

Algunas experiencias prácticas reproduciendo *A. Percula* y *A. Ocellaris*



Texto: José María Cid Ruiz
Fotos y Dibujos: José María Cid Ruiz

A veces, la naturaleza se torna benevolente con sus imitadores y concede a los acuariólogos ciertas facilidades para reproducir algunas de las especies más bellas. Este es el caso de *A. Percula* y *A. Ocellaris*.

EL MEDIO REPRODUCTOR Y FORMACIÓN DE PAREJAS

• ¿Cómo debe ser el medio idóneo para fomentar la reproducción?

A la hora de reflexionar sobre el medio más adecuado, conviene recordar cómo viven estas especies en la naturaleza. Lo primero que hay que comentar es que la ubicación de «parejas» en el acuario, ya sea específico o comunitario, no es la forma «natural» de existir de estas dos especies, y en general, de todo el género *Amphiprion*. En la naturaleza, *A. ocellaris* y *A. percula* no viven en parejas si no que se agrupan en «clanes» al amparo de una anémona hospedante. La estructura de cada clan se repite de forma invariable: en la cúspide se encuentra un ejemplar notablemente más grande que el resto; una hembra, la cual se encuentra emparejada al siguiente ejemplar en tamaño; y un macho, el cual ya no difiere tan notablemente de los ejemplares más grandes entre los restantes, todos machos a su vez. ¿Por qué todos

machos menos uno?, pues porque la especie es protándrica, es decir, todos los ejemplares nacen machos (en realidad son anatómicamente hermafroditas) y únicamente aquellos que llegan a dominar un clan se transforman en hembras. Si la hembra muere, el macho dominante emparejado con ella se transforma en una hembra funcional y otro macho (uno de los ejemplares hermafroditas con el sexo por determinar, más propiamente dicho) del clan se convierte en el nuevo macho dominante. Si es el macho dominante el que muere, simplemente es reemplazado por otro de los machos del clan. La ventaja del cambio de sexo facultativo es obvia para una especie sedentaria, donde los miembros de cada grupo no pueden desplazarse lejos de la protección de su anémona hospedante sin correr el riesgo de ser devorados por multitud de predadores.

Finalmente, cada clan puede ver incrementada su población con la llegada de nuevos ejemplares que acaban de abandonar el ictioplancton para instalarse en la vida bentónica y

que buscan un grupo que los adopte (ésta es una etapa crítica para ellos, pues de no lograrlo serán inevitablemente devorados). La llegada de ejemplares distantes arrastrados por el ictioplancton provee a los clanes sedentarios de una excelente oportunidad para renovar su «portfolio» genético, en el caso de que el recién llegado llegue algún día a formar parte de la pareja reproductora del clan.

Bueno, ¿y ahora que, «clanes» o «parejas»? Pues la verdad es que ambas estructuras funcionan en cautividad. Se pueden ubicar parejas de *A. ocellaris* y *A. percula* en acuarios específicos de 250 l. con buenos resultados y también se pueden ubicar «clanes» de 4 o 5 ejemplares en acuarios de 450 l. y obtener «estructuras reproductivas» eficaces. Personalmente, casi siempre he comenzado trabajando con parejas que han derivado en clanes, fruto de incorporar muy jóvenes algún ejemplar de su propia descendencia. Curiosamente, estos ejemplares asociados en clan a sus progenitores, no crecerán

al ritmo de sus hermanos lejos del clan, si no que permanecen estancados en un tamaño intermedio que no supera al del macho. Pero he podido comprobar que su estancamiento no es irreversible y que desaparecido el macho dominante por accidente, su crecimiento se acelera para sustituir a su progenitor y emparejarse con la hembra.

Adicionalmente, cabe comentar que la opinión de algunos criadores profesionales es también proclive a disponer, en una primera fase, «pares» en vez de clanes, pues en general, han observado que la fase de formación de parejas es más corta cuando hay dos que cuando hay que «decidir» entre tres o más ejemplares.

Los acuarios deben gozar de buena iluminación, algo más intensa si se ubican los especímenes junto a alguna de sus anémonas hospedantes. Para 250 l. pueden bastar 100 W en tubos fluorescentes o una lámpara hqi/hql de 75 W. Igualmente, no se debe escatimar en la calidad del agua, ni en la frecuencia de los cambios parciales, ni en el aporte



Amphiprion ocellaris, hembra



Amphiprion percula, macho

periódico de elementos traza y vitaminas. Especialmente vigilante hay que estar con el nivel de nitratos (NO_3^-), el cual debe permanecer muy por debajo de los 20 mg/l. si se desean obtener desoves frecuentes y puestas sanas.

— En la alimentación, no hay que descuidar el aporte vegetal, con frecuencia, apreciaremos en sus excrementos la presencia de restos de algas filiformes, si el acuario las contiene. Las papillas compuestas de espinacas, lechuga, *Spirulina*, bazo de ternera, higaditos de pollo, merluza, gamba, mejillón y calamar, con aporte de un compuesto polivitamínico, son muy bien aceptadas. Si bien nada les estimulará más que poder atrapar una buena ración de *A. Salina* adulta viva.

La simbiosis con actinarios mediterráneos es posible, en la foto *A. ocellaris* con *Actinia equina*



Un 'clan' de 5 ejemplares pertenecientes a dos generaciones, en el interior de *Stichodactyla gigantea*.



• ¿Con anémona simbiote o sin ella?

Si por algo es bien conocido el género *Amphiprion*, es por su popular capacidad de vivir hospedado en el entorno de los peligrosos tentáculos de las grandes anémonas tropicales (algunas especies de *Dascyllus* también se asocian temporalmente con anémonas [1]). A pesar que este aspecto de su biología es bien conocido desde hace mucho tiempo, la comunidad científica no termina de decantarse sobre la génesis de dicha capacidad adaptativa. Básicamente, existen dos hipótesis: **Primera:** los *Amphipriones* aportan a su mucus el propio mucus de la anémona, el cual contiene elementos químicos que inhiben el disparo de los nematocistos, presentes en la terminación de los tentáculos, contra la propia anémona (Schlichter y otros). **Segunda:** los *Amphipriones*, tienen un mucus que ha evolu-

cionado en la línea de perder los componentes químicos que disparan los nematocistos de las anémonas, a diferencia de lo que ocurre con las otras especies (Lubbock y otros) [1],[10].

Centrándonos en la pregunta que da título a este apartado, debo señalar que mi experiencia me indica que *A. ocellaris* y *A. percula* se reproducen perfectamente en cautividad sin presencia de anémona.

La incorporación de anémonas al acuario de reproducción será una decisión más orientada con el deseo de reproducir más fielmente las condiciones ambientales naturales que al de la eficacia reproductiva. Una anémona en un acuario reducido, mal iluminado o con una inapropiada ambientación, no desencadenará la puesta por su sola presencia.

Si la decisión es incorporar anémonas tropicales al acuario de la pareja, cabe recordar que

las especies que en la naturaleza se encuentran habitualmente en simbiosis con estas dos especies son: *Heteractis crispata*, *Heteractis magnifica*, *Stichodactyla gigantea* y *Stichodactyla mertensi*.

Adicionalmente a esta enumeración de especies, se acepta de forma bastante generalizada que tanto *Entacmaea quadricolor* como *Macrodactyla doreensis* son, por su adaptabilidad, dos excelentes elecciones para incorporar a un acuario de reproducción de *Amphipriones*.

