



ARTÍCULO ORIGINAL/ ORIGINAL ARTICLE

BIOLOGÍA REPRODUCTIVA DE LA “CONCHA CORAZÓN” *TRACHYCARDIUM PROCERUM* (SOWERBY, 1833) (CARDIIDAE, PELECYPODA) DE CHIMBOTE, PERÚ

REPRODUCTIVE BIOLOGY OF THE HEART CLAM *TRACHYCARDIUM PROCERUM* (SOWERBY, 1833) (CARDIIDAE, PELECYPODA) FROM CHIMBOTE, PERU

Karina Judith Ortiz-Galarza^{1,2}, José Iannacone², Ángel Perea de la Matta¹ & Betsy Buitrón-Díaz¹

¹Laboratorio de Biología Reproductiva. Instituto del Mar del Perú (Imarpe), Callao, Perú.

²Laboratorio de Ecofisiología Animal, Facultad de Ciencias Naturales y Matemática. Universidad Nacional Federico Villarreal. Av. Río de Chepén s/n. Urb. Bravo Chico, El Agustino, Lima, Perú.

The Biologist (Lima) 9(1): 66-97.

ABSTRACT

The aim of this study was to establish the gametogenesis and histological gonadal maturity scale, the reproductive cycle and size at first gonadal maturity of the heart clam *Trachycardium procerum* (Sowerby, 1833). The samples were collected from Chimbote, on the beach El Dorado, Samanco Bay, Peru. *T. procerum* is a benthic species with functional sexual hermaphroditism, with greater reproductive activity in males than in females. The ovary has three types of oocytes: immature (OI), at maturity (OEM) and mature (OM) in females. Males have spermatogonium (SG), spermatocytes (SC) and sperm (SP). The gonads, according to the oocyte and spermatogonial development are grouped into six stages of maturity (virgin = 0; rest = I, maturing = II, mature = III; spawning/eject = IV and recovery = V). Reproduction in *T. procerum* is partially asynchronous; trabeculae with eggs and sperm at different stages of gonadal development grow in length and diameter as they are filled with mature gametes and are stored until the time of spawning. Reproduction was more intense during the summer (Feb and Mar) and spring months (Oct and Nov). The condition factor (CF) is related directly to the breeding season. The size at first gonadal maturity for females is 41 mm. The reproductive biology of this important benthic resource provides tools for optimal fisheries management for the conservation of this species.

Key words: gametogenesis, gonadal maturity, pelecypods, *Trachycardium procerum*.

RESUMEN

El objetivo del presente trabajo fue establecer la gametogénesis, la escala de madurez gonadal histológica, el ciclo reproductivo y talla de primera madurez gonadal de la “concha corazón” *Trachycardium procerum* (Sowerby, 1833). Las muestras fueron colectadas de Chimbote, en la playa El Dorado, Bahía de Samanco, Perú. *T. procerum*, es una especie bentónica con hermafroditismo sexual funcional, con mayor actividad reproductiva en los machos que en las hembras. El ovario presenta tres tipos de ovocitos: inmaduro (OI), en madurez (OEM) y maduro (OM) en hembras. Los machos presentan espermatogonio (SG), espermatocito (SC) y espermatozoide (SP). Las gónadas, de acuerdo al desarrollo ovocitario y espermatogónico, se agrupan en seis estadios de madurez (virginal = 0; reposo = I; en maduración = II; maduro = III; desovante/expulsante = IV y recuperación = V). *T. procerum*, es un reproductor parcial asincrónico, que presenta trabéculas con ovocitos y espermatozoides en diferentes grados de

desarrollo gonadal, que van creciendo en longitud y en diámetro y conforme se van llenando de gametos maduros, y permanecen almacenados hasta el momento del desove. Se reproduce con mayor intensidad durante los meses de verano (feb y mar) y primavera (oct y nov). El factor de condición (FC) se relaciona de manera directa con la estación reproductiva. La talla de primera madurez gonadal para las hembras es de 41 mm. La biología reproductiva de este importante recurso bentónico brinda herramientas para un óptimo manejo pesquero para la conservación de esta especie.

Palabras clave: gametogénesis, madurez gonadal, pelecípodo, *Trachycardium procerum*.

INTRODUCCIÓN

A lo largo del litoral peruano existe una gran variedad de hábitats que van desde el límite superior de las mareas hasta el infralitoral, con sustratos duros y blandos, y en condiciones tropicales o subtropicales, los cuales favorecen la presencia de numerosos recursos bentónicos (Cavero & Rodríguez 2008).

