp. Oceanogr., IV (1): 3-54.
- PERSON-LE RUYENT, J. y P. VERILLAUD. 1980. Techniques d'élevage intensif de la daurade dorée Sparus aurata L. de la naissance à l'âge de deux mois. Aquaculture, 20: 351-370.
- RAMOS, J. 1978. Experiencias de cultivo de dorada Sparus aurata L. en tanques. Inf. Téc. Inst. Inv. Pesq., 55: 20 pp.
- SAN FELIU, J. M.; F. MUÑOZ, F. AMAT, J. RAMOS, J. PEFFA y A. SANZ. 1976. Techniques de stimulation de la ponte et d'élevage de larves de crustacés et de poissons. Etud. Rev. C.G.P.M., 55: 1-34.
- SORGELOOS, P.; E. BOSSUYT, E. LAVINA, M. BAEZA-MESA y G. PERSOONE. 1977. Descapsulation of Artemia cysts: a simple technique for the improvement of the use of brine shrimp in aquaculture. Aquaculture, 12: 311-316.
- WALNE, P. R. 1970. Studies on the food value of nineteen genera of algae to juvenile bivalves of the genera Ostrea, Crassostrea, Mercenaria and Mytilus. Fishery Invest., London, Ser. 2, 26 (5): 62 pp.

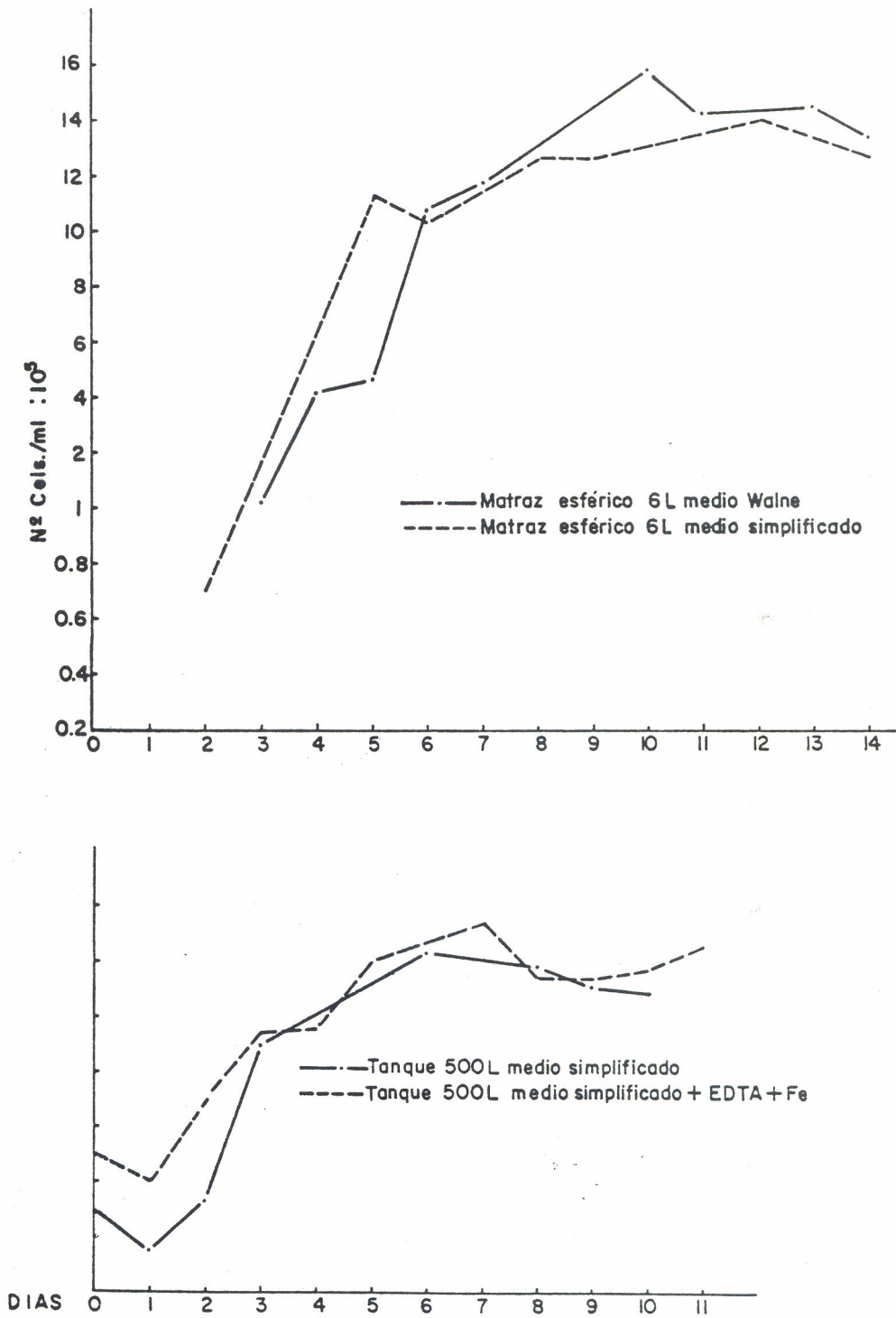


Fig.1: Crecimiento de fitoplancton, *Tetraselmis* sp. en las condiciones descritas utilizando el medio Walne y el medio simplificado para grandes volúmenes.

