

Review

Avances en el cultivo de *Hippocampus* spp. (Teleostei: Syngnathidae): investigaciones en el siglo XXI

Nicolás Vite-García¹, Serapio López-Jiménez¹ & Lenin Rangel-López¹

¹División Académica de Ciencias Agropecuarias
Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, Tabasco, México
Corresponding autor: Nicolás Vite-García (nic.vite@gmail.com)

RESUMEN. Las poblaciones de caballito de mar (género *Hippocampus*) han sido impactadas de diferentes formas por el ser humano. Por esta razón, se han implementado medidas para mitigar el decremento de las poblaciones, como su inclusión en la lista de CITES, lo cual regula en parte su comercialización. Sin embargo, se deben adoptar otras medidas para asegurar la conservación de estas especies. La acuicultura se presenta como una oportunidad que puede traer beneficios en diferentes formas: reemplazando la captura del medio natural, repoblando cuerpos de agua cuyas poblaciones se encuentren impactadas y como actividad económica redituable. Desde inicios del presente siglo, se ha generado información relevante en torno a las condiciones de cultivo de diferentes especies de caballito de mar, desde los parámetros físicos y químicos del agua y otras condiciones físicas como tipos y tamaños de los tanques, hasta cuestiones relacionadas con la nutrición, la supervivencia, el crecimiento, la maduración y el proceso reproductivo. En este trabajo se recopila esta información, con énfasis en las investigaciones relacionadas con las especies americanas.

Palabras clave: *Hippocampus*, caballito de mar, ornamentales marinos, acuicultura.

Culture conditions for *Hippocampus* spp. (Teleostei: Syngnathidae): research in the XXI century

ABSTRACT. The seahorse populations (genus *Hippocampus*) have been impacted in different ways by humans. For this reason, measures have been implemented to mitigate the decline of populations, as their inclusion in the list of CITES, which regulates in part the trade between countries. However, other measures must be taken to ensure the conservation of these species. Aquaculture is presented as an opportunity that can bring benefits in different ways: replacing capture from natural environments, repopulating water bodies whose populations are impacted and as a profitable economic activity. From the beginning of this century, relevant information has been generated about the culture conditions of different species of seahorses, from the physical and chemical parameters of water and other physical conditions such as types and sizes of tanks, to issues related to nutrition, survival, growth, maturation and reproductive processes. This paper presents a collection of such information, with some emphasis on works related to species in the Americas.

Keywords: *Hippocampus*, seahorse, marine ornamentals, aquaculture.

INTRODUCCIÓN

Los caballitos de mar o hipocampos, como se conocen comúnmente, son peces teleosteos pertenecientes a la familia Syngnathidae. El gran parecido morfológico entre muchas especies, el elevado número de nombres comunes que aparecen en la literatura (>120), así como la hibridación provocada en cautiverio, hacen que su taxonomía sea compleja y resulte complicada su iden-

tificación. Todos los caballitos de mar se agrupan en un solo género (*Hippocampus* Rafinesque, 1810), dentro del cual Lourie *et al.* (2004) reconocen 33 especies, mientras que Kuitert (2000) y Koldewey & Martin-Smith (2010) mencionan más de 46 especies. Al parecer el género *Hippocampus* es originario del Indo-Pacífico y tiene una antigüedad de al menos 20 millones de años. Sin embargo, el origen de la mayoría de las especies parece ser mucho más reciente, asociado a even-

tos de vicarianza y/o dispersión (Fritzsche, 1980; Teske *et al.*, 2004, 2007; Teske & Beheregaray, 2009). En relación con las especies americanas, se piensa que *Hippocampus ingens* (Girard, 1858) e *Hippocampus reidi* (Ginsburg, 1933), especies del Pacífico y Atlántico, respectivamente, divergieron de un ancestro común con la emersión del Istmo de Panamá, que data de entre 4,5 y 3,1 millones de años. Por su parte, *Hippocampus erectus* (Perry, 1810) e *Hippocampus zosterae* (Jordan & Gilbert, 1882), parecen haber colonizado las aguas del Atlántico Occidental por dispersión (Teske *et al.*, 2004, 2007).

Estos curiosos peces son utilizados por el ser humano como organismos de ornato en la acuariofilia y como souvenirs en diferentes partes del mundo. En Asia, también se utilizan como alimento y en la medicina tradicional china, atribuyéndoseles diversas propiedades benéficas para la salud (Vincent, 1996; Lin *et al.*, 2008a; Chang *et al.*, 2013; Chen *et al.*, 2015). Debido a la creciente demanda del mercado mundial, estos peces están sometidos a sobre-explotación, con repercusiones significativas en las poblaciones locales de las zonas tradicionales de pesca (Vincent, 1996; Kuitert, 2000; Perry *et al.*, 2010; Foster *et al.*, 2014). Para mitigar este problema, las medidas de conservación se han extendido a todo el planeta y a todas las especies de caballito de mar, por lo que a partir de 2002 se encuentran incluidas en el Apéndice II de la Convención Internacional sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Flora y Fauna Silvestres (CITES, 2002; Vincent *et al.*, 2014). Según CITES, de 2004 a 2011 se tiene un mejor registro del comercio de caballitos de mar vivos (principalmente para acuarios), que del comercio de caballito de mar seco (para la medicina tradicional china), este último proveniente casi en su totalidad del medio silvestre e involucra los mayores volúmenes (Foster *et al.*, 2014). Se ha estimado que de 2004 a 2008 se comercializó un promedio de 10 millones de caballitos de mar secos y 120 mil vivos por año (Vincent *et al.*, 2011). Para una revisión más exhaustiva del comercio, manejo y conservación de caballito de mar a nivel mundial consultar el trabajo de Vincent *et al.* (2011).

En los mares americanos se han descrito cinco especies, siendo *H. ingens*, una de las especies de mayor tamaño (hasta 30 cm de alto). Se distribuye en el Pacífico Oriental desde California, Estados Unidos, hasta Perú (Lourie *et al.*, 2004). En el Atlántico Occidental *H. erectus* y *H. reidi* (ambas especies con tamaños máximos de 15-20 cm) presentan una amplia distribución, desde Estados Unidos (*H. erectus* posiblemente desde Canadá), hasta Brasil (Lourie *et al.*, 2004). Por su parte, el hipocampo “enano” *H. zosterae* (con alrededor de 3,8 cm de alto máximo), se encuentra

únicamente en el Golfo de México y de Bahamas a Bermuda (Masonjones & Lewis, 2000; Lourie *et al.*, 2004; Rose *et al.*, 2014), mientras que el recientemente descrito *Hippocampus patagonicus* (Piacentino & Luzzatto, 2004) (con tamaño máximo de 10,3 cm) tiene la distribución más austral y restringida a la costa atlántica argentina (Piacentino & Luzzatto, 2004; Luzzatto *et al.*, 2012; González *et al.*, 2014). En relación con estas especies, dentro de la Lista Roja de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN, 2015), *H. reidi* y *H. zosterae* son categorizados como deficientes de datos (DD), con una tendencia poblacional desconocida, mientras que *H. erectus* y *H. ingens* son especies vulnerables (VU), con una tendencia poblacional en decremento. *H. patagonicus* aún no ha sido categorizada, probablemente por ser una especie de más reciente descripción.

En Sudamérica, estas cinco especies no están impactadas por una pesquería dirigida como ocurre con las especies asiáticas. Sin embargo, se pescan incidentalmente por barcos de arrastre camaronero y otras pesquerías, y también están afectadas por la degradación de los ambientes costeros que habitan. Pocos estudios se han efectuados para estimar los efectos de la pesca incidental sobre las poblaciones de caballito de mar en el mundo. Meeuwig *et al.* (2006) estiman que, en Vietnam central, se pescan entre 36.000 y 55.000 caballitos cada año, de manera incidental, por una flota camaronera de 150 a 170 embarcaciones, lo que corresponde a una captura por unidad de esfuerzo (CPUE) de 0,9 a 1,6 caballitos/embarcación/noche. Por otra parte, en Hernando Beach, Florida, Baum *et al.* (2003) calculan que se pescan anualmente 72.000 especímenes de *H. erectus* por una flota camaronera compuesta por 31 embarcaciones que pescan por las noches en zonas de pastos marinos. Considerando la CPUE, los citados autores realizan una estimación de 9,64 caballitos/embarcación/noche. Sin embargo, poco se sabe de los parámetros poblacionales de estos peces en su medio natural, por lo que es difícil estimar los efectos reales de la pesca incidental sobre las poblaciones silvestres.

El valor comercial de estos peces, y su creciente demanda en el mercado internacional, representan una oportunidad para diferentes sectores productivos en Latinoamérica. El consumo doméstico de caballito de mar en países asiáticos va en aumento y los volúmenes de captura parecen ser cada vez menores (Perry *et al.*, 2010), por lo cual su cultivo representa no sólo una oportunidad de negocio, sino una medida para la conservación de estas especies. El cultivo de caballito de mar se convierte en una excelente oportunidad de conjugar la investigación científica básica y aplicada, el desarrollo social y las acciones de conservación de las

especies y del medio ambiente, en particular para los países de Sudamérica.

Koldewey & Martin-Smith (2010) publican una extensa revisión del estado mundial de la acuicultura de caballito de mar desde un punto de vista técnico, económico y social. Desde entonces, se ha generado mucha información que permite, a la fecha, tener un mejor conocimiento de aspectos como: efecto de los factores físicos y químicos en el desempeño de diferentes especies de caballito de mar en cautiverio (Lin *et al.*, 2010; Anderson *et al.*, 2011; Martínez-Cárdenas & Purser, 2011; Pawar *et al.*, 2011; Aurélio *et al.*, 2013; Planas *et al.*, 2013; Blanco *et al.*, 2014; Qin *et al.*, 2014; Faleiro *et al.*, 2015; Hora *et al.*, 2016; Martínez-Cárdenas & Purser, 2016; Mascaró *et al.*, 2016); cultivo y nutrición de juveniles (Faleiro & Narciso, 2010, 2013a; Otero-Ferrer *et al.*, 2010; Zhang *et al.*, 2010, 2011, 2015a, 2015b; Palma *et al.*, 2011; Celino *et al.*, 2012; Planas *et al.*, 2012; Willadino *et al.*, 2012; Yin *et al.*, 2012; García-Manchón *et al.*, 2013; Pham & Lin, 2013; Souza-Santos *et al.*, 2013; Sanaye *et al.*, 2014; Vite-García *et al.*, 2014a, 2014b; Blanco *et al.*, 2015; Mélo *et al.*, 2015; Novelli *et al.*, 2015, 2016); y mantenimiento y reproducción de adultos (Planas *et al.*, 2010, 2013; Lin *et al.*, 2012; Otero-Ferrer *et al.*, 2012; Palma *et al.*, 2012; Faleiro & Narciso, 2013b; Saavedra *et al.*, 2013, 2015; Buen-Ursua *et al.*, 2015). En la presente revisión se pretende entregar un panorama general de los resultados de 15 años de investigación en diferentes partes del mundo en torno a las condiciones para el cultivo de caballito de mar, desde los parámetros físicos y químicos hasta aspectos de supervivencia, crecimiento, nutrición, alimentación y reproducción en cautiverio. Si bien en esta revisión se presentan los hallazgos más significativos, dentro de los tópicos tratados, de todas las especies estudiadas, se hace mayor referencia a los resultados obtenidos en especies americanas.