El Perú es reconocido a nivel mundial como uno de los países que cuenta con una de las más altas concentraciones de diversidad biológica y probablemente sea el que presenta la mayor complejidad ecológica y biogeográfica (Álamo & Valdivieso 1997). Esta riqueza constituye un gran campo de investigación biológica (Salgado & Ishiyama 1979); así tenemos al grupo de los bivalvos, los cuales, ocupan el segundo lugar en diversidad dentro del grupo de los moluscos marinos (Paredes & Cardoso 1999). La fauna malacológica, conocida comúnmente como “mariscos”, tiene gran importancia en el consumo humano de la población costera del Perú, constituyendo aproximadamente el 20% de la captura total extraída por la pesquería artesanal en el Perú (Cavero & Rodríguez 2008). Los moluscos constituyen una alternativa para la alimentación popular, por su fácil aceptación y alto contenido proteico, ya sea en fresco o en sus diferentes formas de procesamiento, por lo que es necesario intensificar los estudios sobre los mismos, a fin de lograr su máximo aprovechamiento mediante la racional explotación de los bancos

naturales, experiencias de repoblamiento y establecimiento de centros de cultivo, los que garantizan un abastecimiento sostenido de estos recursos y fuentes de trabajo para la explotación costera (Cavero & Rodríguez 2008).

Desde el punto de vista económico, *Trachycardium procerum* (Sowerby, 1833) (Cardiidae: Pelecypoda) “piconudo”, “pata de mula” o “concha corazón” distribuido de México a Chile (Díaz & Ortlieb 1993), viene siendo explotada localmente en el Perú de manera rigurosa (Tresierra & Berrú 2005). La fuerte presión humana suele ser la principal responsable de que se puedan encontrar biomásas muy reducidas de este recurso; por esta razón, se hace imprescindible un estudio más exhaustivo de la biología básica de esta especie, que permita evaluar el potencial como recurso aprovechable y, sobre esas bases científicas procurar su *conservación*.

Los estudios de ecología reproductiva son importantes debido a que proporcionan importante información relacionada con la distribución y estructura de la población, permiten efectuar predicciones sobre el reclutamiento de la población adulta y proporcionan la información necesaria para el establecimiento de épocas de veda y la determinación de tallas mínimas de captura (Arsenault & Himmelman 1998, Villalejo-Fuerte *et al.* 2003, Derbali & Ghorbel 2009).

Además, su conocimiento es indispensable en el manejo de todas las pesquerías comerciales de bivalvos (Barber & Blake 1983) y en la acuicultura (Alfaro *et al.* 2001, Rodríguez de la Rúa *et al.* 2003, Mzighani 2005).

Una de las bases para conocer la biología de la reproducción es la determinación del ciclo reproductivo, basándose en el análisis de la serie de cambios somáticos y fisiológicos. Lo que se manifiesta, entre otros aspectos, por el desarrollo de las gónadas y tiene su momento culminante cuando se produce el desove, por medio del cual las gónadas liberan los productos sexuales, iniciándose luego la primera etapa en la vida de toda la generación de individuos (Kunduz & Erkan 2008). Además, forma parte fundamental de todo proceso de evaluación de un recurso (Tresierra *et al.* 2002). Un enfoque más claro, preciso y refinado de las diferentes características para determinar las fases de madurez se hace posible mediante estudios histológicos, los cuales permiten obtener una descripción detallada de los tipos de ovocitos con el objeto de establecer un buen criterio para distinguir las fases de madurez y el ciclo de desove de una determinada especie (Tresierra *et al.* 2002). El conocimiento de las fases de madurez, constituye un punto fundamental que debe ser considerado siempre en cualquier programa de estudios de la biología reproductiva de un recurso biótico. Para el estudio de la reproducción de los bivalvos, el análisis histológico del tejido gonádico, utilizando muestras recolectadas a intervalos regulares, durante un año o más (el intervalo de tiempo más generalizado es de un mes), es un método muy confiable para determinar los cambios gonádicos estacionales, además de permitir determinar la frecuencia y duración del desove en una población natural (Jaramillo & Navarro 1995, Alfaro *et al.* 2001, Derbali & Ghorbel 2009, Herrmann *et al.* 2009).

Desde fines del ciclo pasado, la gametogénesis de los moluscos bivalvos ha sido objeto de numerosos estudios que muestran la existencia de una fuerte convergencia en los procesos de la formación de gametos, cualquiera que sea la especie (Avendaño & Le Pennec 1998). El conocimiento de la serie de cambios que ocurren en las gónadas a través del tiempo, es de gran importancia a fin de adquirir una amplia información de la biología general de una población y formar parte fundamental de todo proceso de evaluación de un recurso (Tresierra *et al.* 2002). A diferencia de los organismos nectónicos, cuyo patrón reproductivo consiste en una activa migración hacia el área que presenta las condiciones óptimas para el desove y la supervivencia de las larvas (Nesis 1983); los moluscos bivalvos, son sésiles, por lo que se ven obligados a esperar a que las condiciones óptimas para la reproducción se presenten en el lugar que habitan (Rodríguez-Astudillo *et al.* 2002).

Muchos invertebrados bentónicos marinos tienen ciclos estacionales en su alimentación, crecimiento y reproducción. En regiones templadas esta estacionalidad está típicamente relacionada con los ciclos de fotoperíodo, temperatura y disponibilidad de alimento y puede ser muy difícil determinar cuál de estos factores es el más importante (Brockington & Clarke 2001). Se ha comprobado que varias especies de organismos bentónicos sésiles desovan cuando las condiciones de temperatura y disponibilidad de alimento son las adecuadas (Rodríguez-Astudillo *et al.* 2002, Gil & Thomé 2004).