Personalmente, he adaptado alguna pareja de *A. ocellaris* a la anémona mediterránea *Actinia equina* (ver fotografía) aunque no pasa de ser una simple anécdota, pues las condiciones de temperatura y salinidad de un acuario marino tropical no son las más adecuadas para este invertebrado [10].

• ¿Formación de parejas o parejas formadas?

Bueno, la pregunta podría formularse de esta otra forma, ¿tiene prisa por experimentar con larvas o prefiere no perderse ningún aspecto del proceso? Si se desea disponer rápidamente de parejas reproductoras, han aflorado en los últimos años ofertas de varios exportadores y centros de acuicultura en este sentido.

Personalmente, siempre me ha fascinado la observación de las pautas de conducta que desvencan en la formación de las parejas y por ello prefiero el segundo método.

El proceso de formación de la pareja admite el término matemático de «resolución por aproximaciones sucesivas»: desafíos entre ejemplares, clara dominancia de un miembro sobre el otro, fijación de un territorio, compartición del lugar donde pernoctan, etc... El volumen del acuario es importante en la minoración de las tensiones, sobre todo en las primeras fases.

Partiendo de ejemplares adultos aunque jóvenes, el proceso puede durar de media unos 12 meses. A la hora de la elección de ejemplares sexualmente ya maduros, no en todas las especies la diferenciación es muy aparente: En *A. frenatus* y *P. biaculeatus*, la hembra tiene un tamaño algo superior a dos veces el del macho. Las hembras de *A. clarki* presentan en su aleta caudal pigmentación de color blanco, mientras que machos y juveniles tienen en la misma aleta el pigmento de color amarillo. Los machos de *A. perideraion* presenta pigmentación de borde de color rosa.

Desafortunadamente, en *A. ocellaris* y *A. percula* apenas las hembras son entre 1,25 y 1,35 veces mayores que los



Las parejas pueden efectuar a lo largo de los diez o más años que pueden vivir en cautividad, decenas y decenas de puestas, alternando periodos fértiles con periodos de descanso. En la foto pareja de *A. percula* sobre la puesta.

machos emparejados.

En ejemplares recién importados, pueden presentarse infestaciones por protozoos *Cryptocarium irritans* y/o *Amyloodium* que pueden ser tratados con 0,2 ppm de sulfato de cobre diluido en agua destilada a la que se puede añadir ácido cítrico, con dosis de 1 gota/3,5 l. Mantener constante esta concentración durante dos semanas. En ejemplares salvajes pueden presentar infestaciones del protozoo *Brooklynella hostilis*, los ejemplares manifiestan abundantes secreciones mucosas, dando la sensación de «despelleje» paulatino. Bajo este diagnóstico pueden ser tratados con verde de malaquita.

Las parejas ya formadas de *A. ocellaris* y *A. percula* se manifiestan muy resistentes y tolerantes a los traslados conjuntos de acuario muy al contrario de lo que, a veces, sucede con *P. biaculeatus*, donde la hembra al ser trasladada puede romper unilateralmente los vínculos de pareja bajo estrés, con resultados dramáticos para el macho.

Las parejas son muy longevas; existen reportes de longevidades de 10 y 15 años procedentes de acuarios públicos.

EL INICIO DE LOS DESOVES. LA SECUENCIA PERIODO-DESOVE/PERIODO DESCANSO

• ¿Cómo se desencadena el periodo reproductivo en una nueva pareja?

Desde que dos ejemplares, adultos pero jóvenes, se consolidan como pareja hasta que efectúan su primer desove, puede pasar un número de meses bastante variable de una pareja a otra. Como esta afirmación, sin dejar de ser cierta, reconozco que ayuda muy poco a pronosticar futuros acontecimientos, añadiré, que no hay motivos para pensar que algo va mal si la pareja se demora hasta doce meses antes de efectuar la primera puesta. De hecho, están identificados varios factores que influyen positiva o negativamente en el comienzo de los desoves. Entre los aspectos negativos, cabe destacar que está descrito [6] como los tratamientos curativos para estas especies con el cobre como principio activo, pueden inhabilitar reproductivamente de forma temporal ó mas raramente de forma irreversible, a los ejemplares tratados. Mi experiencia personal me indica que tras varios tratamientos con sulfato cúprico las parejas

así tratadas han continuado reproduciéndose. Entre los factores positivos, especialmente indicados cuando la pareja muestra una conducta de limpieza de superficies potenciales de desove, se encuentran los cambios parciales de agua, que disminuyan de forma abrupta los niveles de nitratos y sulfatos y aumentan la presencia de elementos básicos a nivel de traza. Igualmente indicado, para estimular esos primeros desoves es alimentar a la pareja con raciones de *Artemia salina* adulta viva.

La conducta pre desove de estas dos especies es muy apa-

rente y está centrada en dos actividades principales. De un lado comienza una afanosa limpieza del área elegida para efectuar el desove, generalmente alguna superficie plana de alguna roca del epicentro de su territorio. La segunda actividad consiste en perseguir con inhabitual agresividad a los posibles cohabitantes del acuario. También es apreciable el engordamiento ventral que se produce en la hembra, justo unos días antes de cada desove.

Si bien en los primeros desoves, la pareja puede cambiar el lugar de desove, utilizando dos o tres lugares distintos, con el paso del tiempo se vuelven muy selectivos con el lugar de desove y se desorientan notablemente si éste es extraído del acuario con la puesta. Conviene, por tanto, tener otra roca lo mas similar posible a la original para reemplazarla de forma inmediata.

Está descrito que los desoves tienen lugar preferentemente durante las primeras horas de la mañana [1]. Sin embargo, todos los desoves que tengo filmados en vídeo se han producido al atardecer y por



La formación de una pareja a partir de ejemplares jóvenes puede durar 12 meses. En la foto un 'par' de ejemplares se han aislado del grupo y fijado su ubicación sobre *A. equina*.

medio de ellos he podido establecer que el desove en estas dos especies se puede prolongar desde los cuarenta minutos escasos hasta superar la hora de duración. Repasando las filmaciones se identifica como esquema general, aquel en que la hembra va depositando hileras de huevos en círculos irregulares mediante un oviducto de unos 3mm. grueso y cilíndrico, que prolapsa unas horas antes de comenzar el desove. Simultáneamente a la acción de esta, el macho se entrecruza con ella justo encima de los huevos, procediendo a fecundarlos mediante una papila genital trococónica de 1,5mm., sólo visible durante el desove. Macho y hembra «restriegan» sus vientres sobre la cada vez más numerosa masa de huevos; la hembra depositando nuevos huevos y el macho fecundándolos. Ambos «abanicán» constantemente los huevos con el movimientos de sus aletas pectorales, quizás en una función de distribución homogénea del esperma. Son frecuentes los «chupeteos» de un ejemplar sobre el flanco del otro durante el desove.

Los huevos, translúcidos y de contorno elíptico, tienen un diámetro en su eje mayor de aproximadamente 3mm. en ambas especies. El huevo se fija al sustrato por uno de sus polos, que presenta propiedades adhesivas. La fijación al sustrato es firme, como lo prueba la fuerte resistencia del mismo a la succión mediante diferente útiles.

Una vez efectuada la puesta, la hembra tomará el control absoluto sobre la defensa exhaustiva del territorio mientras el macho vuelca sus actividades en el cuidado y defensa de la puesta. Sobre este esquema general, dos precisiones: primera: cuando la amenaza es

de proporciones alarmantes (por ejemplo, mi mano sumergida), el macho abandona por momentos el cuidado de la puesta y se produce un ataque combinado de la pareja. El coraje que demuestran frente a un enemigo desproporcionado es conmovedor y el efecto de su mordedura impactante (prueben, prueben ustedes mismos y ya me dirán). En ocasiones, la hembra efectúa uno o dos avisos previos al ataque, en forma de acercamiento a la mano, y con un brusco giro de cola emite una onda de presión perceptible por el dorso de la mano. Es una demostración de fuerza que precede por escasos segundos al primer mordisco.