Como en todo cultivo de organismos acuáticos, las enfermedades son un factor que puede poner en riesgo toda la operación, y los caballitos de mar no se encuentran exentos de este problema. Debido a los objetivos y alcances de este trabajo no se consideran los avances en la investigación de las enfermedades de estos peces en cautiverio. Sin embargo, para el lector interesado, en los últimos años se ha generado información valiosa respecto a enfermedades infecciosas (Balcázar *et al.*, 2010a, 2010b, 2010c, 2011; Martins *et al.*, 2010; Raj *et al.*, 2010; Anderson & Petty, 2013; Declercq *et al.*, 2014; LePage *et al.*, 2015; Li *et al.*, 2015; Lin *et al.*, 2016), parasitarias (Kayış, 2011; Sears *et al.*, 2011; Shin *et al.*, 2011; Anderson & Petty, 2013; Di Cicco *et al.*, 2013; Sanaye *et al.*, 2013) y fisiológicas (Lin *et al.*, 2010; Anderson

et al., 2011; Negreiros *et al.*, 2011; Lewisch *et al.*, 2013; Sanaye *et al.*, 2013; Palma *et al.*, 2014; LePage *et al.*, 2015; Zhang *et al.*, 2015b).

Condiciones para el cultivo de *Hippocampus* spp.

Condiciones físicas y químicas del agua en el cultivo

Existen variaciones en cuanto a los parámetros físicos y químicos utilizados para el mantenimiento, crecimiento, y reproducción de caballitos de mar en cautiverio. Estas diferencias están relacionadas con el área de distribución de cada especie, con los resultados obtenidos y con el nivel de tecnología empleado en los diferentes sistemas de cultivo. Así, especies de climas templados como *H. abdominalis* (Lesson, 1827), *H. hippocampus* (Linnaeus, 1758) y *H. guttulatus* (Cuvier, 1829) se mantienen bien a temperaturas entre 13° y 23°C (Woods, 2000; Wilson *et al.*, 2006; Palma *et al.*, 2008, 2011; Planas *et al.*, 2008, 2012; Martínez-Cárdenas & Purser, 2011), mientras que hipocampos con distribución preferentemente tropical [*e.g.*, *H. erectus*, *H. reidi*, *H. kuda* (Bleeker, 1852), *H. barbouri* (Jordan & Richardson, 1908 y *H. trimaculatus* (Leach, 1814))] prefieren temperaturas >23°C (Lin *et al.*, 2008b, 2009; Olivotto *et al.*, 2008; Murugan *et al.*, 2009; Garcia *et al.*, 2012; Willadino *et al.*, 2012) (Tabla 1).

La temperatura es un factor que impacta el crecimiento, sobrevivencia y reproducción de caballitos de mar (Wong & Benzie, 2003; Lin *et al.*, 2006, 2007, 2008b; Sheng *et al.*, 2006; Martínez-Cárdenas & Purser, 2011; Planas *et al.*, 2012, 2013; Mascaró *et al.*, 2016). En general, se ha reportado que los peces experimentan mayores tasas metabólicas a mayores temperaturas dentro del intervalo de tolerancia de cada especie, lo cual se refleja en mayores tasas de crecimiento. En condiciones naturales *H. whitei* (Bleeker, 1855), una especie sub-tropical, experimenta una variación anual de temperatura de 16° a 21°C cerca de Sydney, Australia; aunque, en condiciones de cautiverio su tasa de crecimiento aumenta a 26°C (Wong & Benzie, 2003). Por su parte, *H. erectus* presenta mayor crecimiento y supervivencia en cautiverio a 28°-29°C, dentro del intervalo de 24°-33°C (Lin *et al.*, 2008b). Las hembras de *H. guttulatus* y *H. hippocampus* necesitan una temperatura >16°C para la liberación de los ovocitos maduros, con máxima eficiencia a 21°C (Planas *et al.*, 2013). Aunque los caballitos de mar, en general, tienen intervalos amplios de tolerancia a la temperatura dependiendo de su zona geográfica, algunas especies parecen ser vulnerables a las altas temperaturas. Hay observaciones de mortalidades masivas de *H. capensis* (Boulenger, 1900) en eventos estocásticos con temperaturas entre 28° y 32°C, siendo una especie que normalmente habita entre

Tabla 1. Parámetros fisicoquímicos utilizados para el cultivo de caballito de mar. R: recirculación; A: sistema abierto.

Especie	T (°C)	S (‰)	pH	O ₂ (mg L ⁻¹)	Fotoperiodo (Luz: Osc)	Sistema de cultivo	Tanques	Densidad	Referencia
Especies americanas									
<i>H. erectus</i>	13-28	25-35	7,6-8,3	--	De 8:16 a 14:10	R	Altura mínima de 45 a 53 cm	--	Martínez <i>et al.</i> (2005)
<i>H. erectus</i>	28 ± 0,5	35 ± 1,0	7,8 ± 0,3	6,5 ± 0,5	14:10	--	--	--	Lin <i>et al.</i> (2008b)
<i>H. erectus</i>	23 ± 0,5	34-35	--	--	14:10	A	30 L	1,3 y 5 juveniles/L	Zhang <i>et al.</i> (2010)
<i>H. erectus</i>	26 ± 2	33-36	8,1-8,3	--	12:12	R	70x50x30 cm	0,6 juveniles/L	Vite <i>et al.</i> (2014b)
<i>H. erectus</i>	26,5 ± 0,5	35	--	--	14:10	A	90x80x60 cm	20 parejas por tanque	Zhang <i>et al.</i> (2011)
<i>H. ingens</i>	15-25	34	8,3	--	12:12	R	>1 m altura para reproductores	--	Gomezjurado (2005)
<i>H. reidi</i>	22-26,6	26,5-29	8,2-8,4	--	12:12	R	50, 120 y 200 L	--	Hora & Joyeux, (2009)
<i>H. reidi</i>	28 ± 0,5	30	8,0-8,2	--	14:10 24:0	R	200 L	--	Olivotto <i>et al.</i> (2008)
<i>H. reidi</i>	26-28	30	8,0-8,5	--	12:12	R	100 L	--	Souza-Santos <i>et al.</i> (2013)
<i>H. reidi</i>	24	35	8,3	7,5	14:10	A	342 L	2 parejas por tanque	Pham & Lin (2013)
<i>H. reidi</i>	25	--	--	6,3-6,7	12:12	R	90 L reproductores 30 L juveniles	1 pareja por tanque 2 juveniles/L	Novelli <i>et al.</i> (2015)
<i>H. zosterae</i>	26	27-30	--	--	13:11	--	38 L	5-8 reproductores/ tanque	Masonjones (2001)
Otras especies									
<i>H. abdominalis</i>	13-19,5	33,8-35,1	7,8-8,2	7,1-8,1	14:10	A	75 L exterior reproductores	1 macho/ 75 L	Woods (2000)
<i>H. abdominalis</i>	13,6-19,5	33,4-34,7	7,8-8,1	7-8,4	---	R	--	--	Woods (2000)
<i>H. abdominalis</i>	15,9 ± 0,4	32,6 ± 1,4	8,1 ± 0,1	8 ± 0,7	12:12	R	8 x 25 L (sump 150 L)	1,8 juveniles/L	Wilson <i>et al.</i> (2006)
<i>H. abdominalis</i>	23 ± 0,5	35	8,1-8,3	95-99 %	12:12	R	8 x 30 L 6 x 15 L	1 pareja/30 L 2 juvenil/L	Payne & Rippengale (2000)
<i>H. comes</i>	27-28	30-33	--	5-5,5	12:12	R	250 L reproductores	1 pareja en 2.5 L	Buen-Ursua <i>et al.</i> (2015)
<i>H. guttulatus</i>	15-17,5	37 ± 2	8 ± 0,2	--	15:30: 8:30 verano; 10:14 invierno	R	160 L 85x75x25 cm	1 pareja en 80 L	Planas <i>et al.</i> (2008)
<i>H. guttulatus</i>	19,7 ± 0,1	37,6 ± 0,1	--	--	12:12	A	90 L	1 pareja en 30 L	Palma <i>et al.</i> (2008)
<i>H. guttulatus</i>	15-21	38 ± 1	8,1 ± 0,1	--	16:8 verano 10:14 invierno	R	--	5 juv/L	Planas <i>et al.</i> (2012)
<i>H. hippocampus</i>	17-19	35	7,9-8,3	--	14:10 verano; 10:14 invierno	R	684 L mínimo 45 cm altura	2 parejas en 684 L	Garrick-Maidment <i>et al.</i> (2005)
<i>H. hippocampus</i>	22-23	37	--	6,5-7	10:14	A	100 L reproductores 35 L juveniles	2,3 juveniles/L	Otero-Ferrer <i>et al.</i> (2010)
<i>H. kuda</i>	23 ± 0,5	35	8,1-8,3	95-99 %	12:12	R	30 L reproductores 15 L juveniles	2 juveniles/L	Lin <i>et al.</i> (2006)
<i>H. kuda</i>	26	32	--	--	--	R	5x6x1,8 m ³ reproductores	100 reproductores/tanque	Lin <i>et al.</i> (2007)
<i>H. kuda</i>	26-28,1	31	7,7-8,1	6,1-8,3	12:12	--	60 L	--	Celino <i>et al.</i> (2012)
<i>H. trimaculatus</i>	26	--	--	--	14:10	R	1000 L juveniles	25 juveniles/L	Sheng <i>et al.</i> (2006)

14° y 25°C (Bell *et al.*, 2003). Gomezjurado (*com. pers.*) recomienda mantener especies como *H. erectus* y *H. ingens* por debajo de 26°C para evitar la aparición de enfermedades. Se ha estudiado la tolerancia a la temperatura de *H. guttulatus* ante un posible escenario de calentamiento global, con resultados que muestran que los adultos presentan una gran resiliencia al estrés por calor, por lo que no se espera que experimenten grandes cambios fisiológicos en caso que la temperatura se mantuviera a 2°C y hasta 4°C por encima de los máximos en verano (Aurélio *et al.*, 2013; Faleiro *et al.*, 2015). Sin embargo, el calentamiento del agua podría tener un mayor impacto en recién nacidos debido al hipometabolismo que les provoca el aumento de temperatura (Aurélio *et al.*, 2013).

En cuanto a la salinidad, los caballitos de mar estudiados parecen tolerar amplios intervalos de este parámetro, aunque no se han descrito especies de agua dulce (Lourie *et al.*, 2004; Foster & Vincent, 2004; Hora *et al.*, 2016). Hay reportes de especies encontradas en hábitats estuarinos, tales como *H. abdominalis* (Foster & Vincent, 2004), *H. capensis* (Whitfield, 1995; Bell *et al.*, 2003), *H. kuda* (Kuiter, 2000), *H. reidi* (Rosa *et al.*, 2002) y *H. erectus* (Vite-García *et al.*, 2014a), que parecen tolerar salinidades fluctuantes, aunque pueden experimentar altas tasas de mortalidad durante fuertes escurrimientos de agua dulce (Russell, 1994; Bell *et al.*, 2003). Se ha determinado que la mayor parte de los ajustes osmoregulatorios en la composición del fluido corporal

en peces ocurre tempranamente durante la exposición o tratamiento (Mancera *et al.*, 1993). En *H. kuda* los cambios osmorregulatorios a la composición del fluido corporal ocurren durante los primeros cuatro días de exposición al tratamiento, y esta especie puede tolerar salinidades de 15 a 50, con altas tasas de supervivencia y crecimiento entre 15 y 30 (Hilomen-García *et al.*, 2003). El trabajo de Lin *et al.* (2009) muestra que en *H. erectus* hay una influencia significativa de la salinidad sobre el crecimiento en longitud y peso. Estos autores obtuvieron un mayor crecimiento a 31-33 (salinidad óptima), y mencionan que en las otras salinidades analizadas (27, 29 y 35), los costos energéticos osmoregulatorios podrían causar un menor crecimiento. Además, durante los primeros 10 días de vida de *H. reidi*, el crecimiento presenta una correlación negativa con la salinidad, obteniendo el mayor crecimiento a la menor salinidad experimentada, siendo éstas 10, 15, 20, 25, 30 y 35 (Hora *et al.*, 2016). Tanto en *H. reidi* como en *H. abdominalis* la salinidad letal se presenta a 5, sin embargo, entre un gradiente de salinidad de 10 y 35, la mayor sobrevivencia se presenta a menor salinidad, alcanzando el máximo a 10 en ambas especies (Hora *et al.*, 2016; Martínez-Cárdenas & Purser, 2016). Estos resultados evidencian la plasticidad de los caballitos de mar en cuanto a la salinidad, pese a ello es recomendable mantenerlos por encima de 10. En general, en casi todas las especies y etapas de cultivo, se han utilizado salinidades similares a las del mar entre 30 y 37 (Tabla 1).