En el Instituto del Mar del Perú (IMARPE), debido a la actual demanda de información, se precisa de la estimación de los principales parámetros reproductivos que se utilizan en el manejo pesquero. Como parte de las metas ejecutadas anualmente existen programas de

seguimiento realizadas en la Unidad de Biología Reproductiva (UBR), donde se efectúan trabajos de investigación en diferentes especies de importancia comercial; tales como “anchoveta” *Engraulis ringens* Jenyns, 1842, “merluza” *Merluccius gayi peruanus* (Ginsburg, 1954), “pejerrey” *Odontesthes regia regia* (Humboldt 1821) e invertebrados “macha” *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) (Gómez *et al.* 2006).

El objetivo de presente trabajo es conocer la biología reproductiva de *T. procerum* en Chimbote entre sep-2005 y ago-2006.

MATERIALES Y MÉTODOS

Material biológico

Se colectó 1655 muestras de *T. procerum* (Fig. 1 al 6).

Área de muestreo

El material biológico fue colectado por personal del laboratorio costero de IMARPE – Chimbote, mensualmente, entre sep-2005 y Ago-2006. El área evaluada fue la pampa “El Dorado”, Bahía de Samanco; situada al sur de la ciudad de Chimbote, entre 78° 28' - 78° 34' LW y 9°10' - 9°16' LS, Ancash, Perú (Fig. 7).

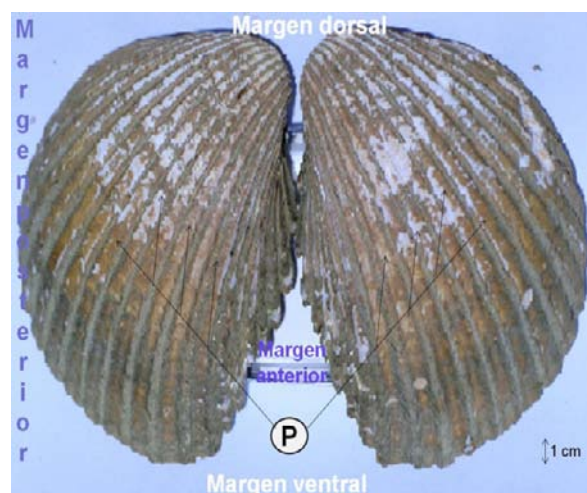


Figura 1. Concha de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco. Vista externa. P: Líneas concéntricas.

Captura de las muestras

La colecta fue realizada a bordo de un bote marisquero de 6,4 m de eslora, provisto de una compresora y accesorios para buceo autónomo. La navegación y ubicaciones de las estaciones bioceanogeográficas se realizaron utilizando un Sistema de Navegación Satelital (GPS) Garmin 12XL y la carta náutica HIDRONAV 212 de la Dirección de Hidrografía y Navegación de la Marina de Guerra del Perú.

Muestreo

Las muestras fueron colectadas usando el buceo y para el muestreo se realizó con un cuadrado metálico de 1,0 m de lado. Se utilizó el método estratificado al azar (Bazigos 1980).

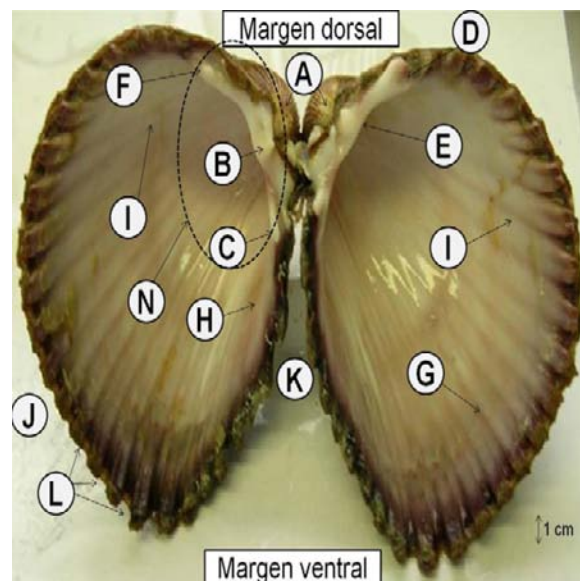


Figura 2. Concha de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco. Vista interna. A: Umbo. B: Diente cardinal. C: Diente lateral. D: Ligamento. E: Filo de la valva. F: Diente posterior. G: Línea paleal sin seno. H: Musculo aductor anterior. I: Musculo aductor posterior. J: Margen posterior. K: Margen anterior. L: Hendidura marginal. N: Charnela (dientes y fosas).

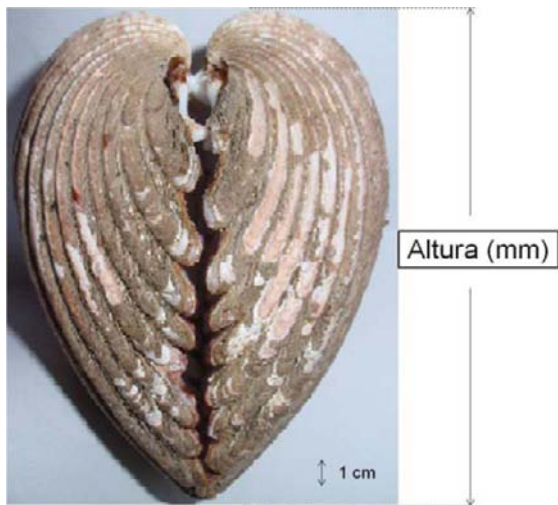


Figura 3. Concha de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco. Vista lateral.