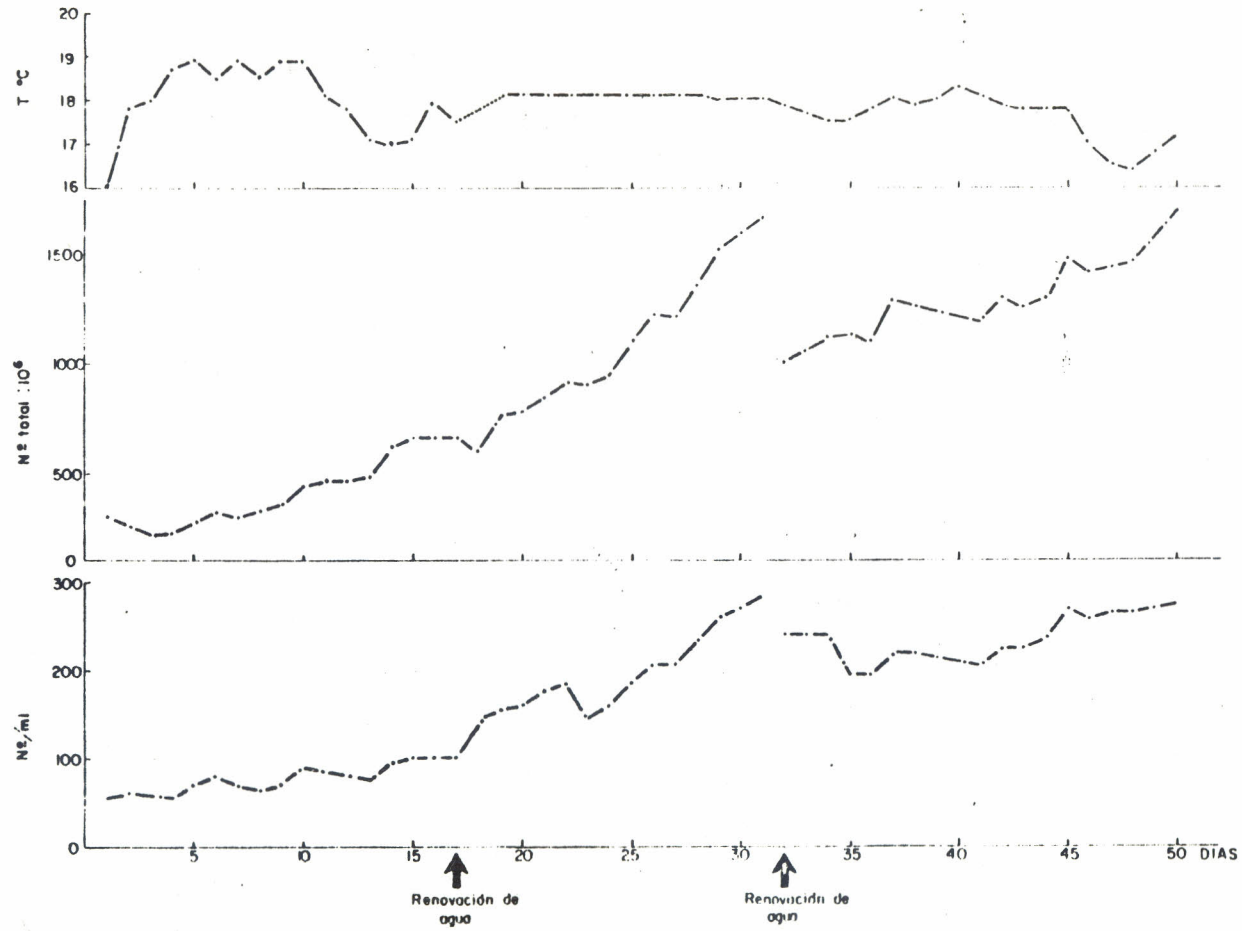


Fig.2: Desarrollo del cultivo en masa del rotífero Brachionus plicatilis en las condiciones descritas en el texto.