Con respecto al pH, se reportan valores de 7,6 a 8,3 en todas las investigaciones consultadas (Tabla 1). En relación con el fotoperiodo, existen trabajos que utilizan desde luz continua (24:0, L:O) (Olivotto *et al.*, 2008) hasta fotoperiodos de 8L:16O (Koldewey, 2005). Las experiencias de Olivotto *et al.* (2008) muestran un mayor crecimiento de juveniles de *H. reidi* utilizando luz continua que con un fotoperiodo de 14L:10O, lo cual atribuyen a que al ser depredadores visuales, la luz continua favorece la captura de presas durante las 24 h del día. Por su parte, *H. guttulatus* no presenta diferencias en supervivencia ni en crecimiento con luz continua o con fotoperiodo natural de 16L:8O (Blanco *et al.*, 2014). Lo más indicado, en este caso, es mantener a cada especie en un fotoperiodo similar al de su hábitat.

En cuanto a los sistemas de cultivo y considerando que la mayoría de trabajos reportados son experimentales, lo más utilizado para el mantenimiento en cautiverio son los sistemas cerrados de recirculación de agua, con recambios de agua desde 25% semanal (Wilson *et al.*, 2006), hasta 20% (Novelli *et al.*, 2015) a 30-50% de recambio diario (Buen-Ursua *et al.*, 2015) (Tabla 1). Los recambios de agua dependen en gran

medida de la carga biológica presente en el sistema, por lo que es importante mantener un monitoreo constante de la calidad del agua, sobre todo si se quiere lograr el cultivo a escala comercial. Los estanques que se utilizan son de variados tamaños, formas y materiales, de acuerdo con las necesidades de las especies y con el ingenio, disposición de recursos y necesidades experimentales o comerciales de los cultivadores. Al parecer, la principal restricción para los estanques de mantenimiento de reproductores consiste en proveer a los caballitos de mar de una columna de agua suficiente para realizar sus procesos biológicos, principalmente reproductivos, lo que se consigue utilizando estanques con altura suficiente, de acuerdo con la talla máxima de las especies. Se recomienda, para los reproductores, estanques desde 50 L con 30 cm de columna de agua para especies pequeñas como *H. zosterae*, hasta estanques con altura de al menos 1 m para las especies de mayor tamaño, como *H. ingens* y *H. abdominalis* (Alford & Grist, 2005; Gomezjurado, 2005). Faleiro & Narciso (2013b) recomiendan una altura del estanque para reproductores de al menos cinco veces la altura de los caballitos de mar.

Durante el primer mes de vida los juveniles de *H. guttulatus* mantenidos en estanques abiertos presentan una menor supervivencia que aquellos mantenidos en estanques cerrados, ya que en los primeros ocurre un mayor porcentaje de organismos con hiperinflación de la vejiga natatoria, que causa mortalidad (Blanco *et al.*, 2014). Sin embargo, en otras especies como *H. erectus*, el contacto con el aire durante la primera etapa de vida no parece ser un causante de mortalidad por hiperinflación de la vejiga natatoria (González *et al.*, 2006; Lin *et al.*, 2012; Vite-García *et al.*, 2014b).

La densidad poblacional dentro de los estanques de cultivo también ha resultado muy variable, en general los juveniles se pueden mantener adecuadamente a densidades de 0,5 a 3 ind L⁻¹ (Lin *et al.*, 2006; Wilson *et al.*, 2006; Zhang *et al.*, 2010; Vite-García *et al.*, 2014b; Novelli *et al.*, 2015), aunque hay reportes de hasta 25 juveniles L⁻¹ (Sheng *et al.*, 2006). Sin embargo, solo se recomienda una densidad tan alta durante los primeros días de vida, ya que la competencia por alimento y espacio, así como algunos parámetros físicos y químicos del agua, pueden verse afectados negativamente. Zhang *et al.* (2010) recomiendan una densidad de 3 juveniles L⁻¹ durante los primeros 25 días de vida y posteriormente disminuirla a 2 juveniles L⁻¹ para evitar mortalidad. Los reproductores generalmente se mantienen en parejas a bajas densidades (Zhang *et al.*, 2011; Pham & Lin, 2013; Buen-Ursua *et al.*, 2015; Novelli *et al.*, 2015) (Tabla 1).

Efecto del alimento sobre la supervivencia y crecimiento de juveniles

Los peces marinos que actualmente se cultivan requieren en sus primeras etapas de vida de una dieta basada en presas vivas, y lo mismo sucede con los caballitos de mar. Sin embargo, en éstos últimos la dependencia hacia el alimento vivo (o en el mejor de los casos presas congeladas) se extiende a todo su ciclo de vida, sin que se haya encontrado un alimento procesado que sea buen sustituto. La elección de una presa viva para la alimentación en acuicultura, depende de diversos factores entre los que se pueden destacar la calidad nutricional, digestibilidad y tamaño de las presas (Faleiro & Narciso, 2009), como asimismo de factores relacionados con la facilidad de su cultivo, almacenamiento, manejo y recursos disponibles. Las presas vivas más utilizadas en la acuicultura de peces marinos son *Artemia* sp. y diferentes especies de rotíferos; no obstante, ni *Artemia* ni los rotíferos son el alimento natural de larvas y juveniles de peces marinos, y su perfil nutricional generalmente no es el adecuado para un buen desarrollo, en especial con relación a su bajo contenido de 20:5n-3 o ácido eicosapentaenóico (AEP) y su contenido prácticamente nulo de 22:6n-3 o ácido docosahexaenóico (ADH), en especial en *Artemia* (Sargent *et al.*, 2002). Tanto *Artemia* como los rotíferos son organismos filtradores continuos y no selectivos que consumen partículas en suspensión (Narciso, 2000). Estas características permiten mejorar su perfil nutricional, colocándolos en una solución rica en nutrientes de los cuales ellos carecen, como ADH (Figuereido *et al.*, 2009).

Desde un punto de vista práctico, el enriquecimiento con ácidos grasos, particularmente con ADH, ha mostrado ser mucho más efectivo en rotíferos que en *Artemia*, ya que en ésta última se da un proceso de catabolismo de éste ácido graso, transformándose en ácidos grasos de cadena más corta, con menor número de insaturaciones y, por tanto, con menor valor nutritivo (McEvoy *et al.*, 1995; Estévez *et al.*, 1998; Navarro *et al.*, 1999; Han *et al.*, 2001). Se ha mencionado que los rotíferos son una excelente presa para los estadios larvales de peces marinos, principalmente porque su pequeño tamaño (100-300 μ) permite que sean ingeridos enteros; sin embargo, para algunas especies de caballitos de mar este pequeño tamaño no resulta ser adecuado para los recién nacidos. Los caballitos de mar americanos, *H. erectus* y *H. zosteræ*, presentan tallas al nacer cercanas o superiores a los 10 mm de altura total (Martínez *et al.*, 2005; Lin *et al.*, 2008b; Vite-García *et al.*, 2014a), por ello tienen un tamaño de boca adecuado para consumir presas más grandes que los rotíferos, como nauplios y metanauplios de *Artemia* ($\pm 500 \mu$). Por otro lado *H.*

reidi y *H. ingens* presentan una altura menor al nacer, entre 5 y 7 mm (Lourie *et al.*, 2004; Ortega-Salas & Reyes-Bustamante, 2006; Pham & Lin, 2013) e incluso se considera que *H. reidi* no se encuentra completamente desarrollado como un juvenil hasta el día 18-20 después de su nacimiento (Novelli *et al.*, 2015). Esto restringe el tamaño de la presa en sus primeros días, siendo en este caso adecuado alimentarlos con rotíferos. Este es uno de los principales motivos por los que el cultivo de juveniles de *H. reidi* y *H. ingens* es considerado de mayor dificultad (Pham & Lin, 2013).

Se han realizado numerosas investigaciones que evalúan el efecto de la dieta sobre la supervivencia y el crecimiento de juveniles recién nacidos. En el caso de *H. reidi*, los resultados de Pham & Lin (2013) muestran un crecimiento estadísticamente similar durante los primeros 28 días de vida con una dieta de zooplancton natural y con otra basada en rotíferos (primeros 6 días) y *Artemia* (hasta el día 28 con un periodo de 5 días de destete), enriquecidos con una mezcla de emulsiones comerciales. El crecimiento con estas dos dietas fue significativamente mayor que alimentando a los caballitos con rotíferos y *Artemia* (bajo el mismo esquema de destete), enriquecidos únicamente con la microalga *Isochrysis galbana* (Parke 1949). Durante su experimento (Pham & Lin, 2013), también comprueban una supervivencia significativamente mayor en los juveniles alimentados con zooplancton, *Artemia* y rotíferos enriquecidos con emulsiones comerciales, que aquella obtenida en juveniles alimentados con *Artemia*, rotíferos y *I. galbana*, y también observan que la mayor mortalidad ocurre durante el destete (Tabla 2). En otro estudio, con organismos de la misma especie, no se observaron diferencias significativas en el crecimiento durante los primeros 5 días de vida utilizando como dietas rotíferos enriquecidos o rotíferos con nauplios de copépodos, sin embargo a partir del día 6 y hasta el día 21, al utilizar dietas con base únicamente en nauplios de *Artemia* el crecimiento y supervivencia fue significativamente menor que en los caballitos alimentados con *Artemia* y copépodos, tanto en fotoperiodo continuo como discontinuo (Olivotto *et al.*, 2008). Willadino *et al.* (2012), trabajando con crías recién nacidas de la misma especie, lograron una supervivencia de 0% después de 14 días utilizando un esquema de destete de rotíferos más *Artemia* enriquecidos, y su mayor supervivencia (33%) la obtuvieron utilizando una mezcla de copépodos harpacticoides (*Tisbe biminiensis*) con *Artemia* enriquecida (Tabla 2).

En *H. erectus*, Lin *et al.* (2008b) obtuvieron supervivencias de 27 a 87% y tasas de crecimiento de 0,69 a 1,7 mm día⁻¹ en juveniles sometidos a distintas temperaturas y alimentados durante los primeros 14 días

Tabla 2. Resultados de supervivencia y crecimiento de juveniles de caballito de mar.