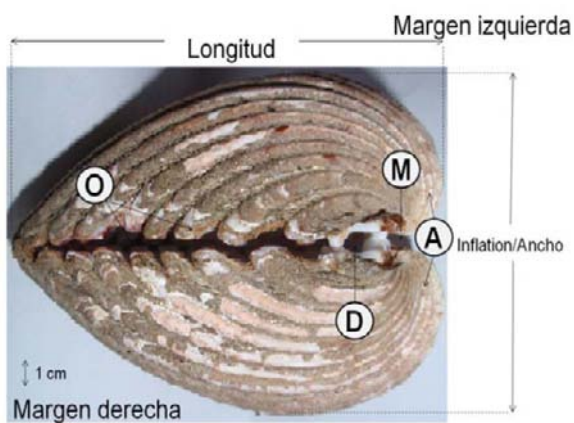


Figura 4. Bivalvo *T. procerum*, vista dorsal de la concha entera durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco. A: Umbo. D: Ligamento. M: Lúnula. O: Armazón.

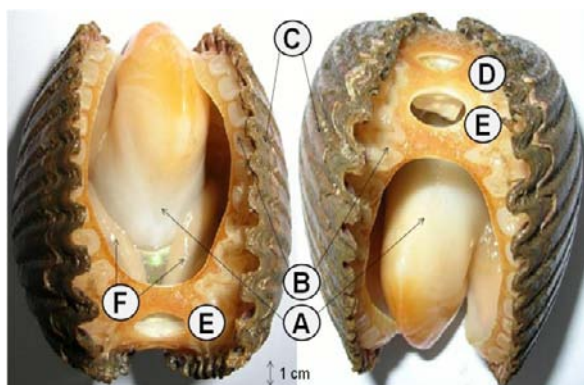


Figura 5. Estructura externa de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco. Donde: A=Pie, B=Manto, C=Concha, D=Sifón exhalante, E=Sifón Inhalante, F=Branquias.

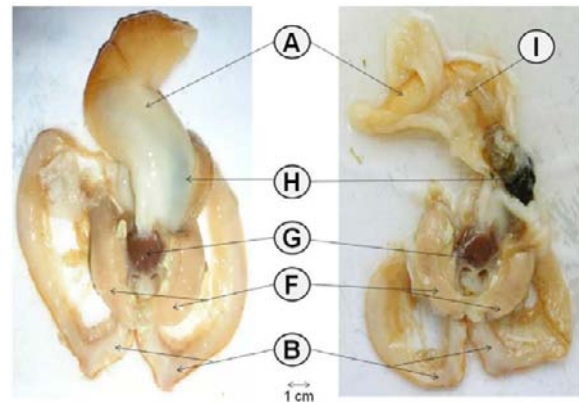


Figura 6. Estructura interna de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco. A = Pie. B = Manto. F = Branquias. G = Cavidad pericápica. H = Contenido estomacal. I = Gónada.

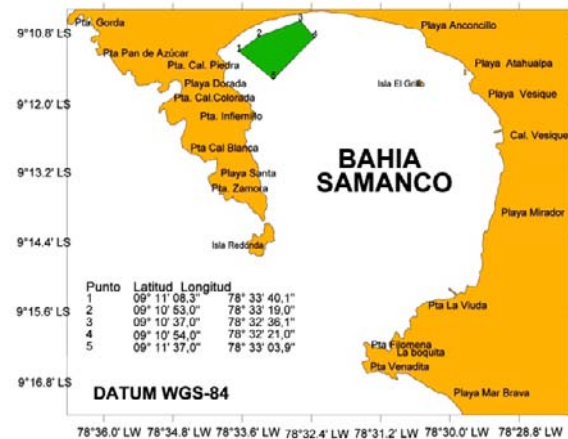


Figura 7. Delimitación del banco natural de "concha corazón" y zonas de pesca artesanal del litoral de Ancash.

Muestreo biométrico

Luego del muestreo aleatorio de 120 individuos en promedio, colectados mensualmente por los pescadores marisqueros, se les determinó los siguientes tres parámetros: altura, longitud y espesor de la concha, con un malacómetro de precisión de 1 mm.

Muestreo biológico

Se registró el peso total, peso del cuerpo y peso del pie de los individuos. Estos datos fueron anotados en una ficha de muestreo biológico. Se utilizó una balanza electrónica de 0,01g de sensibilidad.

Traslado de la muestra

De cada individuo se colectó el cuerpo y se fijó en formol bufferado al 10%, utilizando bolsas transparentes y fueron colocados dentro de un frasco con tapa enroscable debidamente rotulado. Posteriormente, las muestras fueron trasladadas al Laboratorio de Biología Reproductiva Chucuito, Callao, IMARPE.