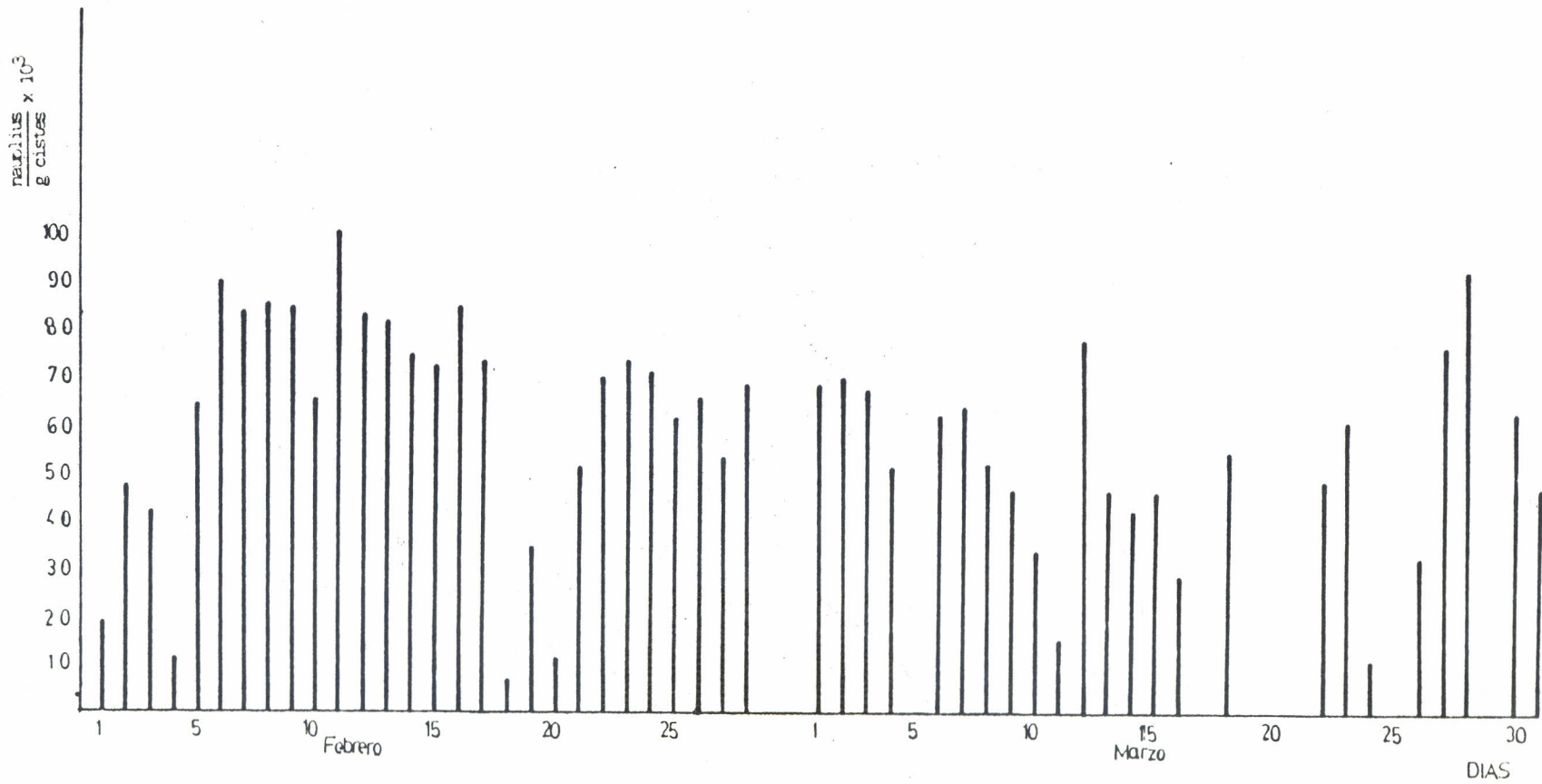


Fig. 3: Tasas de eclosión de Artemia a lo largo de los meses de febrero y marzo de 1979 siguiendo el método de SORGELÓOS, P. et al. (1977).

1 g de cistas de Artemia contiene alrededor de 300000 huevos.

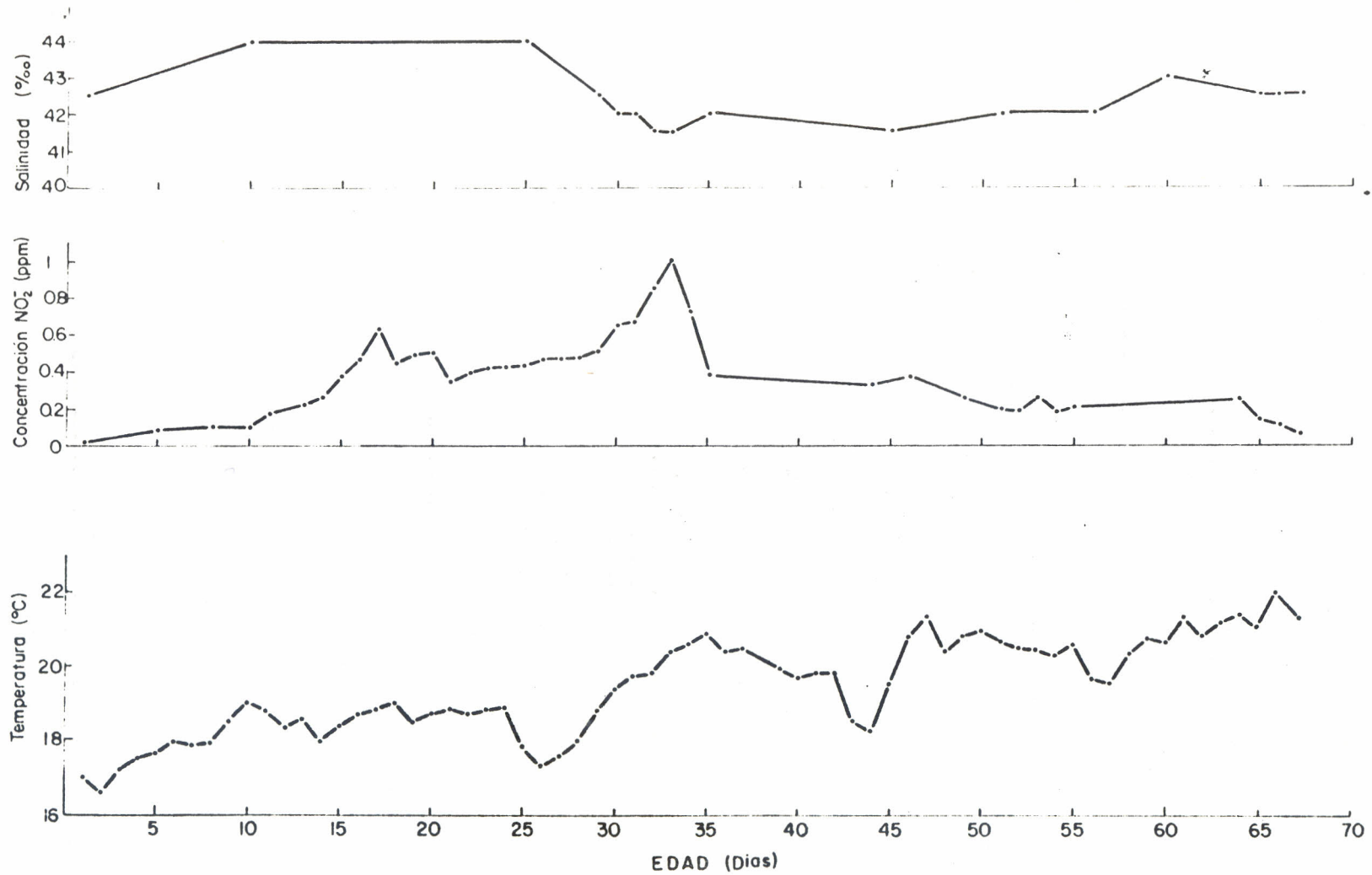


Fig.4: Experiencia-nº 1. Condiciones físico-químicas del medio de cultivo.