Especie	Alimentación	Tasa de crecimiento (mm/día)	Supervivencia (%)	Altura inicial (mm)	Altura final (mm)	Días de cultivo	Referencia
Especies americanas							
<i>H. erectus</i>	<i>Artemia</i> .e.(4-6 mL ⁻¹ , 4 veces día ⁻¹)	0,69-1,7	26,7-86,7	11,9-12,4	21,5-36,7	14	Linert <i>et al.</i> (2008b)
<i>H. erectus</i>	<i>Artemia</i> + DHA Selco	0,47	82,0	11,5	43,0	60	Vite-García <i>et al.</i> (2014b)
<i>H. erectus</i>	<i>Artemia</i>	0,32	49,0	11,5	36,0	60	
<i>H. erectus</i>	<i>Artemia</i> + SuperSelco	0,70	100	35,0	99,8	90	González <i>et al.</i> (2006)
<i>H. erectus</i>	<i>Artemia</i> + Spirulina	0,69	100	35,0	98,9	90	
<i>H. erectus</i>	<i>Artemia</i> + aceite de pescado	0,67	100	35,0	94,0	90	
<i>H. erectus</i>	<i>Artemia</i>	0,53	100	35,0	8,3	90	
<i>H. ingens</i>	Rotíferos + <i>Artemia</i>	0,42	21,5	5,0	45,0	95	Ortega-Salas & Reyes-Bustamante (2006)
<i>H. ingens</i>	Rotíferos + <i>Artemia</i>	0,41	69,1	15,0	54,0	95	
<i>H. ingens</i>	Rotíferos + <i>Artemia</i>	0,42	59,0	27,0	67,0	95	
<i>H. reidi</i>	Rotíferos + <i>Artemia</i> enriquecidos	0,84	27,0	6,4	30,0	28	Pham & Lin (2013)
<i>H. reidi</i>	Rotíferos + <i>Artemia</i> I galbana	0,33	2,1	6,4	15,7	28	
<i>H. reidi</i>	Rotíferos + <i>Artemia</i> enriquecidos	0,82	84,3	6,7	29,7	28	
<i>H. reidi</i>	Zooplanceton	0,95	74,5	6,7	33,3	28	
<i>H. reidi</i>	<i>Artemia</i> 24 h + Copépodos	--	33,0	--	14,9	14	Willadino <i>et al.</i> (2012)
<i>H. reidi</i>	Copépodos	--	6,6	--	12,1	14	
<i>H. reidi</i>	<i>Artemia</i> 00 h	--	6,0	--	15,1	14	
<i>H. reidi</i>	<i>Artemia</i> 24 h	--	0,0	--	--	14	
<i>H. reidi</i>	Rotíferos + <i>Artemia</i>	--	0,3	--	--	14	
Otras especies							
<i>H. guttulatus</i>	<i>Artemia</i>	--	58,0	--	28,4 ± 0,8	30	Blanco <i>et al.</i> (2015)
<i>H. guttulatus</i>	<i>Artemia</i> + Copépodos	--	85,0	--	42,0 ± 3,8	30	
<i>H. hippocampus</i>	Rotíferos + <i>Artemia</i> + Selco	1,4	25,9	5,0	48,6	34	Otero-Ferrer <i>et al.</i> (2010)
<i>H. hippocampus</i>	<i>Artemia</i> + Selco	1,8	60,0	5,0	62,6	34	
<i>H. subelongatus</i>	<i>Artemia</i> + SuperSelco	0,31	25,0	12,6	16,3	12	Payne & Rippingale (2000)
<i>H. subelongatus</i>	Copépodos	0,72	65,0	12,6	21,3	12	
<i>H. whitei</i>	<i>Artemia</i> + DC Selco	0,26	100	36,0-40,0	67,2	107	Wong & Benzie (2003)
<i>H. whitei</i>	<i>Artemia</i>	0,22	100	36,0-40,0	63,3	107	

de vida con nauplios de *Artemia* recién eclosionados (Tabla 2). Vite-García *et al.* (2014b) obtuvieron una mayor supervivencia y crecimiento durante 60 días de cultivo en juveniles de *H. erectus* partiendo de 8 días de nacidos, siendo alimentados con *Artemia* enriquecida con ADH-Selco (supervivencia: 82%; crecimiento 0,47 mm día⁻¹), que alimentados con la misma *Artemia* sin enriquecimiento (49% y 0,32 mm día⁻¹, respectivamente). Los trabajos anteriores, muestran que *H. erectus* se puede alimentar desde el nacimiento con nauplios e incluso metanauplios (24-48 h) de *Artemia* con la ventaja que éstos pueden ser enriquecidos antes de su utilización como alimento.

En relación con otras especies, Payne & Rippingale (2000) lograron una mayor supervivencia y tasa de crecimiento durante los primeros 12 días de vida de *Hippocampus subelongatus* (Castelnau, 1873), alimentados con copépodos en comparación con la supervivencia obtenida al alimentarlos con *Artemia* enriquecida. Asimismo, reportaron que la mayor parte de la mortalidad ocurrió durante los primeros 5 días de vida (Tabla 2). En contraste, Otero-Ferrer *et al.* (2010) obtuvieron alta supervivencia en crías de *H. hippocampus* a las que se les proporcionó *Artemia* enriquecida como primer alimento, en comparación con la supervivencia lograda en las crías alimentadas con rotíferos (Tabla 2).

También se ha evaluado el efecto del alimento vivo (*e.g.*, rotíferos, *Artemia*, copépodos, misidáceos) enriquecido y sin enriquecer, alimento congelado y alimento artificial, sobre el crecimiento y la supervivencia de juveniles de caballito de mar con edades a partir de un mes (*H. kuda*: Job *et al.*, 2002; *H. abdominalis*: Woods, 2003; Wilson *et al.*, 2006; *H. whitei*: Wong & Benzie, 2003; *H. erectus*: González *et al.*, 2006; Vite-García *et al.*, 2014b; *H. guttulatus*: Palma *et al.*, 2012; Blanco *et al.*, 2015).

En general, se considera que el mejor alimento es el que se encuentra en su medio natural, como copépodos, anfípodos y misidáceos, pero dada la dificultad que existe para su producción a gran escala, el alimento vivo como rotíferos y *Artemia*, enriquecido con mezclas de ácidos grasos, aminoácidos, vitaminas, minerales y otros elementos, permite tener buenos resultados en crecimiento y supervivencia. Además, con este tipo de alimento se puede proyectar de mejor manera una producción a mayor escala ya que los métodos, volúmenes, y costos de producción de *Artemia* y rotíferos son más predecibles.

Para el destete y alimentación de adultos también se ha utilizado ampliamente el alimento congelado como *Artemia*, misidáceos y otros crustáceos (Palma *et al.*, 2012). En general, el alimento inerte no ha resultado adecuado como sustituto total del alimento vivo

(Wilson *et al.*, 2006; Palma *et al.*, 2012). En el futuro, la investigación para el desarrollo de alimentos inertes es uno de los desafíos para el cultivo de caballito de mar.

En estudios a largo plazo sobre hipocampos juveniles y adultos, se ha concluido que el efecto fisiológico de la nutrición, puede afectar directamente el crecimiento, supervivencia y reproducción de estos peces (Chang & Southgate, 2001; Masonjones, 2001; Lin *et al.*, 2007). Sin embargo, sólo recientemente se han conocido algunos procesos claves que permiten avanzar en la comprensión de la fisiología de la nutrición en los caballitos de mar. Se ha demostrado que el enriquecimiento de las dietas con ácidos grasos tiene efectos benéficos en la calidad de los ovocitos producidos por las hembras, y el perfil de ácidos grasos de la dieta tiene un efecto directo sobre su perfil en los huevos (Planas *et al.*, 2010; Saavedra *et al.*, 2013, 2015). Asimismo, estudios recientes han demostrado que el contenido de ácidos grasos altamente insaturados de cadena larga en la dieta, en particular el ADH, es un factor indispensable en el buen desempeño (crecimiento y supervivencia) de juveniles de *H. erectus* (Vite-García *et al.*, 2014b; Zhang *et al.*, 2015a), ya que cumplen funciones importantes como promover el metabolismo de lípidos, reducir los productos de la peroxidación de lípidos y mejorar la defensa antioxidante en los juveniles (Yin *et al.*, 2012). Un reflejo de la importancia del ADH en juveniles de caballito de mar, lo demuestra el elevado contenido de lípidos en recién nacidos de *H. erectus* (>20%) y de *H. guttulatus* (16-17%), siendo el ácido graso más abundante en la primera especie y el segundo de importancia en la última (Faleiro & Narciso, 2010, 2013a, 2013b; Vite-García *et al.*, 2014a). Zhang *et al.* (2015a), sugieren que el requerimiento de ADH y AEP para juveniles de *H. erectus* es cercano al 32% del total de ácidos grasos, con una razón ADH:AEP cercana a 4:1.

Job *et al.* (2002) destacan la importancia de adecuar la dieta a los diferentes estadios de desarrollo de *H. kuda*. Esta especie, durante sus primeros 10 días de vida, cambia su preferencia de presas, de rotíferos y nauplios de copépodos a copépodos adultos (Celino *et al.*, 2012). En el medio natural, especímenes de *H. erectus* que miden menos de 6 cm de alto se alimentan tanto de copépodos como de anfípodos, mientras que los mayores de 6 cm de alto se alimentan únicamente con anfípodos (Teixeira & Musik, 2001). Asimismo, en ejemplares de *H. barbouri* cultivados en jaulas marinas, se da un cambio ontogénico de dieta durante el cual los adultos consumen una mayor variedad de presas (*e.g.*, copépodos, eufáusidos, larvas de decápodos, poliquetos y peces) que los juveniles (García *et al.*, 2012).

En este contexto, se ha demostrado que la capacidad de los juveniles de *H. trimaculatus* para digerir y asimilar su alimento está relacionada con el estadio de desarrollo (Sheng *et al.*, 2006). Recientemente, se ha descrito el proceso de ontogenia del tracto digestivo de *H. guttulatus* (Palma *et al.*, 2014), así como la ontogenia enzimática digestiva durante el primer mes de vida en esta especie (Blanco *et al.*, 2015) y en *H. reidi* (Novelli *et al.*, 2016), quedando en evidencia el efecto de la dieta en el desarrollo de los procesos digestivos de caballitos de mar. En el caso de *H. guttulatus* los perfiles de actividad enzimática son bajos para tripsina, quitinasa y α -amilasa, y, por contraste, se presenta un incremento progresivo y sin fluctuaciones de la actividad para los sustratos de lipasa desde el primer día de vida (butirato, octanoato y oleato) (Blanco *et al.*, 2015), lo cual refuerza la idea de la importancia de los ácidos grasos como combustible metabólico durante las primeras etapas. Por contraste, en *H. reidi* durante los primeros días de vida la actividad de tripsina es más importante que la actividad de lipasas, lo cual sugiere que esta especie basa su primera nutrición en proteínas más que en lípidos (Novelli *et al.*, 2016). De acuerdo con los perfiles enzimáticos de *H. guttulatus* Blanco *et al.* (2015) proponen un esquema de alimentación basado en una mezcla de copépodos con *Artemia*. La digestión en los caballitos de mar también se realiza a través de la flora bacteriana alojada en el tracto gastrointestinal. Estudios enzimáticos en *H. kuda* indican que las bacterias aisladas tienen la capacidad de degradar lípidos, celulosa, xilano, almidón y proteínas, siendo la actividad lipasa la más abundante en los aislados bacterianos (70,4%), indicando que la flora asociada al tracto intestinal de esta especie es capaz de digerir alimentos ricos en lípidos (Deobagkar *et al.*, 2012).

En los próximos años la investigación deberá profundizar en los procesos digestivos de los caballitos de mar, los requerimientos nutricionales, la digestibilidad hacia diferentes nutrientes, la diversificación de presas, la utilización de alimentos balanceados inertes y su aceptación, frecuencia y tasas de alimentación, factor de conversión alimenticia y demás aspectos de alimentación y nutrición de estos peces.

Mantenimiento y maduración de reproductores

En vista que la supervivencia y crecimiento de las crías de caballito de mar se ha considerado el “cuello de botella” para el establecimiento de cultivos de estos peces a gran escala, parte importante de la investigación se ha generado alrededor de este tópico. Así, a pesar de que se han establecido las condiciones para el mantenimiento de adultos de la mayoría de las especies estudiadas, aún resta mucho por investigar en torno a la

eficiencia reproductiva de los caballitos de mar. De acuerdo con los estudios esta eficiencia reproductiva puede ser mejorada con condiciones físicas y químicas adecuadas para cada especie, además del suministro de una dieta rica en nutrientes que favorezca el proceso gametogénico, para obtener juveniles con mejores tasas de supervivencia y crecimiento.