Procesamiento histológico

El estado de madurez gonadal fue determinado por análisis histológico convencional.

Refijación: de la parte central del pie, se tomó una porción aproximada de 0,5 cm de grosor para ser refijadas y, posteriormente, procesadas.

Lavado: se realizó con agua corriente, dejando al tejido listo para ser deshidratado. El lavado se realizó para eliminar el exceso de fijador de los tejidos y así evitar interferencias con los procesos subsecuentes.

Deshidratación: se extrajo agua de los tejidos pasándolo por baños en concentraciones crecientes de etanol. En la primera estación con alcohol, el tejido fue sumergido en una concentración del 70% por 1 h, pasando luego 1 h en cada una de las siguientes concentraciones: 80%, 90₁%, 90₂%, 100₁% y 100₂%.

Aclaración: el medio de aclaración empleado fue el xilol (C₆H₄(CH₃)₂) por dos veces. El tiempo de inmersión fue entre 2 a 4 min para el xilol_A y de 1 a 2 min para el xilol_B.

Infiltración con parafina: tan pronto como culmina la aclaración, el tejido es sumergido dos veces en parafina líquida a una temperatura de 60°C. El tiempo empleado fue 1 h para la parafina_A y 1 h para la parafina_B. En el análisis histológico de la estructura

gonadal, se empleó un equipo automatizado y programado, el mismo que realizó los pasos de: deshidratación, aclaración e infiltración con parafina.

Imbibición con parafina: se emplearon moldes de goma de forma cúbica de 2 cm de lado a los cuales se les llenó de parafina líquida y se les colocó una muestra del corte del individuo en la parte central de cada cubo dejándoseles luego reposar al ambiente hasta que se solidificaran y los bloques estuvieran listos para el seccionamiento. La temperatura de fusión de la parafina fue de 60°C.

Seccionamiento: Las secciones histológicas de las muestras fueron realizadas con el uso de un micrótomo de rotación y cuchilla de lomo ancho, las secciones de corte tuvieron un espesor de 7 µm. Previo a este paso, los bloques de parafina fueron cortados con ayuda de una cuchilla manual hasta darles la forma de trapecio, dejándolos listos para ser llevado al micrótomo.

Obtención de secciones seriadas: Tanto los bloques de parafina como las cuchillas fueron congeladas por un tiempo de aproximadamente una h (secciones a manera de cinta), esto se hizo con el propósito de obtener secciones sin encogimientos, las mismas que fueron colocadas en un flotador de tejidos a una temperatura de 37°C, en donde se extendieron y se colocaron en láminas porta objetos.

Montaje con albúmina: El montaje de la lámina con albúmina se realizó para adherir mejor a la muestra y evitar algún posible desprendimiento en la coloración. Las láminas fueron secadas en una plataforma caliente de teflón a 37°C para eliminar la humedad. Luego se procedió al rotulo de la lámina con la ayuda de un marcador punta de diamante, considerando los siguientes datos: iniciales de nombre común de la especie (cc),

lugar de colecta (Ch), fecha de la colecta y serie de cada individuo por mes.

Coloración: se utilizó hematoxilina y eosina (H y E). El proceso de coloración fue realizado por un equipo automático, al cual se le programó los tiempos de cada paso. Se filtró el colorante antes de cada proceso. Una vez coloreadas las muestras, en el proceso final se procedió a montar las láminas, donde se empleó como medio de montaje el entellán.

Zona de corte: con la finalidad de localizar el tejido gonadal, fueron evaluados 20 individuos de diferentes tamaños, los cuales fueron procesados mediante las técnicas histológicas mencionadas anteriormente. Para ello, se cortó el pie de la “concha corazón”, dividiéndolo al mismo individuo en tres zonas, teniendo como punto referencial la zona donde se encuentra la estructura visceral (proximal, medio y distal). En cada zona asignada se tomaron muestras de aproximadamente 0,5 cm de grosor que fueron analizadas microscópicamente (Fig. 8).

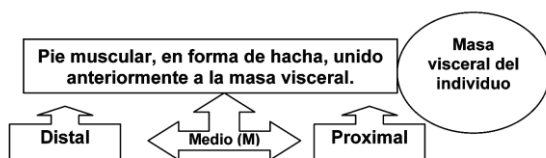


Figura 8. Estructura interna ubicando la zona apropiada de corte en *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco.

Análisis histológico de las gónadas

Microscópico: con la ayuda de un sistema digital microfotográfico conectado a un microscopio óptico Nikon, se obtuvo 3336 fotos digitales en alta resolución, para luego ser grabadas en un DVD para facilitar las lecturas. Este procedimiento se realizó con la finalidad de cuidar la integridad y nitidez de la muestra y evitar el deterioro del colorante y las

posibles modificaciones que puedan ocurrir con el tiempo debido a diversos factores ambientales (Tirado & Salas 1998).