La segunda precisión hace referencia al cuidado de la puesta que efectúa el macho. Infatigable durante horas y ho-

ras «chupeteando» los huevos en acción profiláctica, abanicándolos sin descanso para proveerles de un entorno lo mas ricamente oxigenado y, finalmente, eliminando uno por uno aquellos huevos infértiles que detecte en el seno de la puesta. El como el macho identifica los huevos infértiles no está determinado, pero yo me inclino a pensar que lo hace a través del sentido del gusto; los huevos estropeados deben saber realmente mal (lo extrapolo del comportamiento de algunas especies de incubadores bucales).

• ¿Qué secuencia siguen anualmente en un medio tan estable?

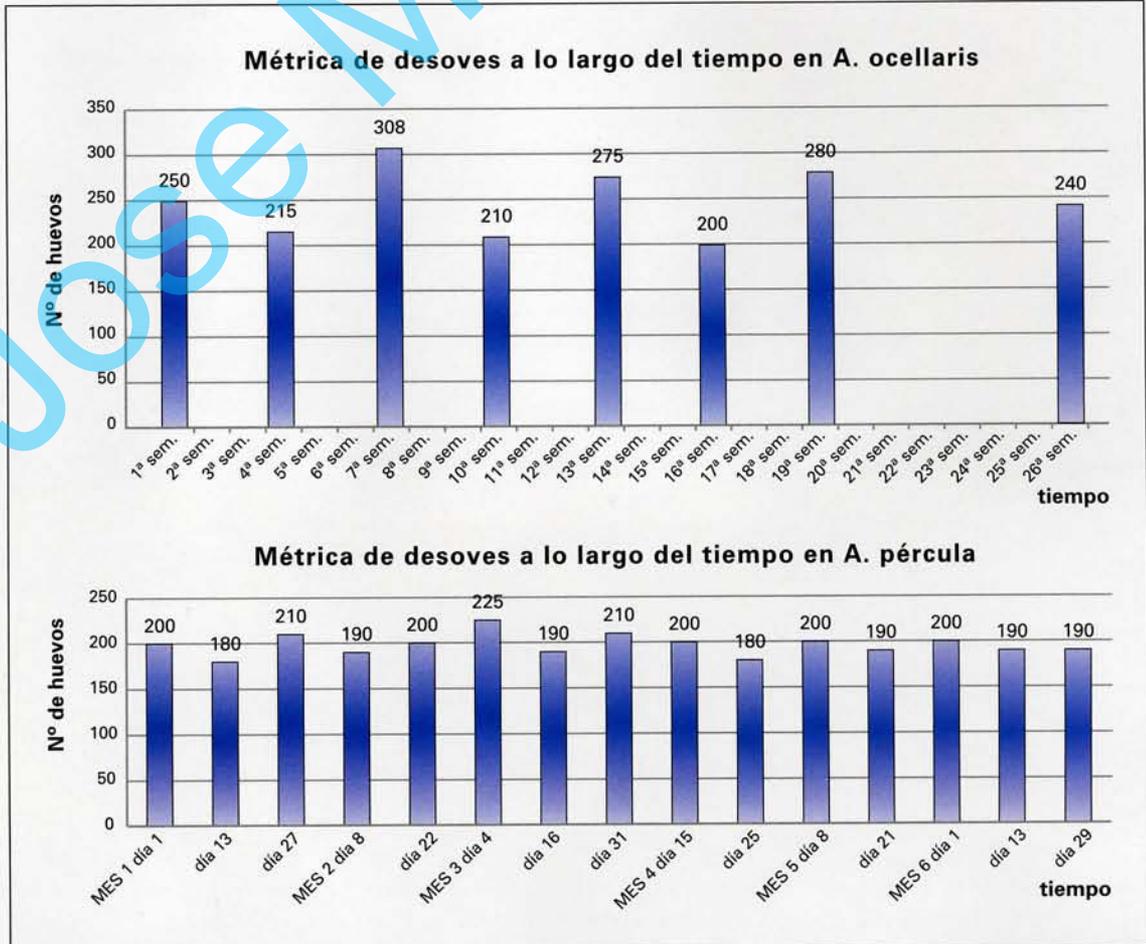
El comportamiento reproductivo de la pareja descrito en el apartado anterior continuará invariable a lo largo de

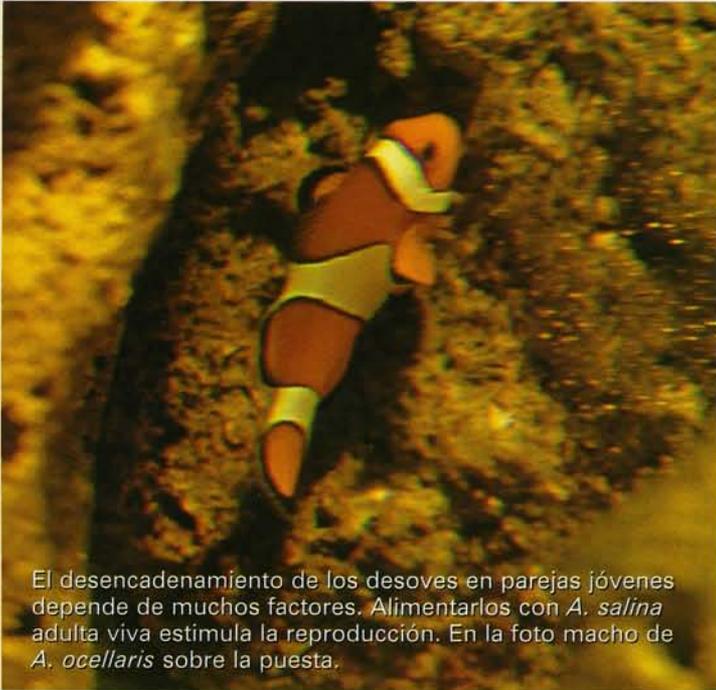
las decenas y decenas de puestas que una pareja adulta fértil puede efectuar a lo largo de los 10 o mas años que puede vivir en un acuario bien mantenido.

Las parejas que he mantenido de estas dos especies han alternado periodos fértiles con periodos de descanso, sin que aparentemente nada en el entorno provoque el tránsito.

Durante los periodos fértiles, es habitual disponer de una puesta cada 2,5 a 3 semanas, con lo cual se puede trabajar con una media de dos puestas al mes que no está nada mal.

El número de huevos por puesta, el número de puestas al mes, la duración de los periodos de desove y de latencia quedan reflejados en las dos gráficas siguientes:





El desencadenamiento de los desoves en parejas jóvenes depende de muchos factores. Alimentarlos con *A. salina* adulta viva estimula la reproducción. En la foto macho de *A. ocellaris* sobre la puesta.

EL NACIMIENTO DE LAS LARVAS. METODOLOGIA DE ECLOSIONES

• ¿Eclósión en aguas libres o eclósión en acuario de desarrollo de larvas?

La pareja cuidará afanosamente la puesta hasta que llegue el momento de la eclósión, la cual sucede una vez completado el desarrollo embrionario que tiene lugar en el interior del huevo.