En relación con la edad, se ha determinado en poblaciones bajo cautiverio que *H. kuda* alcanza su madurez gonádica de 7-10 meses de edad (Lu *et al.*, 2002), *H. abdominalis* de 8-9 meses (Forteeth, 1997), *H. whitei* de 7-8 meses (Wong & Benzie, 2003), y los machos de *H. erectus* comienzan a desarrollar su bolsa incubadora (marsupio) de 5-7 meses de edad (Lin *et al.*, 2008b). Sin embargo, se ha demostrado que la duración del desarrollo gametogénico puede disminuir mediante un adecuado régimen de temperatura y alimentación (Lin *et al.*, 2006, 2007), lo cual remarca la importancia de un adecuado manejo de los reproductores.

En la Tabla 3 se observa que los adultos en cautiverio se han alimentado principalmente con *Artemia*, misidáceos y otros crustáceos vivos o congelados, aunque Koldewey (2005) también reporta el uso de copépodos, postlarvas de camarón e incluso crías de poecílidos (guppies, mollies, etc). Asimismo, se ha utilizado variedad de enriquecedores comerciales y naturales para mejorar la calidad nutricional de estos alimentos. Entre éstos se pueden mencionar productos como Selco, Roti-Rich, AlgaMac 2000, MicroMac 70, Aminoplex, otros aminoácidos y multivitamínicos, Cyclop-eeze, Beta Meal, alga spirulina y cultivos de algas vivas (*Isochrysis galbana*, T-iso, T-weiss, *Nannochloropsis* sp., *Chlorella* sp.). Estos productos mejoran la calidad nutricional aportando nutrientes esenciales, tales como aminoácidos, ácidos grasos, vitaminas, antioxidantes y otros micronutrientes, que repercuten en una mayor supervivencia y especialmente, en un mayor éxito reproductivo, al aportar los metabolitos necesarios para la gametogénesis. Palma *et al.* (2012) lograron mejores resultados en número de camadas, fecundidad y talla de recién nacidos en *H. guttulatus* alimentados con camarones *Palaemonetes varians* (Leach, 1814), que recibieron un enriquecimiento tipo encapsulación (los camarones fueron congelados después de ingerir la solución enriquecedora), en comparación con los que recibieron presas enriquecidas (se alimentaron los camarones por 10 días y se congelaron con el tracto digestivo vacío) y camarones sin enriquecer. Por su parte, también se determinaron mejores resultados en cuanto a esos tres indicadores de eficiencia reproductiva, en especímenes *H. hippocampus* alimentados con misidáceos, en comparación con aquellos alimentados con *Artemia*: mayor número de camadas (9 vs 3),

Tabla 3. Dieta y parámetros reproductivos de diferentes especies de caballito de mar.

Especie	Dieta	Talla reproductores (Altura en mm o peso en g)	Fecundidad	Tiempo gestación (días)	Altura recién nacidos (mm)	Referencia
Especies americanas						
<i>H. erectus</i>	--	78-152 mm	119-550	11-21	8,9-13,4	Martínez <i>et al.</i> (2005)
<i>H. erectus</i>	Misidáceos congelados	171-207 mm	189-362 n = 6	14-22	8,5-11,3	Lin <i>et al.</i> (2008b)
<i>H. erectus</i>	<i>Artemia</i> viva enriquecida	134-171 mm	130-606 n = 11	--	11,4 ± 0,1	Vite-García <i>et al.</i> (2014a)
<i>H. ingens</i>	<i>Artemia</i> viva	14,8-32,0 g n = 3	1598-1703 n = 3	14	5,0	Ortega-Salas & Reyes-Bustamante (2006)
<i>H. reidi</i>	<i>Artemia</i> y misidáceos congelados	9,5-17,5 mm	>1000	14	7,0	Lourie <i>et al.</i> (2004)
<i>H. zosterae</i>	Cyclopeze y <i>Artemia</i> viva	20-25 mm	5-25	10	7-9	Gomezjurado (2005) Lourie <i>et al.</i> (2004); Alford & Grist (2005)
Otras especies						
<i>H. capensis</i>	<i>Artemia</i> y misidáceos congelados	> 65 mm	30-120	> 45	--	Whitfield (1995); Oudegeest <i>et al.</i> (2005)
<i>H. fuscus</i>	<i>Artemia</i> y misidáceos vivos y congelados	> 50 mm	30-140	14-24	10,0	Lourie <i>et al.</i> (2004)
<i>H. guttulatus</i>	<i>Palaeomonetes varians</i> congelado y enriquecido	133 ± 5 a 156 ± 7 mm	204 ± 54 a 299 ± 87 n = 18	--	17,1 ± 1 a 18,1 ± 1 (longitud estándar: SL)	Palma <i>et al.</i> (2012)
<i>H. guttulatus</i>	<i>Artemia</i> enriquecida y misidáceos congelados	19,0 ± 1,9 mm silvestres 17,8 ± 1,6 mm cautiverio (longitud estándar: SL)	425,7 ± 124,5 silv. 254,6 ± 138,4 caut.	23-27	15,5 ± 1,3 silvestres 14,2 ± 1,1 cautiverio (longitud estándar: SL)	Faileiro & Narciso (2013)
<i>H. hippocampus</i>	Misidáceos vivos	113 mm; 3,48 g	468 n = 1	--	5,0	Otero-Ferrer <i>et al.</i> (2010)
<i>H. hippocampus</i>	<i>Artemia</i> y misidáceos vivos	--	19-342 n = 15	--	8,8 ± 1,3 a 10,6 ± 0,6 (longitud estándar: SL)	Otero-Ferrer <i>et al.</i> (2012)
<i>H. kuda</i>	<i>Artemia</i> viva Misidáceos congelados	25,2-27,1 g	232-556	15-30	--	Lin <i>et al.</i> (2006, 2007)

con mayor número de juveniles (fecundidad: $233,50 \pm 59,04$ vs $68,0 \pm 57,97$), y los recién nacidos con mayor longitud estándar ($10,61 \pm 0,64$ vs $8,75 \pm 1,32$ mm) (Otero-Ferrer *et al.*, 2012). En *Hippocampus comes* (Cantor, 1849) el desempeño reproductivo se mejora cuando se incluye en la dieta misidáceos, ya sea como único alimento o en combinación con *Artemia* y *Acetes*, en comparación con dietas con base en los últimos dos organismos (Buen-Ursua *et al.*, 2015).

Los resultados anteriores demuestran la importancia de una adecuada nutrición de los reproductores para obtener juveniles con mejores tasas de supervivencia y crecimiento. En particular ciertos elementos como ácidos grasos esenciales, (*e.g.*, ADH y AEP), que también juegan un rol preponderante en la acumulación de vitelo por las hembras. En *H. guttulatus* el perfil de ácidos grasos en la dieta de las hembras se ve reflejado en el perfil de ácidos grasos de los ovocitos maduros (Planas *et al.*, 2010). En esta misma especie se determinó que el consumo de estos ácidos grasos durante el desarrollo embrionario, seguramente se utiliza como combustible metabólico (Faleiro & Narciso, 2010, 2013a), mientras que en *H. erectus* al parecer se conservan para ser utilizados por los juveniles durante los primeros días de vida (Vite-García *et al.*, 2014a). De gran importancia es ahondar en la investigación en torno a la nutrición de reproductores, ya que buena parte del problema de la supervivencia y crecimiento de recién nacidos se relaciona con un adecuado suministro de nutrientes al vitelo de los ovocitos en desarrollo por las hembras.

Entre las especies de caballito, además del efecto mencionado de la dieta, la longitud de los juveniles al nacer está más relacionada con la latitud (temperatura) que con la talla de los padres, y esta longitud generalmente es mayor que la de otros teleósteos marinos al momento de la eclosión, lo cual se debería al mayor periodo de desarrollo previo al nacimiento (Foster & Vincent, 2004). La baja relación entre la talla de los padres y de las crías se observa en la Tabla 3, donde *H. zosterae*, una de las especies de menor tamaño, tiene crías de mayor tamaño que *H. ingens*, una de las especies mayor tamaño.

El periodo de gestación en los machos va desde 10 días en *H. zosterae* hasta más de 45 días en *H. capensis* (cuya distribución está restringida a tres localidades de la costa sur de Sudáfrica). Sin embargo, en muchas de las especies el tiempo de gestación varía de 13 a 20 días (Tabla 3). Después de la gestación, el macho entra en actividad de parto que puede durar de uno a tres días, y se han observado machos de *H. erectus* que al día siguiente de expulsar sus crías realizan actividades de cortejo. Se piensa que la monogamia que existe en los caballitos de mar y otros syngnátidos, probablemente

actúa para incrementar el éxito reproductivo en peces que se encuentran en bajas densidades, con rangos de hogar reducidos y escasa movilidad (Vincent & Sadler, 1995). Al aparearse con la misma pareja los caballitos pueden acoplar sus tasas reproductivas, de tal manera que el periodo de gestación de los machos coincida con el tiempo de ovogénesis de la siguiente camada de ovocitos maduros de su pareja hembra. Además, se logran camadas de mayor tamaño y se emplea menor tiempo y energía en el cortejo (Kvarnemo *et al.*, 2000; Foster & Vincent, 2004; Rose *et al.*, 2014).

Se ha observado que podría existir una correlación entre el tamaño de los reproductores con la fecundidad. Entre las especies de *Hippocampus*, la que se ha reportado con menor fecundidad es *H. zosterae* (una de las especies de menor tamaño), mientras que las mayores fecundidades se han presentado en especies de gran tamaño como *H. ingens* (Tabla 3). Dzyuba *et al.* (2006) comprueban una correlación positiva entre la edad y talla en reproductores de *H. kuda*, con el número de su descendencia, es decir que caballitos con más edad (y por lo tanto más grandes) tienen mayor número de crías. Teixeira & Musick (2001) también reportan, en una población silvestre de *H. erectus*, una correlación positiva entre el número de huevos maduros por hembra (fecundidad), así como el número de huevos/embriones dentro del macho, con la talla de los padres. Los autores citados refieren caballitos de mar maduros de ambos sexos de 4,0 a 12,6 cm, teniendo los machos cantidades similares de huevos/embriones (97-1552) que las hembras de ovocitos maduros (90-1313). Por su parte, para la misma especie, Lin *et al.* (2008b) reportaron valores de fecundidad de 189-362 en seis parejas mantenidas en cautiverio, mientras que en 11 machos silvestres Vite-García *et al.* (2014a) determinaron fecundidades de 130 a 606. En especímenes silvestres y de cautiverio de *H. guttulatus*, se ha observado que los últimos presentan menor fecundidad, con juveniles más pequeños y con menor contenido de ácidos grasos que los silvestres (Faleiro & Narciso, 2013b) (Tabla 3).

En el futuro, será necesario profundizar en temas como la frecuencia reproductiva a largo plazo, los efectos de la nutrición de reproductores en el desempeño de su descendencia, el efecto de parámetros físicos y químicos sobre los parámetros reproductivos, así como los criterios de calidad de ovocitos y juveniles (bioquímicos y morfológicos), entre otros aspectos reproductivos. Un mejor entendimiento de los factores que favorecen la eficiencia reproductiva permitirá tener resultados más cercanos al máximo potencial reproductivo de las especies, así como también resultados más consistentes, para desarrollar proyectos exitosos, tanto en el campo de la investigación como en la producción a mayor escala.