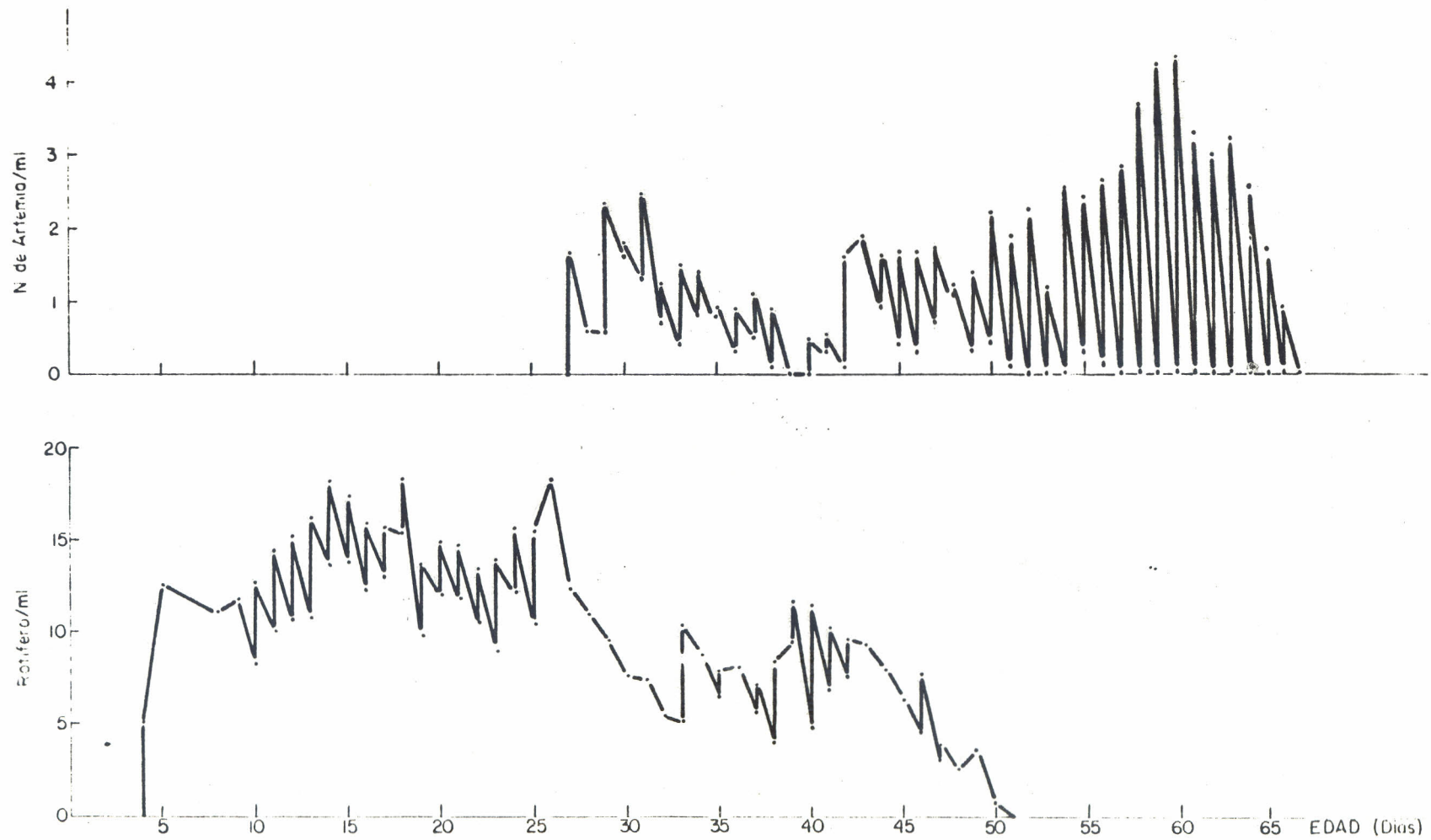


Fig.5: Experiencia nº1. Concentración de alimento vivo, rotífero y Artemia en los tanques a lo largo del cultivo larvario.