Si se sigue el proceso día a día, se observará con el microscopio (x20,x40) cómo du-

rante el tercer día ya son visibles, cerebro, cordón espina dorsal y corazón; éste último comenzará a latir al final del tercer día aproximadamente.

Según mi experiencia, *A. ocellaris* ha eclósionado (27-28°C) más frecuente en la noche del noveno día tras el desove y menos frecuentemente en la noche del octavo al noveno día. Sin embargo, *A. percula*, en el mismo rango de temperatura, ha eclósionado invariablemente en la noche del octavo al noveno día. En la literatura especializada están descritos periodos más cortos,

siete días, de desarrollo embrionario para el género *Amphiprion* [1].

Dado que no hay una técnica equiparable al cuidado que el macho de *Amphiprion* prodiga a la puesta, ésta debe permanecer bajo su tutela hasta el atardecer previo a la noche en que esperamos se produzca el nacimiento de las larvas.

Como en muchas otras especies, el ritmo cardíaco se acelera, hasta un 30% el ritmo habitual, en las horas previas a que se produzca la eclósión.

La eclósión de las larvas admite básicamente dos metodologías: eclósión en «medio aislado» y eclósión en «aguas libres»; veámos en que consisten y que ventajas e inconvenientes aportan.

El nacimiento en «aguas libres», es decir, en el propio acuario de mantenimiento en el que se efectúan las puestas, tiene como principal ventaja el que invariablemente se alcanza un 100% de éxito en el número de eclósiones. Está descrito que llegado el momento de la eclósión, la larva rompe el corión con la cola y se libera por la hendidura abierta [6]. Sin embargo, tengo la impresión que el macho de *Amphiprion* no es del todo ajeno a este proceso.

Adicionalmente, este método

evita la manipulación de la puesta y que ésta sufra deterioro alguno con el cambio de medio. Finalmente, cabe reseñar que la perturbación que se produce en la pareja reproductora, debida a la recolección de larvas, es mínima. La recolección de las larvas es el aspecto más cuestionable de este método, dado que por un lado nos obliga a sincronizar nuestra presencia con el momento del nacimiento, y por otro, la recolección es siempre ardua y con un número de larvas no recolectadas estimable. Para sincronizar el momento de la eclósión, proceder en el atardecer de la noche en el que se espera el evento, a desconectar el sistema de filtración y, tras las dos primeras horas de oscuridad, verificar con luz tenue la presencia de larvas; repetir la inspección cada hora hasta verificar la eclósión de la totalidad de la puesta. Para recolectar las larvas se pueden construir todo tipo de «trampas fototrópicas» por el carácter fotófilo de estas larvas. La más habitual consiste en un flotador provisto de una suave luz (una pequeña linterna es suficiente) y sujeto por ventosas a las paredes más favorables del acuario.

El método de eclósión en «medio aislado» se inicia al



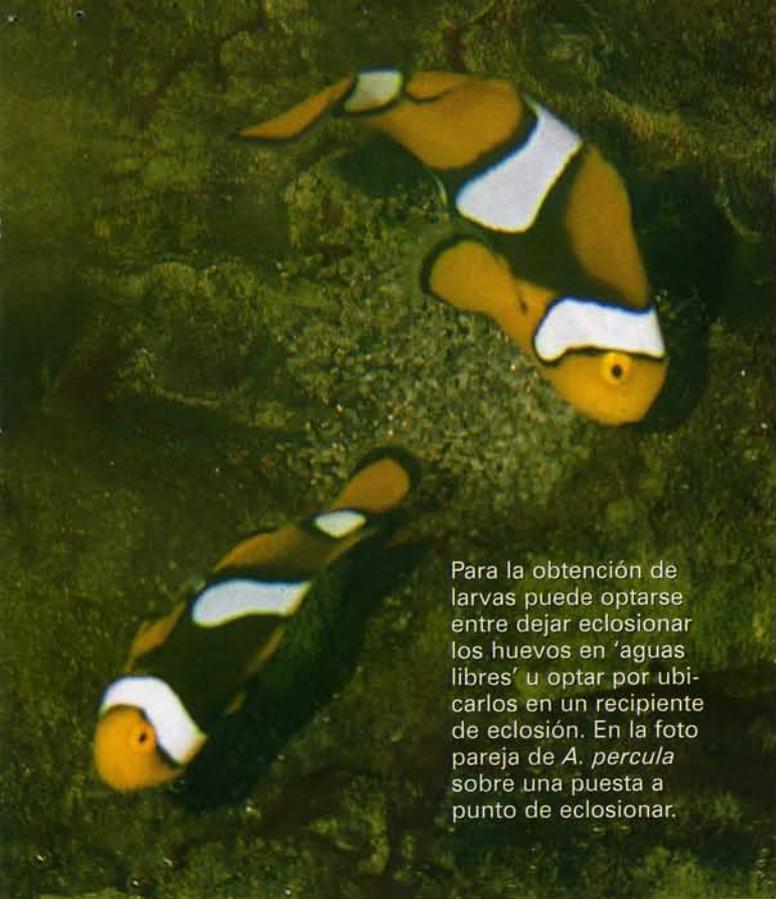
Aspecto del huevo con varios días de desarrollo embrionario en *A. ocellaris* (x20).



Aspecto de la larva recién nacida en *A. ocellaris* (x20).



Aspecto del huevo con siete días de desarrollo embrionario en *A. percula* (x40).



Para la obtención de larvas puede optarse entre dejar eclosionar los huevos en 'aguas libres' u optar por ubicarlos en un recipiente de eclosión. En la foto pareja de *A. percula* sobre una puesta a punto de eclosionar.

igual que el anterior, en el atardecer previo a la noche en la que se espera se produzcan las eclosiones. El acuario de desarrollo de larvas se llena con agua del acuario en el que se encuentra la puesta. La roca u objeto que soporta la puesta es trasladada, ¡siempre sumergida!, de un medio a otro con diligencia. En el nuevo acuario se colocará en un plano vertical al fondo y se le proporcionará una «firme» corriente de agua, cuyo flujo golpee suavemente contra la masa de huevos.

Es muy importante disponer de una segunda roca u objeto

de sustitución similar al que soporta la puesta con la que reponer rápidamente el *statu quo* en la decoración del epicentro del territorio. La desaparición del sustrato habitual donde la pareja desova, perturba y desorienta sensiblemente a la pareja, cuanto antes se reponga la situación de normalidad mejor. Este método comporta siempre un número menor de eclosiones que el anterior, pero con una ejecución meticulosa, el ratio de eclosiones puede encontrarse siempre entre el 80% y el 90% de la puesta fértil.

Si se traslada la roca con la puesta «en seco» y/o en ambiente frío, aunque sea por pocos segundos, el número de eclosiones desciende drásticamente. Tampoco es una opción viable, el proceder a separar los huevos del sustrato, por succión o raspando el extremo de fijación, pues si bien ello es posible, nos encontraremos con la desagradable sorpresa que los huevos correctamente ubicados en un «incubador» similar al utilizado para eclosionar *A. salina* proporcionan un ratio de eclosiones muy reducido. La explicación reside en el hecho que en la mecánica que la larva tiene de romper el corión y salir precisa que la cápsula se encuentre firmemente fijada al sustrato por uno de sus extremos.

Volviendo a la descripción de este segundo método, indicar que, tan pronto se verifica que el proceso de eclosiones ha culminado, se procede a retirar la roca, se sustituye la firme corriente de agua por un suave flujo y se inicia la estrategia alimentaria que se haya planificado, tal y como veremos en el capítulo siguiente.