CONCLUSIONES

La utilización que se ha dado a los caballitos de mar, principalmente para la medicina tradicional china, y en menor medida como souvenirs y para la industria del acuarismo; junto a los peligros que sufren sus poblaciones en áreas costeras debido a la pesca incidental, la degradación y destrucción de su hábitat, y la contaminación, han llevado a que diferentes especies del género *Hippocampus* se encuentren amenazadas y se hayan adoptado medidas de protección internacionales para la regulación de su comercio. En este escenario la acuicultura de caballitos de mar puede ser una medida de protección de las especies: disminuyendo o evitando su captura, aplicando programas de repoblación en zonas de distribución natural y como instrumento de educación ambiental. Al mismo tiempo, el cultivo de estos peces puede representar una actividad económica para grupos sociales interesados.

El conocimiento actual acerca del cultivo de caballito de mar sienta las bases tecnológicas para la planeación e implementación de cultivos ya sea con fines de investigación, conservación, repoblamiento o comerciales. Sin embargo, como en todo proceso de conocimiento, la comprensión de un fenómeno abre nuevas interrogantes que demandan ser investigadas. Así, aparentemente el mantenimiento de caballitos de mar dentro de un acuario es algo que cualquier aficionado a la acuariofilia con conocimientos básicos puede realizar y de esta manera la maduración reproductiva de adultos puede darse de manera espontánea, e incluso la obtención de algunas crías. Sin embargo, el establecimiento de un cultivo exitoso de estos peces requiere protocolos de trabajo bien planeados y estructurados, con base en el conocimiento disponible generado científicamente. Estos protocolos de cultivo deben involucrar desde la ingeniería y diseño de los sistemas hasta un trabajo rutinario de limpieza y mantenimiento de estanques o acuarios, la adquisición y/o suministro constante y seguro de alimento de calidad, frecuencias de alimentación, densidades adecuadas para cada etapa de crecimiento, adecuado manejo de reproductores y juveniles, y demás cuestiones relacionadas con las buenas prácticas en acuicultura.

REFERENCIAS

- Anderson, P.A., I.K. Berzins, F. Fogarty, H.J. Hamlin & L.J. Guillette. 2011. Sound, stress, and seahorses: the consequences of a noisy environment to animal health. *Aquaculture*, 311(1): 129-138.
- Anderson, P.A. & B.D. Petty. 2013. Mixed metazoan and bacterial infection of the gas bladder of the lined seahorse—a case report. *J. Aquat. Anim. Health*, 25(1): 42-52.
- Alford, K. & C. Grist. 2005. Dwarf seahorse, *Hippocampus zosterae*. In: H. Koldewey (ed.). *Syngnathid husbandry in public aquaria*. Seahorse Project, Zoological Society of London, pp. 88-90.
- Aurélio, M., F. Faleiro, V. Lopes, V. Pires, A. Lopes, M. Pimentel, T. Repolho, M. Baptista, L. Narciso & R. Rosa. 2013. Physiological and behavioral responses of temperate seahorses (*Hippocampus guttulatus*) to environmental warming. *Mar. Biol.*, 160: 2663-2670.
- Balcázar, J.L., J. Pintado & M. Planas. 2010a. *Bacillus galliciensis* sp. nov., isolated from faeces of wild seahorses (*Hippocampus guttulatus*). *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.*, 60(4): 892-895.
- Balcázar, J.L., A. Gallo-Bueno, M. Planas & J. Pintado. 2010b. Isolation of *Vibrio alginolyticus* and *Vibrio splendidus* from captive-bred seahorses with disease symptoms. *Antonie van Leeuwenhoek*, 97(2): 207-210.
- Balcázar, J.L., N. Lee, J. Pintado & M. Planas. 2010c. Phylogenetic characterization and *in situ* detection of bacterial communities associated with seahorses (*Hippocampus guttulatus*) in captivity. *Syst. Appl. Microbiol.*, 33(2): 71-77.
- Baum, J.K., J. Meeuwig & A. Vincent. 2003. Bycatch of lined seahorses (*Hippocampus erectus*) in a Gulf of Mexico shrimp trawl fishery. *Fish. Bull.*, 101: 121-131.
- Bell, E.M., J. Lockyear, J. McPherson, A. Marsden & A. Vincent. 2003. The first field studies of an endangered South African seahorse, *Hippocampus capensis*. *Environ. Biol. Fish.*, 67: 35-46.
- Blanco, A., A. Chamorro & M. Planas. 2014. Implications of physical key factors in the early rearing of the long-snouted seahorse *Hippocampus guttulatus*. *Aquaculture*, 433: 214-222.
- Blanco, A., M. Planas & F.J. Moyano. 2015. Ontogeny of digestive enzymatic capacities in juvenile seahorses *Hippocampus guttulatus* fed on different live diets. *Aquacult. Res.*, 2015: 1-12.
- Buen-Ursua, S.M., T. Azuma, K. Arai & R. Coloso. 2015. Improved reproductive performance of tiger tail seahorse, *Hippocampus comes*, by mysid shrimp fed singly or in combination with other natural food. *Aquacult. Int.*, 23: 29-43.
- Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES). 2002. Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora. Twelfth Meeting of the Conference of the Parties, Santiago de Chile, 3-15 November 2012.
- Celino, F., G. Hilomen-García & A. del Norte-Campos. 2012. Feeding selectivity of the seahorse, *Hippocampus*

- kuda* (Bleeker), juveniles under laboratory conditions. *Aquacult. Res.*, 43: 1804-1815.
- Chang, M. & S.E. Southgate. 2001. Effects of varying dietary fatty acid composition on growth and survival of seahorse, *Hippocampus* spp. juveniles. *Aquar. Sci. Conserv.*, 3: 205-214.
- Chang, C., N. Jang-Liaw, Y. Lin, Y. Fang & K. Shao. 2013. Authenticating the use of dried seahorses in the traditional Chinese medicine market in Taiwan using molecular forensics. *J. Food Drug Anal.*, 21: 310-316.
- Chen, L., X. Wang & B. Huang. 2015. The genus *Hippocampus* -A review on traditional medicinal uses, chemical constituents and pharmacological properties. *J. Ethnopharmacol.*, 162: 104-111.
- Declercq, A.M., K. Chiers, W. den Broeck, A. Rekecki, S. Teerlinck, D. Adriaens, F. Haesebrouck & A. Decostere. 2014. White necrotic tail tips in estuary seahorses, *Hippocampus kuda*, Bleeker. *J. Fish Dis.*, 37(5): 501-504.
- Deobagkar, D.D., R. Khandeparker, R. Sreepada, S. Sanaye & H. Pawar. 2012. A study on bacteria associated with the intestinal tract of farmed yellow seahorse, *Hippocampus kuda* (Bleeker, 1852): characterization and extracellular enzymes. *Aquacult. Res.*, 43(3): 386-394.
- Di Cicco, E., E. Paradis, C. Stephen, M.E. Turba & G. Rossi. 2013. Scuticociliatid ciliate outbreak in australian pot-bellied seahorse, *Hippocampus abdominalis* (Lesson, 1827): clinical signs, histopathologic findings, and treatment with metronidazole. *J. Zoo Wildlife Med.*, 44(2): 435-440.
- Dzyuba, B., K. Van Look, A. Cliffe, H. Koldewey & V. Holt. 2006. Effect of parental age and associated size on fecundity, growth and survival in the yellow seahorse *Hippocampus kuda*. *J. Exp. Biol.*, 209: 3055-3061.
- Estévez, A., L. McEvoy, J. Bell & J.R. Sargent. 1998. Effects of temperature and starvation time on the pattern and rate of loss of essential fatty acids in *Artemia* nauplii previously enriched using arachidonic acid and eicosapentaenoic acid-rich emulsions. *Aquaculture*, 165(3-4): 295-311.
- Faleiro, S. & L. Narciso. 2009. *Brachionus* vs *Artemia* duel: optimizing first feeding of *Upogebia pusilla* (Decapoda: Thalassinidea) larvae. *Aquaculture*, 295: 205-208.
- Faleiro, S. & L. Narciso. 2010. Lipid dynamics during early development of *Hippocampus guttulatus* seahorses: searching for clues on fatty acid requirements. *Aquaculture*, 307: 56-64.
- Faleiro, S. & L. Narciso. 2013a. Prey-predator dynamics in seahorses (*Hippocampus guttulatus*): deciphering fatty acid clues. *Aquacult. Res.*, 44: 618-633.
- Faleiro, S. & L. Narciso. 2013b. The disadvantages of mating outside home: how breeding in captivity affects the reproductive success of seahorses? *J. Sea Res.*, 78: 85-90.
- Faleiro, F., M. Baptista, C. Santos, M. Aurélio, M. Pimentel, M. Pegado, J. Paula, R. Calado, T. Repolho & R. Rosa. 2015. Seahorses under a changing ocean: the impact of warming and acidification on the behaviour and physiology of a por-swimming bony-armoured fish. *Conserv. Physiol.*, 3: 1-7.
- Figueredo, J., R. van Woesik, J. Lin & L. Narciso. 2009. *Artemia franciscana* enrichment model-How to keep them small, rich and alive? *Aquaculture*, 294: 212-220.
- Fortee, N. 1997. The large bellied seahorse, *Hippocampus abdominalis*, a candidate for aquaculture. *Aust. Aquacult.*, 11: 52-54.
- Foster, S. & A. Vincent. 2004. Life history and ecology of seahorses: implications for conservation and management. *J. Fish Biol.*, 65: 1-61.
- Foster, S., S. Wiswedel & A. Vincent. 2014. Opportunities and challenges for analysis of wildlife trade using CITES data - seahorses as a case study. *Aquatic. Conserv.*, 26: 154-172.
- Fritzsche, R.A. 1980. Revision of the eastern Pacific Syngnathidae (Pisces: Syngnathiformes), including both recent and fossil forms. *Proc. Calif. Acad. Sci.*, 42: 181-227.
- García, L., G. Hilomen-García, F. Celino, T. Gonzales & R. Maliao. 2012. Diet composition and feeding periodicity of the seahorse *Hippocampus barbouri* reared in illuminated sea cages. *Aquaculture*, 358: 1-5.
- García-Manchón, J., J. Socorro-Cruz, A. Segade-Botella, F. Otero-Ferrer, A. Mesa & L. Molina-Domínguez. 2013. First feeding regimes for long-snout seahorse *Hippocampus reidi* larvae. *Commun. Agric. Appl. Biol. Sci.*, 78: 139-142.
- Gomezjurado, J. 2005. Pacific Seahorse, *Hippocampus ingens*. In: H. Koldewey (ed.). *Syngnathid husbandry in public aquaria*. Seahorse Project, Zoological Society of London, London, pp. 72-74.
- González, H.G., C. Piloto, M. Chavallier & N. Rivero. 2006. Efectos de la *Artemia* enriquecida, sobre el crecimiento del caballito de mar (*Hippocampus erectus*) Perry, 1810). IV Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura, CIVA 2006 (<http://www.civa2006.org>). pp: 1-8.
- González, R., P. Dinghi, C. Corio, A. Medina, M. Maggioni, L. Storero & A. Gosztonyi. 2014. Genetic evidence and new morphometric data as essential tools to identify the Patagonian seahorse *Hippocampus patagonicus* (Pisces, Syngnathidae). *J. Fish Biol.*, 84: 459-474.