Técnicas de análisis y procesamiento de datos

Talla de primera madurez gonadal: se utilizó Excel 2003 para trabajar los datos y el paquete libre estadístico Curve Expert v.1.3 (Hyams 2005) para calcular la talla de primera madurez. Para determinar la talla de primera madurez, se agruparon los datos en: inmaduros (0 y I) y activos (II, III, IV y V). Para la observación de la zona de muestreo se utilizó el software de aplicación geoestadística (SURFER 10 para Microsoft Windows).

Actividad reproductiva: (Cubillos *et al.* 1999). Está dada por los individuos que se encontraron en los estadios III (maduro) y IV (desove).

$$\text{Estadio III} + \text{Estadio IV} = \text{Actividad Reproductiva}$$

Factor de condición (FC)

Se analizó este factor para determinar la condición corporal del individuo durante el año de estudio y para saber si existía una relación con el ciclo reproductivo. Se utilizaron individuos con tallas entre 43 y 76 mm de longitud valvar, debido a que este rango de tallas correspondía a individuos adultos.

El Factor de Condición (FC) utilizado fue:

$$\text{FC} = \text{peso total del cuerpo} / L^3 * 100\%$$

Medida de diámetro de ovocito

Utilizando un sistema fotográfico marca NIKON modelo DS-L2, se realizaron las mediciones directas con un aumento de 400X. Este sistema midió los diámetros mayor y menor por tipo de ovocito, los cuales fueron: inmaduro, en maduración y maduro. Con el diámetro mayor y menor, se calculó un promedio, el cual representó el tamaño de cada ovocito. Las mediciones se realizaron en

10 individuos por cada estadio de madurez gonadal: inmaduro (0), en madurez (II) y maduro (III). A su vez, se procedió a registrar 10 mediciones (diámetros mayor y menor) en cada tipo de ovocito (ovocito inmaduro, en madurez y maduro) (Fig. 9 al 11), haciendo un total de 100 mediciones por cada tipo de ovocito. Luego, se calcularon los estadísticos: medias, desviación estándar y error estándar. Se realizó un análisis de varianza (ANDEVA) con su respectiva prueba de Tukey, para lo cual se utilizó el software Systat 11 y el Excel 2003.

Los valores categóricos usados para cada variable fueron: Individuos: 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10; Ovocitos: 10; Variable: Promedio N : 100 Múltiplo R : 0,701. Múltiplo cuadrado R : 0,49. Σ (Diámetro mayor + diámetro menor)/2 = Promedio de diámetros.

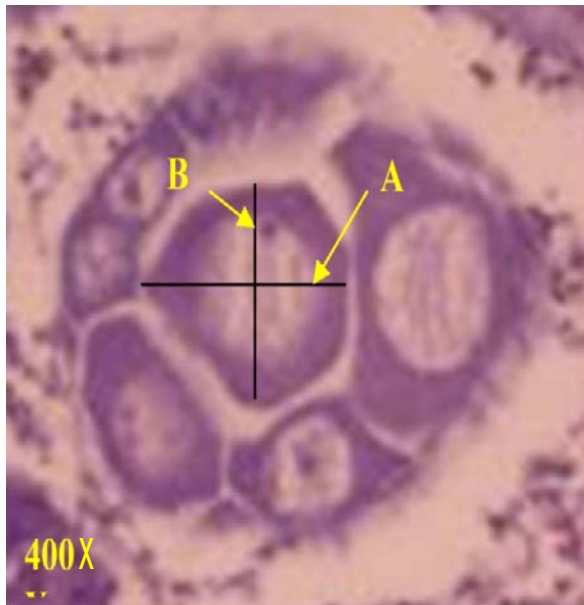


Figura 9. Ovocito inmaduro de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco. Donde: A = diámetro mayor y B = diámetro menor.

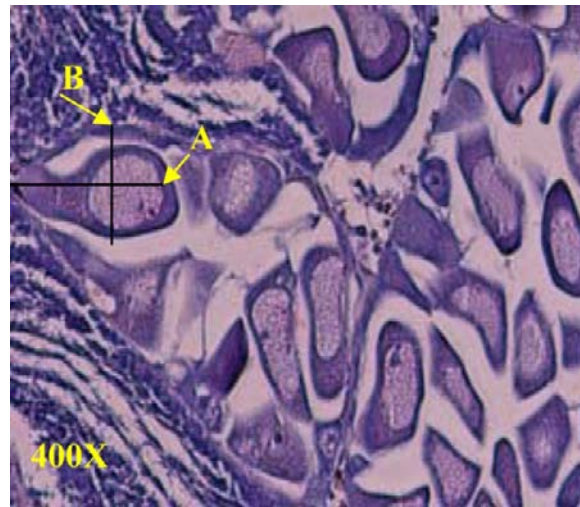


Figura 10. Ovocito en madurez de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco. Donde: A = diámetro mayor y B = diámetro menor.