• Diferentes estructuras para el desarrollo larvario.

Cilindros versus acuarios.

El medio dispuesto para el

desarrollo inicial de las larvas suele contener un modesto volumen de agua, entre 15 y 30 l., dependiendo de la «masa» de larvas que se disponga. Habitualmente, se utiliza a tal efecto pequeños acuarios de formas tradicionales. Sin embargo, muchos criadores profesionales ponen de manifiesto algunos inconvenientes que para el desarrollo de larvas comportan las estructuras con forma de prisma rectangular. Principalmente aducen que en estas estructuras se crean zonas anaerobias en las esquinas, las cuales son foco de innumerables problemas que dificultan la viabilidad de las larvas. Como alternativa, se propone el uso de estructuras cilíndricas en el que la hidrodinámica del medio impide la existencia de esas zonas anaerobias.

Adicionalmente, se obtiene el beneficio de una distribución más homogénea de alimento en la columna de agua en circulación. En dicha columna, favorecida por la geometría del medio, confluyen permanentemente larva y alimento.

Personalmente no dispongo de experiencia comparativa, pues he efectuado todos mis desarrollos de larvas de *Amphiprion* en acuarios estándar, pero sí dispongo de dos cilindros fabricados en meta-



Aspecto de la larva con 20 horas en *A. percula* (x40)



Aspecto de la larva con seis días en *A. ocellaris*.



Aspecto del alevín con quince días en *A. ocellaris*.



Aspecto del alevín con 1 mes en *A. ocellaris*.



Grupo de jóvenes ejemplares con 4,5 meses en *A. ocellaris*.



Aspecto del alevín con veinte días en *A. percula*.

crilato (25 litros de capacidad) con base rectangular, que he utilizado en el desarrollo de larvas de invertebrados y me siento muy confortable con sus prestaciones a tal efecto.

ESTRATEGIA ALIMENTARIA PARA LAS LARVAS DE AMPHIPRION

• **Una boca de 350 micras.**
A lo largo de los años he visto morir miles de larvas de pomacéntridos (*Dascyllus*, *Glyphidodontops* y alguna otra especie más) en mis acuarios de cría y los he visto morir nadando en una «nube alimenticia» de rotíferos; por eso me resulta tan gratificante el desarrollo de larvas de *Amphiprion*. Y todo ello porque una boca de 350 micras es todo ¡un universo de posibilidades!

Diferentes especies de *Amphiprion* vienen reproduciéndose con fines comerciales desde mediados de los años 80. La metodología ha permanecido invariable desde entonces: un organismo zooplanctónico, el rotífero *Brachionus plicatilis* de reproducción partenogenética, con capacidad de duplicar su población cada 3 días y dotado de lentos movimientos en aguas medias,

dispara el instinto de predación de las larvas. La estructura blanda del cuerpo del rotífero facilita la ingestión. Dado que el rotífero tiene escaso valor nutritivo, antes de proporcionárselo a las larvas de *Amphiprion* es alimentado, a su vez, aprovechando su naturaleza filtradora con fitoplancton. El fitoplancton le aporta los ácidos grasos no saturados y las vitaminas necesarios para que una vez ya formando parte de la ingesta de la larva, ésta pueda sintetizar las proteínas necesarias para su correcto desarrollo.

Entre las diferentes especies de microalgas que por su tamaño y valor nutricional son susceptibles de ser utilizadas, recomiendo, por los buenos resultados que he obtenido con ellas, las clorofíceas: *Nannocloropsis oculata*,

Chlorella sp. (5-6 micras) y *Tetraselmis sp.* (19 micras), algo menos nutritiva que las dos anteriores pero más resistente a la fuerte aireación en los cultivos. La crisofíceas *Isochrysis sp.* (10-11 micras) de notable valor nutritivo pero de dificultoso mantenimiento estable en los cultivos.

Siempre que se dispone de más de una especie fitoplanctónica es muy aconsejable alternar la alimentación con ambas, al objeto de ofrecer el más amplio cuadro de nutrientes básicos posible. De igual forma, está ampliamente recomendado por las «hatcheries» profesionales la adición de algún compuesto comercial que incorpore ácidos grasos no saturados, en su defecto yo recomiendo como alternativa natural el uso de aceite de calamar. La adición de estos ácidos gra-

cirse de seis a diez horas antes de que vayan a ser consumidos por las larvas de *Amphiprion*.

Las larvas de *A. ocellaris* y *A. percula* nacen con un tamaño medio de Lt: 3,3 mm, aunque no es infrecuente apreciar diferencias de tamaño entre larvas de una misma puesta. Nacen ya con la boca abierta y con un saco vitelino no demasiado voluminoso. El tiempo que el saco vitelino les proporciona alimentación endógena varía, según la literatura que se consulte, de 36 a 60 horas. Mi impresión personal es que la alimentación endógena es efectiva durante al menos 2 días y medio, pero no mucho más. Me baso fundamentalmente en la observación del hecho, en lo torpes que son las larvas como cazadoras de rotíferos durante el primer e incluso segundo día de vida.



El rotífero *B. plicatilis*, en la foto hembra partenogenética portando el saco de huevos (x20).



Aspecto del alga clorofíceas *Chlorella sp.* 4-5 micras (x400).



Aspecto del alevín con 1 mes en *A. percula*.

de *Amphiprion* cazando rotíferos con 24 o 36 horas de vida? Yo, nunca. Pero aprenden, ¡y de qué manera!, con tres días de edad son buenas cazadoras. La larva que con 60 horas no ha aprendido a cazar rotíferos puede aun vivir 24 o 36 horas más, pero no sobrevivirá.

De todo lo descrito en el párrafo anterior se deduce la necesidad de proporcionar alimento vivo desde el mismo instante que se les proporciona iluminación tras su nacimiento. Hay dos métodos básicos de alimentación de las larvas: **Uno** es hacer aporte periódico de alimento, distribuido en varias tomas. **Otro**, es generar un denso cultivo de rotíferos en el propio acuario de desarrollo de las larvas y mantenerlo con un nivel de concentración de fitoplancton adecuado.

Sea de una manera o de otra, lo que resulta realmente determinante es la densidad del alimento ofrecido. Para algunos autores, el campo visual de las larvas de *Amphiprion* en los primeros días de vida no es muy superior al medio centímetro [6]. Si recordamos que tienen unas 48 horas para «aprender» a cazar, debemos asegurar que el encuentro presa-larva no sea esporádico sino muy frecuente. La forma

de asegurar este objetivo cualitativo se puede expresar cuantitativamente: ofrezcamos un número de rotíferos entre 400 y 600 por larva y día. Para lograrlo, debemos disponer de cultivos óptimos que presenten densidades entre 40 y 60 rotíferos/ml. No es fácil, con medios convencionales, obtener densidades superiores a las citadas.

Volviendo brevemente a la reflexión acerca de la forma de suministrar el alimento, conviene subrayar que una de las ventajas de cultivar rotíferos y larvas en el mismo medio es evitar el efecto de «inmovili-

zación» de los rotíferos al ser trasladados desde su medio de cultivo al acuario de desarrollo de larvas, si hay una diferencia de densidad apreciable entre ambos (*B.plicatilis*, puede ser cultivado en un amplio rango de salinidad, pero tolera mal cambios bruscos de la misma; estando descrito el efecto como «shock osmótico»). Recordemos que la importancia de este efecto radica en el hecho que «un rotífero inmóvil no disparara los mecanismos de predación de la larva». Por esta misma causa, no resulta útil mantener congelados stocks de densos cultivos de rotíferos y suministrárselos posteriormente a las larvas.