- Han, K., I. Geurden & P. Sorgeloos. 2001. Fatty acid changes in enriched and subsequently starved *Artemia franciscana* nauplii enriched with different essential fatty acids. *Aquaculture*, 199: 93-105.
- Hilomen-Garcia, G.V., R. Reyes & C. Garcia. 2003. Tolerance of seahorse *Hippocampus kuda* (Bleeker) juveniles to various salinities. *J. Appl. Ichthyol.*, 19: 94-98.
- Hora, M., J.C. Joyeux, R. Rodrigues, L. de Sousa-Santos, L. Gomes & M. Tsuzuki. 2016. Tolerance and growth of the longsnout seahorse *Hippocampus reidi* at different salinities. *Aquaculture*, 463: 1-6.
- International Union for Conservation of Nature (IUCN). 2015. International union for conservation of nature red list of threatened species. Version 2015.3 [http://www.iucnredlist.org.]. Revisado: 19 noviembre 2015.
- Job, S.D., H. Do, J. Meeuwig & H. Hall. 2002. Culturing the oceanic seahorse *Hippocampus kuda*. *Aquaculture*, 214(1): 333-341.
- Kayış, Ş. 2011. Ascidian Tunicate, *Botryllus schlosseri* (Pallas, 1766) infestation on seahorse. *B. Eur. Assoc. Fish Pathol.*, 21(2): 81-84.
- Koldewey, H. 2005. Syngnathid husbandry in public aquaria. 2005 Manual. Project Seahorse, Zoological Society of London, London, 137 pp.
- Koldewey, H. & K. Martin-Smith. 2010. A global review of seahorse aquaculture. *Aquaculture*, 302: 131-152.
- Kuiter, R.H. 2000. Seahorses, pipefishes and their relatives. A comprehensive guide to Syngnathiformes. TMC Publishing, Chorleywood, 240 pp.
- Kvarnemo, C., G. Moore, A. Jones, W. Nelson & J. Avise. 2000. Monogamous pair bonds and mate switching in the Western Australian seahorse *Hippocampus subelongatus*. *J. Evol. Biol.*, 13: 882-888.
- LePage, V., J. Young, C.J. Dutton, G. Crawshaw, J.A. Paré, M. Kummrow, D.J. McLelland, P. Huber, K. Young, S. Russell, L. Al-Hussiney & J.S. Lumsden. 2015. Diseases of captive yellow seahorse *Hippocampus kuda* Bleeker, pot-bellied seahorse *Hippocampus abdominalis* Lesson and weedy seadragon *Phyllopteryx taeniolatus* (Lacépède). *J. Fish Dis.*, 38(5): 439-450.
- Lewis, E., M. Kucera, R. Tappert, R. Tessadri, M. Tappert & F. Kanz. 2013. Occurrence of nephrolithiasis in a population of longsnout seahorse, *Hippocampus reidi* Ginsburg, and analysis of a nephrolith. *J. Fish Dis.*, 36(2): 163-167.
- Li, F., K. Wang, W. Luo, L. Huang & Q. Lin. 2015. Comparison of the intestinal bacterial flora in healthy and intestinal-diseased seahorses *Hippocampus trimaculatus*, *Hippocampus erectus*, and *Hippocampus spinosissimus*. *J. World Aquacult. Soc.*, 46(3): 263-272.
- Lin, Q., J. Lin & L. Huang. 2010. Effects of light intensity, stocking density and temperature on the air-bubble disease, survivorship and growth of early juvenile seahorse *Hippocampus erectus* Perry, 1810. *Aquacult. Res.*, 42: 91-98.
- Lin, Q., D. Zhang & J. Lin. 2009. Effects of light intensity, stocking density, feeding frequency and salinity on the growth of sub-adult seahorses *Hippocampus erectus* Perry, 1810. *Aquaculture*, 292: 111-116.
- Lin, Q., J. Lin, J. Lu & B. Li. 2008a. Biochemical composition of six seahorse species, *Hippocampus* sp., from the chinese coast. *J. World Aquacult. Soc.*, 39(2): 225-234.
- Lin, Q., J. Lin & D. Zhang. 2008b. Breeding and juvenile culture of the lined seahorse, *Hippocampus erectus* Perry, 1810. *Aquaculture*, 277: 287-292.
- Lin, Q., Y. Gao, J. Sheng, Q. Chen, B. Zhang & J. Lu. 2007. The effects of food and the sum of effective temperature on the embryonic development of the seahorse, *Hippocampus kuda* Bleeker. *Aquaculture*, 262(2): 481-492.
- Lin, Q., J. Lu, Y. Gao, L. Shen, J. Cai & J. Luo. 2006. The effect of temperature on gonad, embryonic development and survival rate of juvenile seahorses, *Hippocampus kuda*. *Aquaculture*, 254(1): 701-713.
- Lin, Q., G. Li, G. Qin, J. Lin, L. Huang, H. Sun & P. Feng. 2012. The dynamics of reproductive rate, offspring survivorship and growth in the lined seahorse, *Hippocampus erectus* Perry, 1810. *Biol. Open*, 1: 391-396.
- Lin, T., D. Zhang, X. Liu & D. Xiao. 2016. Variations of immune parameters in the lined seahorse *Hippocampus erectus* after infection with enteritis pathogen of *Vibrio parahaemolyticus*. *Fish Shellfish Immunol.*, 50: 247-254.
- Lourie, S.A., S. Foster, E. Cooper & A. Vincent. 2004. A guide to the identification of seahorses. Project Seahorse and Traffic North America. Washington D.C., University of British Columbia & World Wildlife Fund, 114 pp.
- Lu, J.Y., B. Li & Y. Sun. 2002. The ingestion, growth and ecological conversion efficiency of *Hippocampus kuda* under the intensive rearing conditions. *J. Fish. Pekín*, 26(1): 61-66.
- Luzzatto, D., R. Sieira, M. Pujol & J. Díaz de Astarloa. 2012. The presence of the seahorse *Hippocampus patagonicus* in the Argentine Sea based on the cytochrome b sequence of mitochondrial DNA. *Cybiu*, 36: 329-333.

- Mancera, J., J. Perez-Figarez & P. Fernandez-Llebrez. 1993. Osmoregulatory responses to abrupt salinity changes in the euryhaline gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.). *Comp. Biochem. Phys. A*, 106: 245-250.
- Martínez-Cárdenas, L. & G. Purser. 2011. Effect of temperature on growth and survival in cultured early juvenile pot-bellied seahorses, *Hippocampus abdominalis*. *J. World Aquacult. Soc.*, 42(6): 854-862.
- Martínez-Cárdenas, L. & G. Purser. 2016. Effect of direct transfer to different salinities on early juvenile pot-bellied seahorse, *Hippocampus abdominalis*, survival in culture conditions. *J. World Aquacult. Soc.*, 47(2): 201-206.
- Martínez, A., T. Gardner & D. Littlehale. 2005. Lines seahorse *Hippocampus erectus*. In: H. Koldewey (ed.). *Syngnathid husbandry in public aquaria*. Seahorse Project, Zoological Society of London, London, pp. 54-61.
- Martins, M.L., J.L. Mouriño, G.F. Fezer, C.C. Buglione Neto, P. Garcia, B.C. Silva, A. Jatobá & F.N. Vieira. 2010. Isolation and experimental infection with *Vibrio alginolyticus* in the sea horse, *Hippocampus reidi* Ginsburg, 1933 (Osteichthyes: Syngnathidae) in Brazil. *Braz. J. Biol.*, 70(1): 205-209.
- Mascaró, M., M. Amaral-Ruiz, I. Huipe-Zamora, G. Martínez-Moreno, N. Simoes & C. Rosas. 2016. Thermal tolerance and phenotypic plasticity in juvenile *Hippocampus erectus* Perry, 1810: effect of acute and chronic exposure to contrasting temperatures. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 483: 112-119.
- Masonjones, H.D. 2001. The effect of social context and reproductive status on the metabolic rates of dwarf seahorses (*Hippocampus zosterae*). *Comp. Biochem. Physiol. A*, 129(2): 541-555.
- Masonjones, H.D. & S. Lewis. 2000. Differences in potential reproductive rates of male and female seahorses related to courtship roles. *Anim. Behav.*, 59(1):11-20.
- McEvoy, L., J. Navarro, F. Amay & J. Sargent. 1995. Autoxidation of oil emulsions during the *Artemia* enrichment process. *Aquaculture*, 134: 101-112.
- Meeuwig, J., D. Hoang, T. Ky, S. Job & A. Vincent. 2006. Quantifying non-target seahorse fisheries in central Vietnam. *Fish. Res.*, 81: 149-157.
- Mélo, R.C., L. Santos, A. Brito, A. Gouveia, C. Marçal & R.O. Cavalli. 2015. Use of the microalga *Nannochloropsis oculata* in the rearing of newborn longsnout seahorse *Hippocampus reidi* (Syngnathidae) juveniles. *Aquacult. Res.*, 2015: 1-8.
- Murugan, A., S. Dhanya, R.A. Sreepada, S. Rajagopal & T. Balasubramanian. 2009. Breeding and mass-scale rearing of three spotted seahorse, *Hippocampus trimaculatus* Leach under captive conditions. *Aquaculture*, 290: 87-96.
- Narciso, L. 2000. *Biologia e cultivo de Artemia sp.* (Crustacea, Branchiopoda): sua utilização em aquacultura. Prémio do Mar Rei D. Carlos 1998. Câmara Municipal de Cascais, Cascais, 94 pp.
- Navarro, J., R. Henderson, L. McEvoy, M. Bell & F. Amat. 1999. Lipid conversions during enrichment of *Artemia*. *Aquaculture*, 174: 155-166.
- Negreiros, L.A., B. Silva, M. Paulino, M. Fernandes & A. Chippari-Gomes. 2011. Effects of hypoxia and petroleum on the genotoxic and morphological parameters of *Hippocampus reidi*. *Comp. Biochem. Physiol. C*, 153(4): 408-414.
- Novelli, B., J.A. Socorro, M.J. Caballero, F. Otero-Ferrer, A. Segade-Botella & L. Molina-Domínguez. 2015. Development of seahorse (*Hippocampus reidi*, Ginsburg 1933): histological and histochemical study. *Fish. Physiol. Biochem.*, 41(5): 1233-1251.
- Novelli, B., F. Otero-Ferrer, M. Díaz, J.A. Socorro, M.J. Caballero, L. Molina-Domínguez & F.J. Moyano. 2016. Digestive biochemistry as indicator of the nutritional status during early development of the long snouted seahorse (*Hippocampus reidi*). *Aquaculture*, 464: 196-204.
- Olivotto, I., M. Avella, G. Sampaolesi, C. Piccinetti, P. Navarro-Ruiz & O. Carnevali. 2008. Breeding and rearing the longsnout seahorse *Hippocampus reidi*: rearing and feeding studies. *Aquaculture*, 283: 92-96.
- Ortega-Salas, A. & H. Reyes-Bustamante. 2006. Fecundity, survival, and growth of the seahorse *Hippocampus ingens* (Pisces: Syngnathidae) under semi-controlled conditions. *Rev. Biol. Trop.*, 54(4): 1099-1102.
- Otero-Ferrer, F., L. Molina, J. Socorro, H. Fernández-Palacios & M. Izquierdo. 2012. Effect of different live prey on spawning quality of short-snouted seahorse, *Hippocampus hippocampus* (Linnaeus, 1758). *J. World Aquacult. Soc.*, 43(2): 174-186.
- Otero-Ferrer, F., L. Molina, J. Socorro, R. Herrera, H. Fernández-Palacios, & M. Izquierdo. 2010. Live prey first feeding regimes for short-snouted seahorse *Hippocampus hippocampus* (Linnaeus, 1758) juveniles. *Aquacult. Res.*, 41(9): e8-e19.
- Palma, J., J.P. Andrade & D.P. Bureau. 2012. Growth, reproductive performances, and brood quality of long snout seahorse, *Hippocampus guttulatus*, fed enriched shrimp diets. *J. World Aquacult. Soc.*, 43(6): 802-813.
- Palma, J., D.P. Bureau & J.P. Andrade. 2011. Effect of different *Artemia* enrichments and feeding protocol for rearing juvenile long snout seahorse, *Hippocampus guttulatus*. *Aquaculture*, 318: 439-443.
- Palma, J., D.P. Bureau & J.P. Andrade. 2014. The effect of diet on ontogenic development of the digestive tract