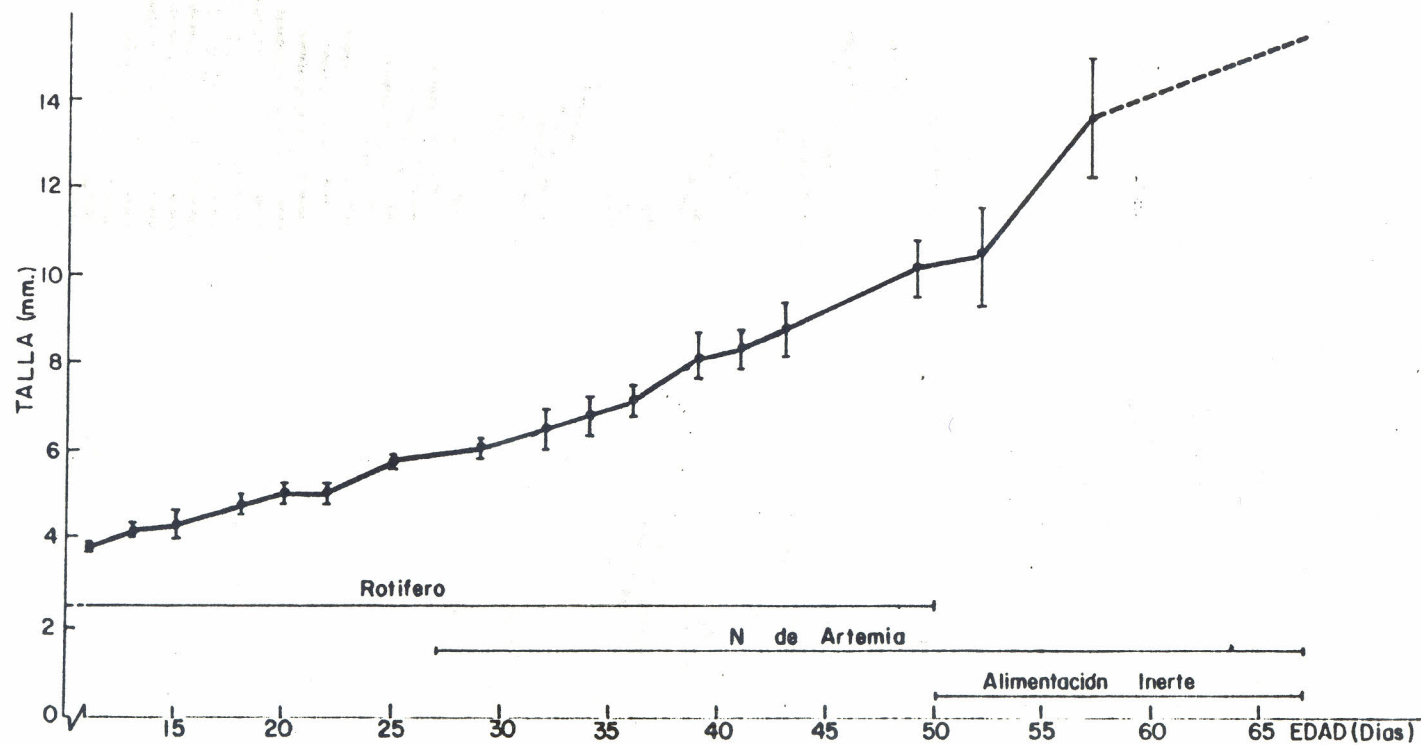


Fig.6: Experiencia nº1. Crecimiento de las larvas en los 60 primeros días de cultivo y periodos de alimentación.