Otros alimentos planctónicos susceptibles de ser utilizados con éxito son las larvas de ostra (*Casostreas gigas*, 65 micras), de almeja (*Tapes semidecusantus*, 80 micras) y de erizo de mar (*Arbacia lixula*, 95-120 micras; *Paracentrotus lividus*, 100-155 micras). El lector interesado en profundizar en estas fuentes alternativas de alimentación planctónica puede consultar el libro *Blenidos del Mediterraneo*

(Anarpa/1993, Jose María Cid).

En cuanto a lo que concierne a las condiciones del medio durante la etapa inicial de alimentación planctónica, cabe reseñar que he obtenido igualmente resultados satisfactorios con fotoperiodos de 24 horas y con ciclos noche/día (fotoperiodos de 16 horas). Una menor densidad del agua (1014..1018/ 27°C) es destacada por algunos autores como causa favorable para la obtención de mayores ratios de supervivencia; bajo la hipótesis de un ahorro energético en la osmorregulación interna que la larva de 1 a 2 días de edad obtiene en bajas densidades [6].

Fuera del entorno planctónico, están descritas por «hatcheries» profesionales (C-QUEST, USA), desarrollos de larvas de *A. clarki* y *A. perideraion* con el alga *Spirulina* en forma de polvo disuelta en el medio, con bajos ratios de supervivencia.

Permanecerán bajo esta estrategia alimentaria, por espacio de 8 a 10 días, recibiendo diaria y puntualmente su dieta

Alevines con 5 semanas en las típicas escaramuzas territoriales. *A. percula*.



planctónica. En la naturaleza, las larvas de *Amphiprion* pasan entre 8 y 12 días formando parte del ictioplanctón. En realidad, su periodo larval es muy corto en relación con otros géneros de pomacéntridos [1].

A partir del quinto día, se les comenzará a ofrecer nauplius de *A. salina*. La progresiva aceptación en los días siguientes de esta fuente de alimento significará, por un lado, un salto cualitativo en sus tasas de crecimiento y en el desarrollo de la larva hacia su forma bentónica, pero también supondrá el comienzo de la aparición de algunas bajas, pues la ingestión inicial de nauplius, y más aún metanauplius, tiene sus peligros para la larva poco avezada en la nueva presa (bloqueos en la garganta, daños en el aparato digestivo, etc...). Utilizar razas de *A. salina* de pequeño tamaño es muy conveniente, preferentemente nauplius de 300 micras.



Ejemplar con 4,5 meses en *A. percula*.

día, semana, mes	1d	2d	3d	4d	5d	6d	1s	2s	3s	1m	2m	3m	4m	5m
Alimento seco triturado	-	-	-	-	-	-	-	-	■	■■■	■■■	■■■	■■■	■■■
papilla *	-	-	-	-	-	-	-	-	■	■■■	■■■	■■■	■■■	■■■
copépodos/A.salina adulta	-	-	-	-	-	-	-	■	■	■■■	■■■	■■■	■■■	■■■
nauplius de A.salina	-	-	-	-	■	■	■	■■	■■■	■	-	-	-	-
Rotífero (<i>Brachionus plicatilis</i>) **	■	■	■■	■■■	■■■	■■■	■■■	■■■	■■	■	-	-	-	-
Tamaño cm (para <i>A. Ocellaris</i>)	0,3					0,5		0,7	0,9	1	1,7	2,4	3,1	3,7

* tamizada por mallas de distintos tamaños.
Composición: calamar, gamba, mejillón, pescadilla; higaditos de pollo, bazo; espinacas; espirulina y complejo polivitamínico.

** alimentado con *Chlorella sp.* y *Nannochloropsis gaditana*

■ Ingesta poco significativa
■■ Ingesta significativa
■■■ Ingesta muy significativa

ACUARIO PONZANO

Cria y Distribución de Discos

ENTORNO
NATURA
Distribuidor
Exclusivo en
Zaragoza

Discos de Importación
Precios insuperables

Envíos a toda España

c/Ponzano nº72 Tel. y Fax: 91 533 89 16
E-mail: ponzano@teleline.es



www.acuario-ponzano.com

DESARROLLO DE LA LARVA HASTA EL SUBADULTO.

Resumen: *A. ocellaris***1r día:**

- Las larvas presentan un saco vitelino no demasiado voluminoso. La boca ya se encuentra abierta. No tienen una natación especialmente firme, descansando en el fondo, de costado, durante las primeras horas. Pigmentación formada por numerosos melanóforos.
- Las larvas han sido introducidas en un pequeño acuario de 10 l. donde previamente, se ha desarrollado un denso cultivo de *B. Plicatilis* alimentado con las microalgas *Chlorella sp.* y *Nannochloropsis gaditana*.
- Is. (índice de supervivencia sobre número de eclosiones): 90%. Lt: 3,3 mm. N°L: 180 larvas.

2º día:

- Comportamiento muy similar al del primer día.
- Se mantiene la concentración de *B. Plicatilis*. Se efectúan aportes periódicos de fitoplanctón hasta 50 ml.
- Is: 75%. N°L: 150 larvas.

3º día:

- Se aprecian, a simple vista, larvas más «robustas» que la «larva tipo» recién nacida. En estas larvas se observa con facilidad la ingestión de rotíferos. Se sifona el fondo por primera vez eliminando un número significativo de cadáveres. Se establece un ciclo día/noche de 20/4 horas.
- Se mantiene con dificultad la concentración de *B. Plicatilis*. Se efectúan aportes periódicos de fitoplancton hasta 50 ml.
- Is: 60%. N°L: 127 larvas.

4º día:

- Las observaciones de capturas de presas por parte de las larvas son constantes. Se aprecia crecimiento vertical en las larvas, las cuales presentan un contorno ovalado. Diferente grado de pigmentación de unas respecto de otras.
- La concentración de *B. Plicatilis* en el medio desciende dramáticamente por culpa de la voracidad de las larvas. Se efectúan aportes periódicos de rotíferos procedentes de cultivos auxiliares.
- Is: 45%. N°L: 105 larvas.

5º día:

- La sensación de robustez se traduce en un claro crecimiento longitudinal. Las larvas presentan un cierto oscurecimiento fruto de su mayor pigmentación. Se aprecia a simple vista una diminuta aleta caudal. Las a. pectorales ya estaban bien desarrolladas.
- La concentración de *B. Plicatilis* en el medio no es constante y se hacen necesarios aportes periódicos de rotíferos procedentes de cultivos auxiliares. Se les ofrece un número reducido de nauplius de *A. salina*.
- Is: 40%. N°L: 91 larvas.

6º día:

- Las larvas han crecido longitudinal y verticalmente. Tras muchas dubitaciones, se observan algunas ingestiones de nauplius de *A. salina*.
- Dos aportes diarios de cultivo de *B. Plicatilis* hasta 1 litro (concent. 35/ml). Aporte de nauplius de *A. salina*.
- Is: 40%. N°L: 89 larvas. Lt: 4,5 mm

1ª semana:

- Natación de los ejemplares directa y rápida, muy distinta de la natación «ondulante» de los adultos. Cambio parcial del 15% del agua. Se aumenta

el volumen de agua disponible para las larvas.

- Tres aportes diarios de nauplius de *A. salina*. El nivel de *B. Plicatilis* se ha estabilizado, se suspende el aporte extra de este alimento.
- Is: 36%. N°L: 82 larvas.