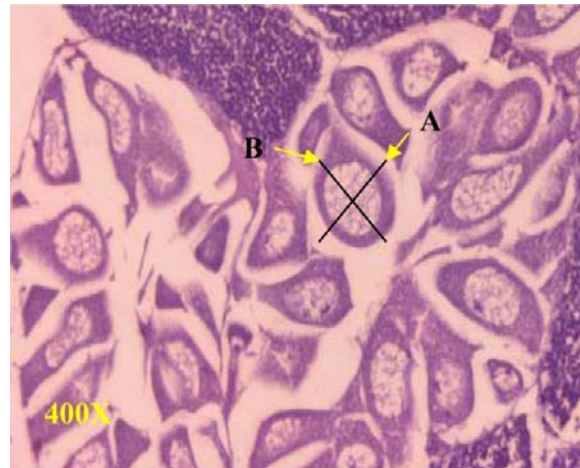


Figura 11. Ovocito maduro en *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco. Donde: A = diámetro mayor y B = diámetro menor.

RESULTADOS

Localización y distribución del tejido gonadal

Luego de haber ubicado la región del tejido gonadal (Fig. 12), es decir, la zona apropiada para realizar el corte histológico, se encontró que la gónada se encuentra en la parte media (enambos sexos) y se desarrolla conforme

progresa la maduración, de forma homogénea, tanto para hembras como para machos.

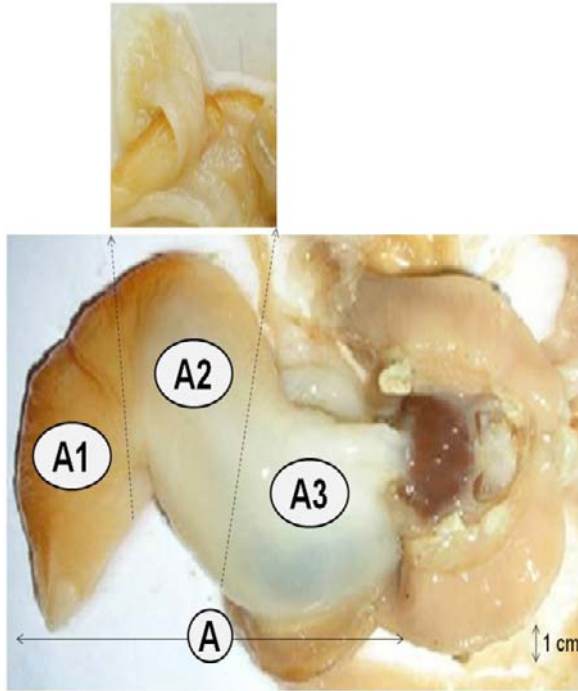


Figura 12. Zona donde se realizaron diferentes cortes de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco. Donde: A=Pie, A1=Distal, A2=Medio, A3=Proximal,

El pie está constituido por tejido muscular, en cuyo interior encontramos conductos de tejido linfático y parte digestiva; así como, la estructura denominada “estilo cristalino”, el cual por su dureza en muchas ocasiones generó problemas durante el corte. El tejido gonadal no se encuentra, al menos microscópicamente, diferenciado con respecto a otros tejidos contiguos, sino que su localización es más bien “desordenada”, en aparente mezcla, tanto en machos como en hembras y agrupados en túbulos o trabéculas. La trabécula o túbulo se encuentra formando parte del tejido conjuntivo y por células germinales, que tienen la facultad de promover la diferenciación celular y de donde ellas nacen células sexuales (Fig. 13 al 15).

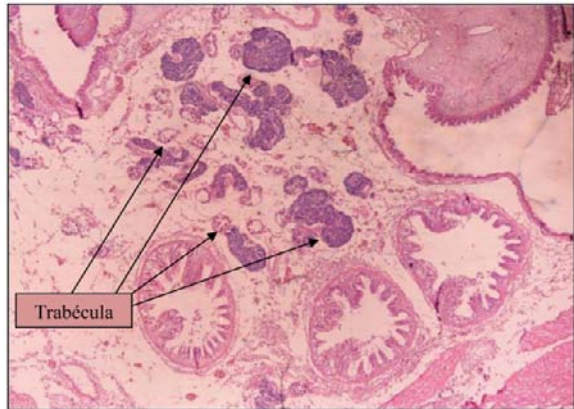


Figura 13. Hermafroditismo en tejido gonadal de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco en Estadio I. Aumento de 400X.

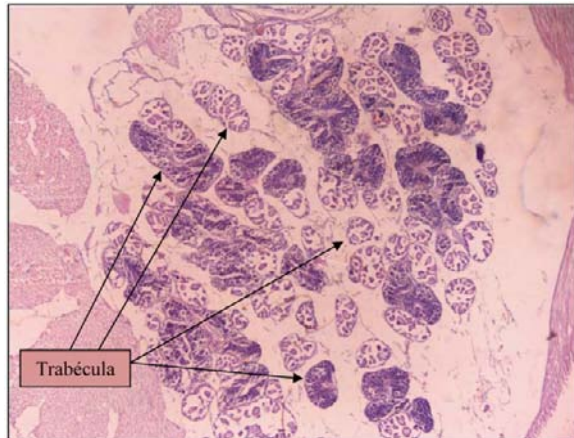


Figura 14. Hermafroditismo en tejido gonadal de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco en Estadio II. Aumento de 100 X.