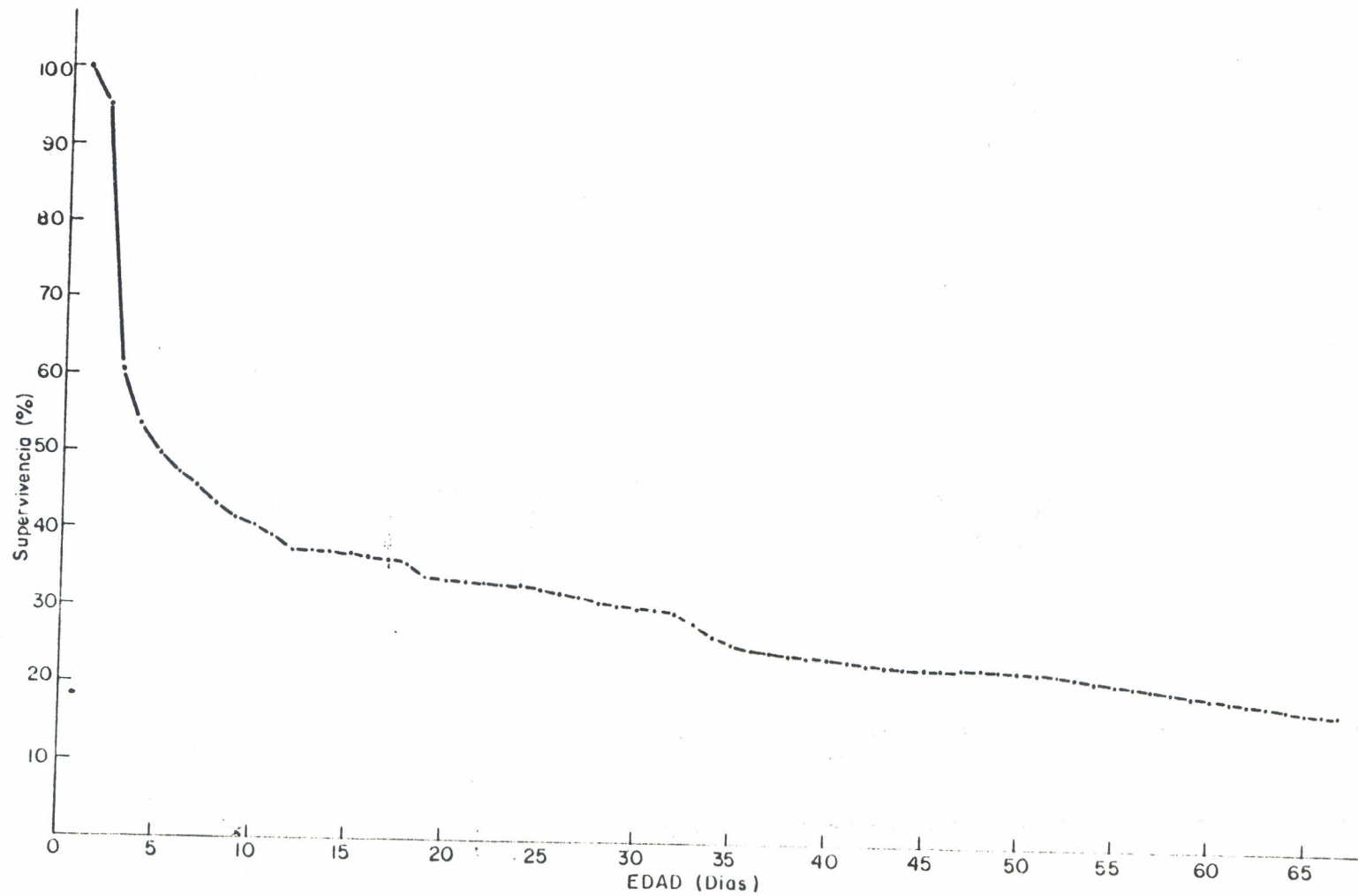


Fig.7: Experiencia nº1. Indices de supervivencia de las larvas en los 60 primeros días de cultivo.

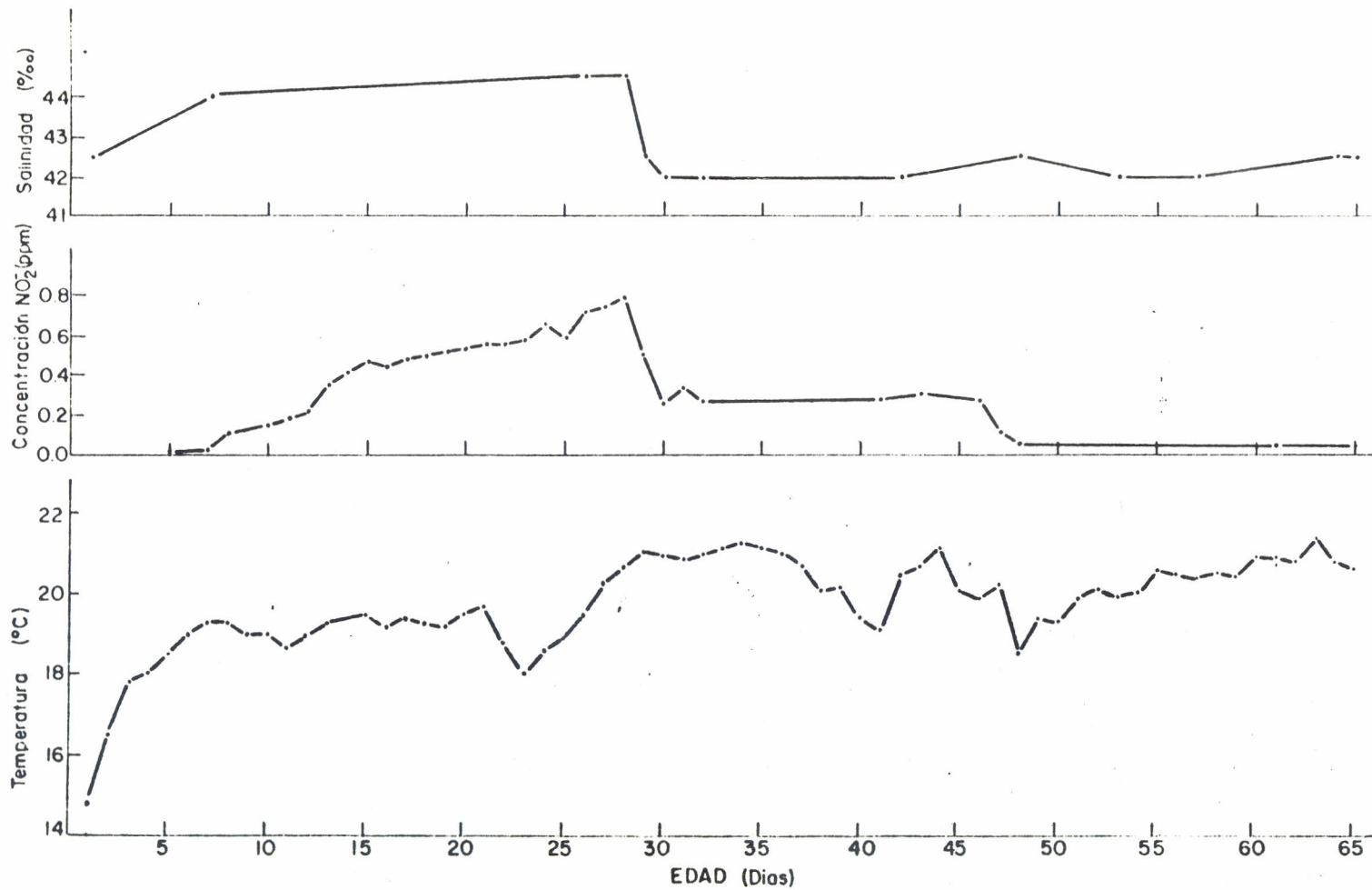


Fig.8: Experiencia nº2. Condiciones físico-químicas del medio de cultivo.