2ª semana:

- Al final de la segunda semana, los ejemplares miden entre 6,5 y 7 mm. Sobre el 14º o 15º día de vida, se aprecia el comienzo de la primera banda blanca en la parte superior de la cabeza, justo detrás del ojo. Enorme vitalidad de los ejemplares que comienzan su evolución hacia la vida bentónica. Se les dota de mayor espacio ubicándoles en un acuario de 50 l. Cambios parciales del 20% del agua con sifonado del fondo cada 3 días.
- Tres aportes diarios de nauplius de *A. salina*. El rotífero *B. Plicatilis* ya siendo desestimado como alimento desde el comienzo de la segunda semana.
- Is: 25%. N°L: 48 alevines.

3ª semana:

- A mediados de la tercera semana, 18º día, se aprecia el desarrollo de la segunda banda blanca. Los ejemplares presentan brillante pigmentación naranja por todo el cuerpo. Natación «frenética» y constante en busca de alimento. Son frecuentes los conatos de agresiones entre ejemplares que se enganchan sujetándose mutuamente con las mandíbulas. Los ejemplares más desarrollados se vinculan a un territorio próximo al fondo. Al final de la semana miden entre 8,5 y 9 mm. Cambio parcial del 20% del agua con sifonado del fondo al final de la semana.
- Nauplius de *A. salina* y alimento seco en escamas triturado.
- Is: 19%. N°L: 37 alevines.

1r mes:

- Sobre el 26º día de vida, los ejemplares más evolucionados presentan la tercera banda blanca en desarrollo. Brillante pigmentación naranja, que incluye la base de las aletas pélvicas, cuyo borde se encuentra ya pigmentado de color negro. Plena coloración. Miden 1 cm. Cambios parciales del 20% del agua con sifonado del fondo al final de la semana.
- *A. salina* viva y congelada, alimento seco en escamas y papilla de mejillón, merluza, gambas, calamares, bazo, higaditos de pollo, lechuga, espinacas, con aporte de vitaminas triturado.
- Is: 19%. N°L: 35 ejemplares.

2º mes:

- Magnífico estado de los ejemplares que miden 1,7 cm de Lt.
- *A. salina* viva y congelada, alimento seco en escamas y papilla de mejillón, merluza, gambas, calamares, bazo, higaditos de pollo, lechuga, espinacas, *Spirulina*, con aporte de vitaminas triturado.
- Is: 19%. N°L: 35 ejemplares.

3r mes:

- Ejemplares que sobrepasan los 2,4 cm de Lt. Precisan mucho espacio para un correcto desarrollo.
- Papilla y *A. salina* congelada.
- Is: 18%. N°L: 31 ejemplares.

4º y 5º mes:

- Hacia la mitad de este periodo ya superan los 3,5 cm de Lt. Idéntica alimentación y sin bajas.

DESARROLLO DE LA LARVA HASTA EL SUBADULTO.

Resumen: *A. percula***1r día:**

- Las larvas presentan un saco vitelino poco voluminoso. La boca ya se encuentra abierta. No tienen una natación especialmente firme, descansan sobre el fondo. Pigmentación formada por numerosos melanóforos.
- Las larvas han sido introducidas en un pequeño acuario de 10 l. en el que previamente se ha desarrollado un denso cultivo de *B. Plicatilis* alimentado con las microalgas *Chlorella sp.* y *Nannochloropsis gaditana*. Iluminación ininterrumpida.
- Is. (índice de supervivencia sobre número de eclosiones): 70%. Lt: 3,3 mm. NºL: 76 larvas.

2º día:

- Comportamiento muy similar al del primer día. Número significativo de bajas.
- Se mantiene la concentración de *B. Plicatilis*. Se efectúan aportes periódicos de fitoplanctón hasta 50 ml.
- Is: 65%. NºL: 63 larvas.

3r día:

- Se aprecia evolución en las larvas más «robustas», larvas con el abdomen rebosante. Se observa con facilidad la ingestión de rotíferos. Se sifona el fondo por primera vez, eliminando un número significativo de cadáveres. Se establece un ciclo día/noche de 20/4 h.
- Se mantiene con dificultad la concentración de *B. Plicatilis*. Se efectúan aportes periódicos de fitoplanctón.
- Is: 39%. NºL: 33 larvas.

4º día:

- El crecimiento y la mayor pigmentación son evidentes. La vitalidad que manifiestan con constantes capturas de rotíferos son síntomas de una correcta nutrición.
- La concentración de *B. Plicatilis* en el medio, debido a la voracidad de las larvas, sólo se mantiene con nuevos aportes periódicos de rotíferos procedentes de cultivos auxiliares.
- Is: 39%. NºL: 33 larvas.

5º día:

- Hay un claro crecimiento longitudinal. Se extraen todas las larvas, se limpia a fondo el acuario de desarrollo y se aporta un 20% de agua nueva. Las aletas impares se aprecian a simple vista.
- La concentración de *B. Plicatilis* en el medio no es constante y se hacen necesarios aportes periódicos de rotíferos procedentes de cultivos auxiliares. Se les ofrece un número reducido de nauplius de *A. salina*.
- Is: 38%. NºL: 31 larvas.

6º día:

- Las larvas miden 5,5 mm., son muy activas y presentan una tonalidad anaranjada. Las larvas más grandes se «interesan» por los nauplius de *A. salina*.
- Dos aportes diarios de cultivo de *B. Plicatilis* hasta 1 litro (concent. 35/ml). Aporte de nauplius de *A. salina*.
- Is: 32%. NºL: 28 larvas.

1ª semana:

- Natación de los ejemplares directa y rápida, muy distinta de la natación «ondulante» de los adultos. Se aumenta el volumen de agua disponible para las larvas. Con 8 días, las ingestiones de nauplius de *A. salina* son frecuentes y muy evidentes.

- Tres aportes diarios de nauplius de *A. salina*. El nivel de *B. Plicatilis* se ha estabilizado, se suspende el aporte extra de este alimento.
- Is: 32%. NºL: 28 larvas.

2ª semana:

- Al final de la segunda semana, los ejemplares miden 7 mm. de Lt. Natación muy potente y enorme vitalidad. Los ejemplares comienzan su evolución hacia la vida bentónica. Se les dota de mayor espacio ubicándoles en un acuario de 50 l. Cambios parciales del 20% del agua con sifonado del fondo cada tres días.
- Tres aportes diarios de nauplius de *A. salina*. El rotífero *B. Plicatilis* no es significativo como alimento desde el comienzo de la segunda semana. Is: 27%. NºL: 22 alevines.

3ª semana:

- En el transcurso de la tercera semana se vislumbra el desarrollo de la primera banda blanca, en la parte superior de la cabeza, justo detrás del ojo. Tonalidad general del cuerpo naranja brillante. Alta vitalidad y constante búsqueda del alimento. Al final de la semana miden 8,5 mm. Cambio parcial del 20% del agua con sifonado del fondo al final de la semana.
- Nauplius de *A. salina* y alimento seco en escamas triturado.
- Is: 25%. NºL: 20 alevines.

1r mes:

- La primera banda blanca está completada. Los ejemplares más grandes miden 0,9 mm. Lt. Brillante pigmentación naranja. Cambios parciales del 20% del agua con sifonado del fondo al final de la semana.
- *A. salina* viva y congelada, alimento seco en escamas y papilla de mejillón, merluza, gambas, calamares, bazo, higaditos de pollo, lechuga, espinacas, con aporte de vitaminas triturado.
- Is: 25%. NºL: 20 ejemplares.