- in juvenile reared long snout seahorse *Hippocampus guttulatus*. *Fish. Physiol. Biochem.*, 40(3): 739-750.
- Palma, J., J. Stockdale, M. Correia & J. Andrade. 2008. Growth and survival of adult long snout seahorse (*Hippocampus guttulatus*) using frozen diets. *Aquaculture*, 278: 55-59.
- Pawar, H.B., S. Sanaye, R. Sreepada, V. Harish, U. Suryavanshi, & Z. Ansari. 2011. Comparative efficacy of four anaesthetic agents in the yellow seahorse, *Hippocampus kuda* (Bleeker, 1852). *Aquaculture*, 311(1): 155-161.
- Payne, M. & R. Rippingale. 2000. Rearing West Australian seahorse, *Hippocampus subelongatus*, juveniles on copepod nauplii and enriched *Artemia*. *Aquaculture*, 188(3): 353-361.
- Perry, A., K. Lunn & A. Vincent. 2010. Fisheries, large-scale trade, and conservation of seahorses in Malaysia and Thailand. *Aquatic Conserv.*, 20: 464-475.
- Pham, N. & J. Lin. 2013. The effects of different feed enrichments on survivorship and growth of early juvenile longsnout seahorse, *Hippocampus reidi*. *J. World Aquacult. Soc.*, 44(3): 435-446.
- Piacentino, G. & D. Luzzatto. 2004. *Hippocampus patagonicus* sp. nov., nuevo caballito de mar para la Argentina (Pisces, Syngnathiformes). *Rev. Mus. Arg. Cienc. Nat.*, 6(2): 639-649.
- Planas, M., P. Quintas & A. Chamorro. 2013. Maturation of *Hippocampus guttulatus* and *Hippocampus hippocampus* females by manipulation of temperature and photoperiod regimes. *Aquaculture*, 388: 147-152.
- Planas, M., A. Chamorro, P. Quintas & A. Vilar. 2008. Establishment and maintenance of threatened long-snouted seahorse, *Hippocampus guttulatus*, broodstock in captivity. *Aquaculture*, 283: 19-28.
- Planas, M., P. Quintas, A. Chamorro & C. Silva. 2010. Female maturation, egg characteristics and fatty acids profile in the seahorse *Hippocampus guttulatus*. *Anim. Reprod. Sci.*, 122: 66-73.
- Planas, M., A. Blanco, A. Chamorro, S. Valladares & J. Pintado. 2012. Temperature-induced changes of growth and survival in the early development of the seahorse *Hippocampus guttulatus*. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 438: 154-162.
- Qin, G., Y. Zhang, L. Huang & Q. Lin. 2014. Effects of water current on swimming performance, ventilation frequency, and feeding behavior of young seahorses (*Hippocampus erectus*). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 461: 337-343.
- Raj, S.T., A. Lipton & G. Chauhan. 2010. Characterization and infectivity evaluation of *Vibrio harveyi* causing white patch disease among captive reared seahorses, *Hippocampus kuda*. *Indian J. Geo-Mar. Sci.*, 39(1): 151-156.
- Rosa, I., T. Dias & J. Baum. 2002. Threatened fishes of the world: *Hippocampus reidi* Ginsburg, 1933 (Syngnathidae). *Environ. Biol. Fish.*, 64: 378.
- Rose, E., C. Small, H. Saucedo, C. Harper & A. Jones. 2014. Genetic evidence for monogamy in the dwarf seahorse, *Hippocampus zosterae*. *J. Hered.*, 105(6): 922-927.
- Russell, I. 1994. Mass mortality of marine and estuarine fish in the Swartvlei and Wilderness Lake Systems, Southern Cape. *Afr. J. Aquat. Sci.*, 20: 93-96.
- Saavedra, M., H. Batista & P. Pousao-Ferreira. 2015. Dietary fatty acid enrichment during the spawning season increases egg viability and quality in *Hippocampus hippocampus*. *Aquacult. Nutr.*, 22: 343-351.
- Saavedra, M., M. Masdeu, P. Hale & W. Holt. 2013. Dietary fatty acid enrichment increases egg size and quality of yellow seahorse *Hippocampus kuda*. *Anim. Reprod. Sci.*, 145: 54-61.
- Sanaye, S.V., H.B. Pawar, A. Murugan, R.A. Sreepada, T. Singh & Z.A. Ansari. 2013. Diseases and parasites in cultured yellow seahorse, *Hippocampus kuda* (Bleeker, 1852). *Fish. Chimes*, 32(11): 65-67.
- Sanaye, S.V., N.M. Pise, A.P. Pawar, P.P. Parab, R.A. Sreepada, H.B. Pawar & A.D. Revankar. 2014. Evaluation of antioxidant activities in captive-bred cultured yellow seahorse, *Hippocampus kuda* (Bleeker, 1852). *Aquaculture*, 434: 100-107.
- Sargent J.R., D.R. Tocher & J.G. Bell. 2002. The lipids. In: J.E. Halver & R.W. Hardy (eds.). *Fish Nutrition*. Elsevier Academic Press, San Diego, pp. 181-257.
- Sears, B.F., P. Anderson & E.C. Greiner. 2011. A new species of myxosporean (Sphaeromyxidae), a parasite of lined seahorses, *Hippocampus erectus*, from the Gulf of Mexico. *J. Parasitol.*, 97(4): 713-716.
- Shin, S.P.S., J.E. Han, D.K. Gomez, J.H. Kim, C.H. Choresca, J.W. Jun & S.C. Park. 2011. Identification of scuticociliate *Philasterides dicentrarchi* from Indo-Pacific seahorses *Hippocampus kuda*. *Afr. J. Microbiol. Res.*, 5(7): 738-741.
- Sheng, J., Q. Lin, Q. Chen, Y. Gao, L. Shen & J. Lu. 2006. Effects of food, temperature and light intensity on the feeding behavior of three-spot juvenile seahorses, *Hippocampus trimaculatus* Leach. *Aquaculture*, 256(1): 596-607.
- Souza-Santos, L., C. Regis, R. Mélo & R. Cavalli. 2013. Prey selection of juvenile seahorse *Hippocampus reidi*. *Aquaculture*, 404: 35-40.
- Teixeira, R. & J. Musick. 2001. Reproduction and food habits of the lined seahorse *Hippocampus erectus* (Teleostei: Syngnathidae) of Chesapeake Bay, Virginia. *Rev. Brasil. Biol.*, 61(1): 79-90.

- Teske, P.R. & L. Beheregaray. 2009. Evolution of seahorses upright posture was linked to Oligocene expansion of seagrass habitats. *Biol. Letters*, 5: 521-523.
- Teske, P.R., M. Cherry & C. Matthee. 2004. The evolutionary history of seahorses (Syngnathidae: *Hippocampus*): molecular data suggest a West Pacific origin and two invasions of the Atlantic Ocean. *Mol. Phylogenet. Evol.*, 30: 273-286.
- Teske, P.R., H. Hamilton, C. Matthee & N. Barker. 2007. Signatures of seaway closures and founder dispersal in the phylogeny of a circumglobally distributed seahorse lineage. *BMC Evol. Biol.*, 7: 138.
- Vincent, A.C.J. 1996. The international trade in seahorses. Traffic International Report ISBN 1 85850 098 2. Cambridge, 163 pp.
- Vincent, A. & L. Sadler. 1995. Faithful pair bonds in wild seahorses, *Hippocampus whitei*. *Anim. Behav.*, 50: 1557-1569.
- Vincent, A.C.J., S.J. Foster & H.J. Koldewey. 2011. Conservation and management of seahorses and other Syngnathidae. *J. Fish Biol.*, 78(6): 1681-1724.
- Vincent, A.C.J., Y. Sadovy, S. Fowler & S. Lieberman. 2014. The role of CITES in the conservation of marine fishes subject to international trade. *Fish Fish.*, 15: 563-592.
- Vite-García, N., O. Arjona, E. Morales-Bojorquez, M. Mascaro, N. Simoes & E. Palacios. 2014a. Assessment of lipid classes and fatty acid levels in wild newborn seahorses (*Hippocampus erectus*) (Perry, 1810): implications for survival and growth in aquarium culture. *Mar. Freshw. Behav. Phy.*, 47(6): 401-413.
- Vite-García, N., N. Simoes, O. Arjona, M. Mascaro & E. Palacios. 2014b. Growth and survival of *Hippocampus erectus* (Perry, 1810) juveniles fed on *Artemia* with different HUFA levels. *Lat. Am. J. Aquat. Res.*, 42(1): 150-159.
- Whitfield, A.K. 1995. Threatened fishes of the world: *Hippocampus capensis* Boulenger, 1900 (Syngnathidae). *Environ. Biol. Fish.*, 44: 362.
- Willadino, L., L. Souza-Santos, R. Mélo, A. Brito, N. Barros, C. Araújo-Castro, D. Galvão, A. Gouveia, C. Regis & R. Cavalli. 2012. Ingestion rate, survival and growth of newly released seahorse *Hippocampus reidi* fed exclusively on cultured live food items. *Aquaculture*, 360-361: 10-16.
- Wilson, Z., C. Carter & G. Purser. 2006. Nitrogen budgets for juvenile big-bellied seahorse *Hippocampus abdominalis* fed *Artemia*, mysids or pelleted feeds. *Aquaculture*, 255(1): 233-241.
- Wong, J. & J. Benzie. 2003. The effects of temperature, *Artemia* enrichment, stocking density and light on the growth of juvenile seahorses, *Hippocampus whitei* (Bleeker, 1855), from Australia. *Aquaculture*, 228(1): 107-121.
- Woods, C.M. 2000. Improving initial survival in cultured seahorses, *Hippocampus abdominalis* Leeson, 1827 (Teleostei: Syngnathidae). *Aquaculture*, 19(3): 377-388.
- Woods, C.M. 2003. Growth and survival of juvenile seahorse *Hippocampus abdominalis* reared on live, frozen and artificial foods. *Aquaculture*, 220(1): 287-298.
- Yin, F., B. Tang, D. Zhang & Z. Xiong. 2012. Lipid metabolic response, peroxidation, and antioxidant defence status of juvenile lined seahorse, *Hippocampus erectus*, fed with highly unsaturated fatty acids enriched *Artemia* metanauplii. *J. World Aquacult. Soc.*, 43: 716-726.
- Zhang, D., T. Lin & X. Liu. 2015a. A comparison of growth, survival, and fatty acid composition of the lined seahorse, *Hippocampus erectus*, juveniles fed enriched *Artemia* and a calanoid copepod, *Schmackeria dubia*. *J. World Aquacult. Soc.*, 46: 608-616.
- Zhang, D., F. Yin & J. Lin. 2011. Criteria for assessing juvenile quality of the lined seahorse, *Hippocampus erectus*. *Aquaculture*, 322-323: 255-258.
- Zhang, Y., G. Qin, J. Lin & Q. Lin. 2015b. Growth, survivorship, air-bubble disease, and attachment of feeble juvenile seahorses, *Hippocampus kuda* (Bleeker, 1852). *J. World Aquacult. Soc.*, 46(3): 292-300.
- Zhang, D., Y. Zhang, J. Lin & Q. Lin. 2010. Growth and survival of juvenile lined seahorse, *Hippocampus erectus* (Perry), at different stocking densities. *Aquacult. Res.*, 42: 9-13.