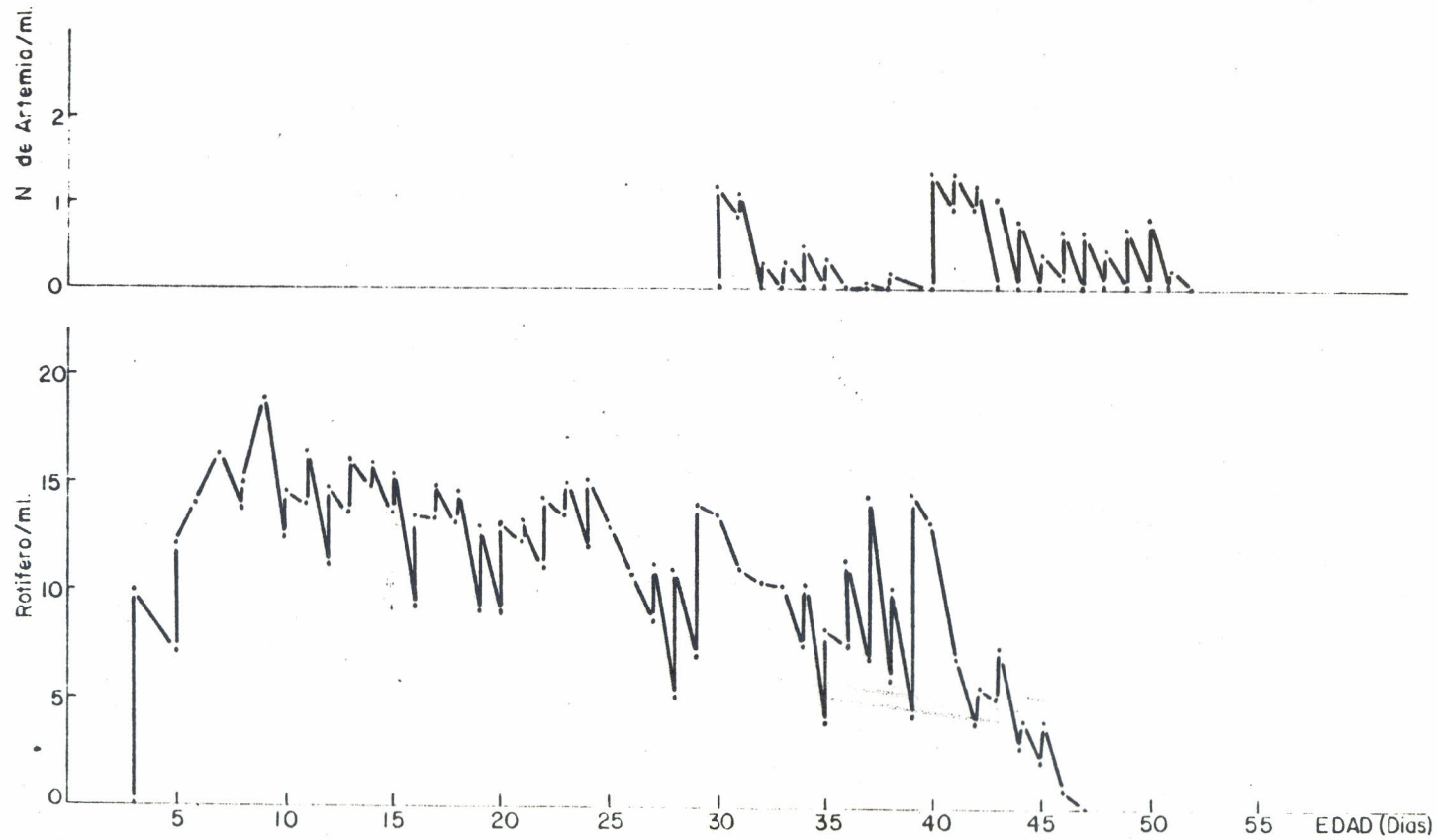


Fig.9: Experiencia nº2. Concentración de alimento vivo, rotífero y Artemia en los tanques a lo largo del cultivo larvario.