2º mes:

- La población se mantiene estable, con una talla media de 1,3 cm. de Lt. Vinculación a territorios en los ejemplares dominantes.
- *A. salina* viva y congelada, alimento seco en escamas y la papilla ya referenciada.
- Is: 25%. NºL: 20 ejemplares.

3r mes:

- Al final del tercer mes, comienza a vislumbrarse el desarrollo de la segunda banda. Ésta comienza en el centro del dorso, a la altura de la a. dorsal. Ejemplares que sobrepasan los 1,6 cm. de Lt. Precisan mucho espacio para un correcto desarrollo.
- Papilla de referencia y *A. salina* congelada
- Is: 21%. NºL: 18 ejemplares.

4º y 5º mes:

- A los 4 meses miden 1,9 cm. Lt y a los cinco meses presentan la segunda banda blanca plenamente desarrollada y superan los 2,5 cm. De Lt.
- Idéntica alimentación y sin bajas.

Los ejemplares no completarán su desarrollo y coloración final hasta tener aproximadamente 1 año de edad.

NOTAS FINALES

Nota 1: A medida que el alevín de ambas especies crece, precisa una dieta con más contenido proteínico, al tiempo que debe descender la proporción de lípidos (grasas). Hay por tanto, hay que aportar alimento seco pulverizado y metanauplius (con más proteína que los nauplius) de *A. salina*. Comenzar a utilizar filtro interior de esponja tan pronto como inician la vida bentónica. Mantener los acuarios de desarrollo a temperatura más bien alta (27 o 28°C), estimulando un alto nivel metabólico y de crecimiento como consecuencia de lo anterior.

Nota 2: *A. ocellaris* se desarrolla más deprisa que *A. percula*; el primero puede completar su desarrollo a los 5 meses y medio mientras que el segundo necesitará 1 año aproximadamente para lograr lo propio.

Nota 3: Si se desean obtener nuevas parejas a partir de los alevines criados en cautividad, no conviene mantener jóvenes subadultos con parejas reproductoras, pues la presencia de la pareja dominante inhibe el crecimiento de los subadultos que conviven en el grupo.

Nota 4: Un año y medio después, se han obtenido parejas y puestas de estas generaciones de larvas. Las parejas con tamaños entre 4,5 y 5,5 cm han producido unas primeras puestas de unos 100 huevos aproximadamente.

Nota 5: En la naturaleza, estos alevines con 2,5 cm. de longitud y coloración de adultos o semiadultos habrían intentado iniciar su «vida bentónica» probando a introducirse en el seno de algún grupo ya establecido enderedor de una gran anémona simbiote; todo ello si la pareja dominante lo acepta. No he encontrado mucha literatura sobre los criterios de adopción o rechazo. ¿Depende de la población ya existente?, ¿de la edad de la pareja?, ¿del tamaño de «postulante»? Creo que sería un buen campo para experimentar en acuario.

Estas aportaciones de alevines procedentes del ictioplanctón, incorporan al «clan» un saludable «refresco genético».

Nota 6: El índice de supervivencia (Is) y el número de individuos (N°L)

es un valor promediado del conjunto de desarrollos durante 12 meses. No

correspondiendo por tanto a ninguna puesta en concreto.

FICHA DEL GENERO AMPHIPRION

* Reino_Animalia
Phylum_Chordata
Subphylum_Gnathostomata
Superclase_Pisces
Clase_Osteichthyes
Orden_Perciformes
Suborden_Pecoideos
Familia_Pomacentridae
Subfamilia_Amphiprioninae
Generos_Amphiprion,
Premnas

* 28 especies distribuidas a lo largo de la región Indo-Pacífica [2]: *A. akallopisos*, *A. akindynos*, *A. allardi*, *A. bicinctus*, *A. chagosensis*, *A. chrysogaster*, *A. chrysopterus*, *A. clarkii*, *A. ephippium*, *A. frenatus*, *A. fusco-caudatus*, *A. latezonatus*, *A. latifasciatus*, *A. leucokranus*, *A. maccullochi*, *A. melanopus*, *A. nigripes*, *A. ocellaris*, *A. omanensis*, *A. percula*, *A. perideraion*, *A. polymnus*, *A. rubrocinctus*, *A. sandaracinos*, *A. sebae*, *A. thillei*, *A. tricinctus* y *Premnas biaculeatus*.

* *A. ocellaris* 11 radios duros en a. dorsal. *A. percula* 9-10 radios duros en a. dorsal.

ocellaris 16-18 radios en a. pectoral. *A. percula* 15-17 radios en a. pectoral.

Parte anterior de la a. dorsal mas alta en *A. ocellaris* que en *A. percula* [1].

Lt. de 8 cm aprox. en *A. ocellaris*. Lt. de 6 cm aprox. en *A. percula*.

Bibliografía

- [1] Anemonefishes and their HostSea Anemones, W.A. Museum, D.Fautin&G.Allen, 1992.
- [2] Clownfishes and Sea Anemones, Barron's, J.Tulloch, 1998.
- [3] Encyclopédie des poissons d'aquarium marin, Elsevier, F. De Graaf, 1977.
- [4] Guide to Sea Fishes of Australia, New Holland, R.H. Kuitert, 1997.
- [5] Anemonefishes, TFH, G.R. Allen, 1972.
- [6] Clownfishes, Microcosm, J.D. Wilkerson, 1998.
- [7] Why do anemonefishes inhabit only some host actinians? Environmental Biology of Fishes Vol. 15, D. Fautin, 1986.
- [8] Effect of high nitrate-N on the growth and survival of larval *A. Ocellaris*. Aquaculture Vol.29, T.Frakes & F.Of..
- [9] Mating behavior and sex change of *A. Clarkii* in temperate waters of S. Japan. Environmental Biology of Fishes Vol. 26, Haruki Ochi, 1989.
- [10] Los peces que aprendieron a disfrazarse de anémonas. Aquamar, 38, J.Mª Cid, 1989
- [11] Blénidos del Mediterráneo. Anarpa, J.Mª Cid, 1993.



Seachem soluciona todas sus necesidades de acondicionamiento agua dulce o salada

Prime

Elimina el cloro, la cloramina y el amoníaco.

Desintoxica nitrato y nitrito

Promueve la producción y la regeneración de la capa del limo.

AmGuard

Rápidamente elimina el amoníaco

Es ideal para tratar situaciones de emergencia

StressGuard

Reduce el stress

Ayuda la curación de las heridas

Reduce la probabilidad de infecciones primarias y secundarias

Agua marina o dulce

Clarity

Elimina todos los tipos de turbidez: bacteriano, química y partículas

No perjudica los corales ni las plantas.

Agua dulce o salada



En ESPAÑA
www.acuariopaysaso.com
e-mail: comercial@acuariopaysaso.com
Tel.: 91 853 79 71

fuera de ESPAÑA
www.seachem.com
e-mail: info@seachem.com
Tel.: 1-678-961-2003

ACUARIO

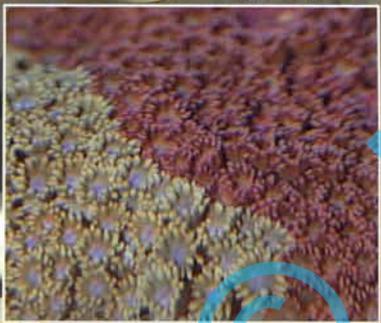
P R A C T I C O

PVP España 5,30 €

Amphiprión ocellaris



Corales joya



El Gupi o pez millón



Subgénero Diapteron



Jose María Cid

0.0.0.4.4

8 414090 211932

MC
MC EDICIONES