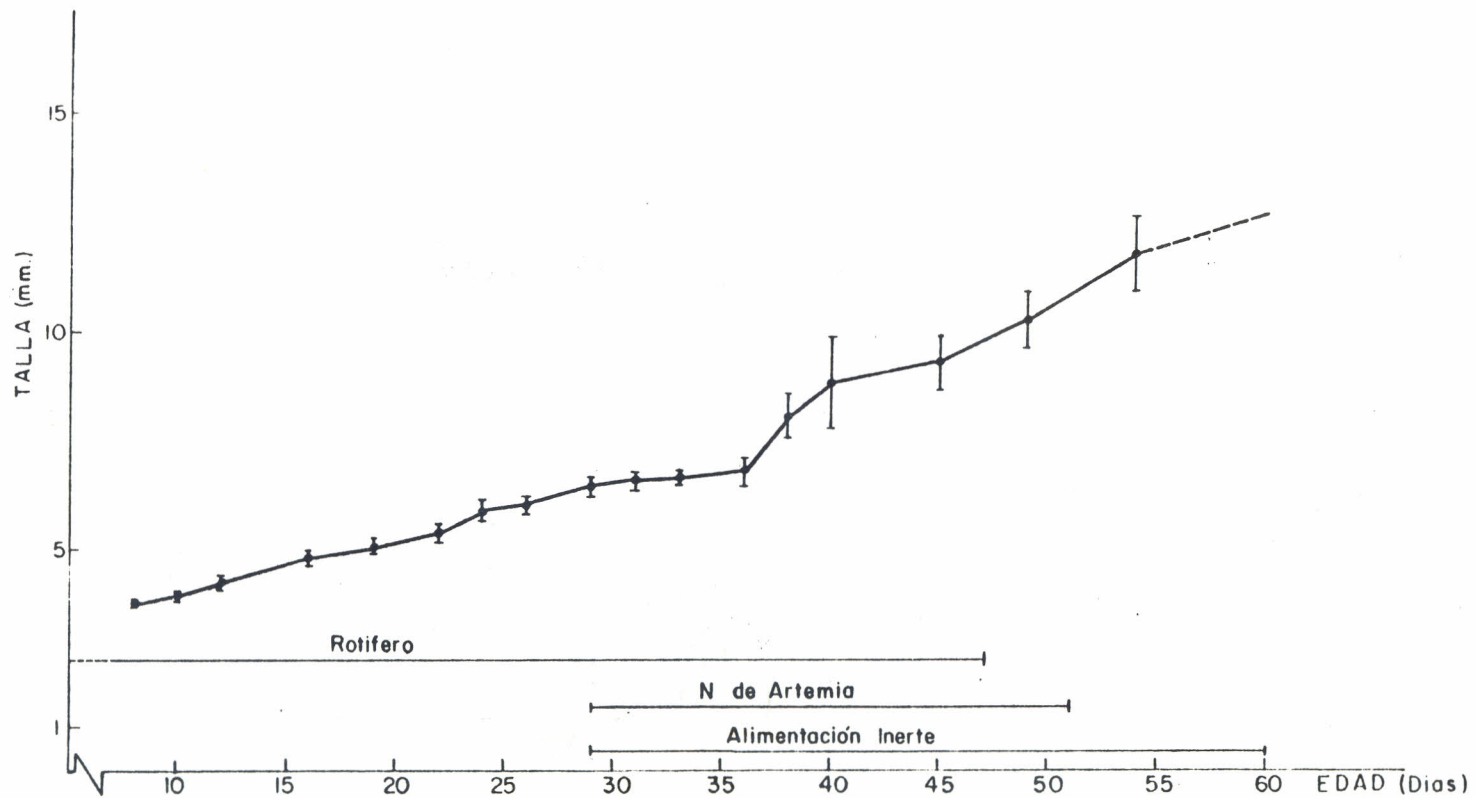


Fig.10: Experiencia nº2. Crecimiento de las larvas en los 60 primeros días de cultivo y periodos de alimentación.

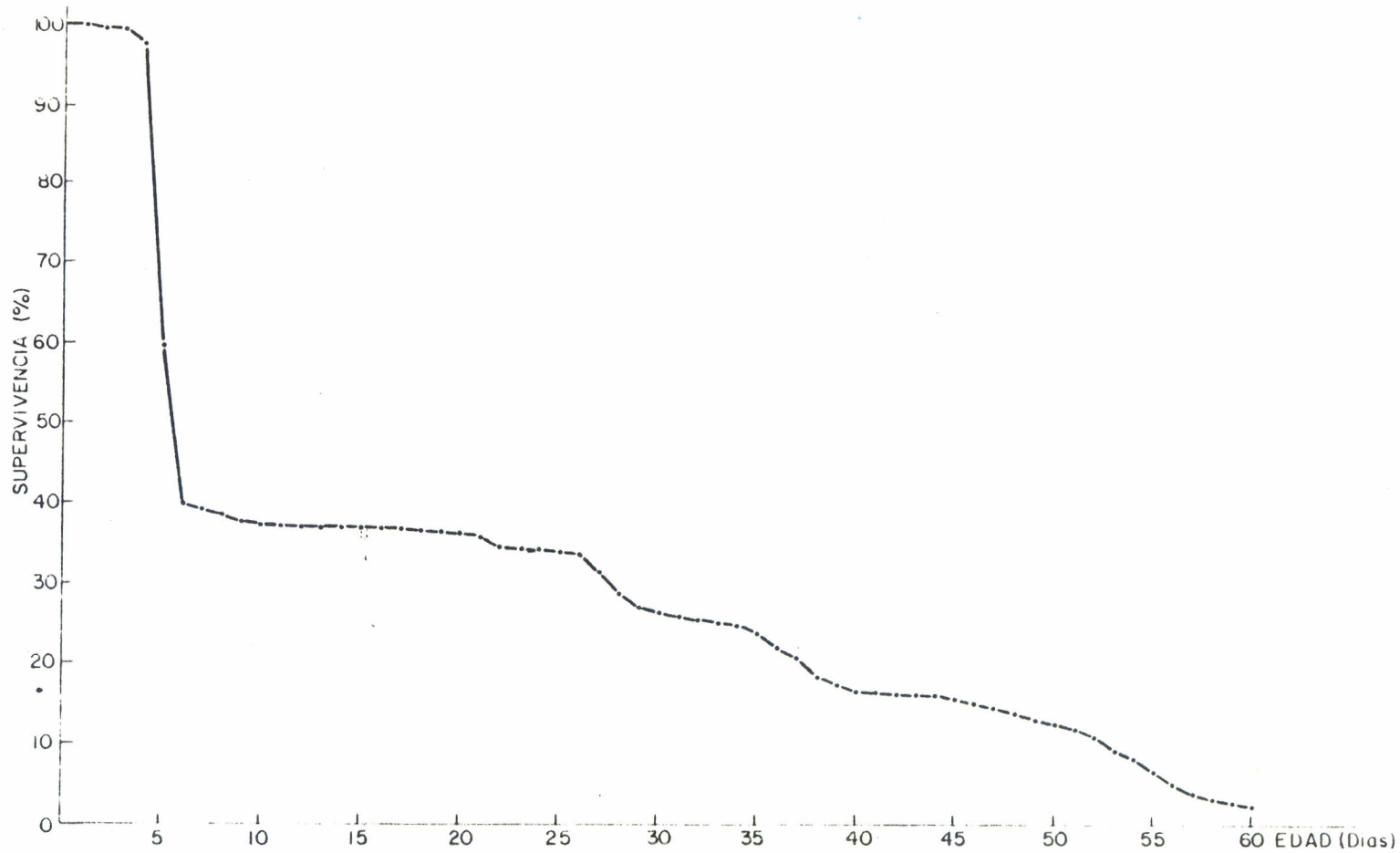


Fig.11: Experiencia nº2. Indices de supervivencia de las larvas en los primeros 60 días de cultivo.