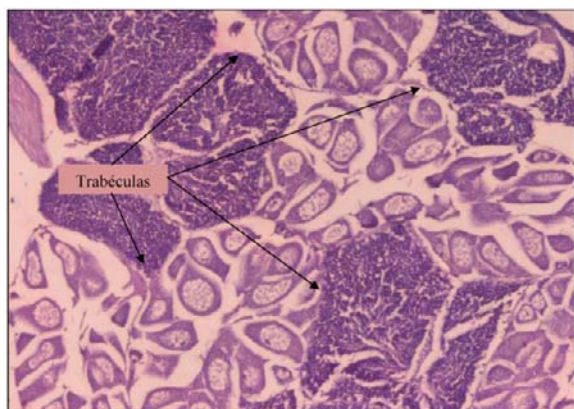


Figura 15. Hermafroditismo en tejido gonadal de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco en Estadio III. Aumento de 400 X.

En *T. procerum* se observó que el tamaño de los individuos no necesariamente guarda relación con el estadio de madurez gonadal, más bien, las trabéculas si tienen relación directa con el tamaño de los individuos.

Se verificó que los tamaños de los ovocitos inmaduros fueron más bajos comparados con los ovocitos en madurez y maduros, los cuales registraron medidas cercanas entre sí (Tabla 1). Se calcularon los estadísticos: medias, desviación estándar y error estándar de los diámetros de ovocitos. Los valores obtenidos de desviación estándar por tipo de célula, indicaron que los individuos inmaduros fueron los que presentaron la mayor dispersión (35%), mientras que los diámetros de las células maduras fueron las más homogéneas (menores al 13%) respecto de la media (Tabla 1).

Las mediciones mostraron de manera gráfica, la variabilidad existente en las mediciones por tipo de ovocitos y entre individuos. En la figs. 16 al 18, se observan los valores medios entre los individuos medidos con ovocitos, destacando la mayor cantidad de valores “out layers” en la categoría de ovocitos inmaduros que en madurez y maduros ($F = 2,24-7,83$, $P < 0,05$). Las medidas de los ovocitos en maduración y maduro no presentaron diferencias significativas entre sí ($P > 0,05$).

Tabla 1. Valores promedios de los diámetros mayor y menor de los ovocitos de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006. Letras minúsculas iguales en una misma fila indican que los promedios son estadísticamente iguales ($P > 0,05$ según Tukey).

tipos de célula	inmaduro	en madurez	maduro
promedio de diámetros	23,00a	52,08b	57,69b
desviación estándar	7,83	10,23	7,47
error estándar	0,78	1,02	0,77

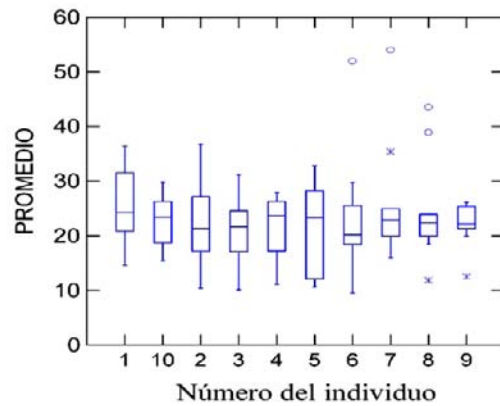


Figura 16. Diámetro promedio de ovocitos inmaduros por individuos en *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía de Samanco.

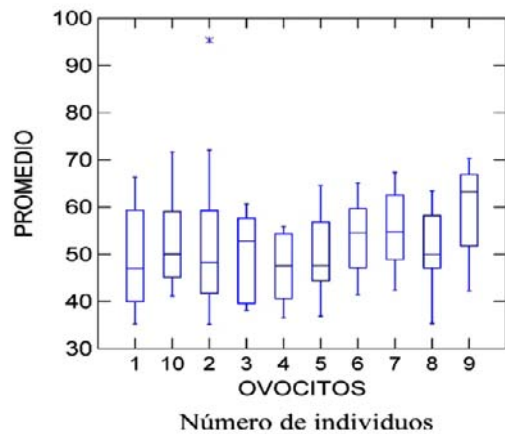


Figura 17. Diámetro promedio de ovocitos en madurez por individuos en *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía de Samanco.

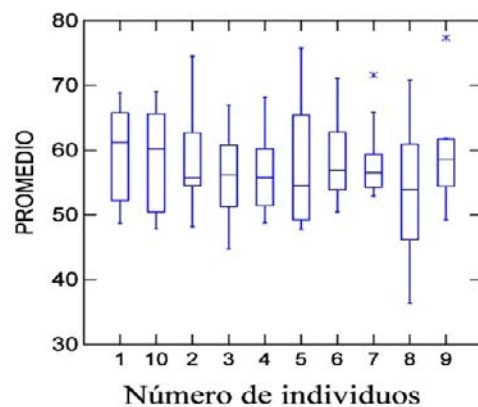


Figura 18. Diámetro promedio de ovocitos maduros por individuos en *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía de Samanco.

Ovocitos	Descripción	Ilustración
<p>INMADUROS En donde: OI = Ovocito inmaduro.</p> <p>TC = Tejido conjuntivo.</p>	<p>Células muy pequeñas, de forma poliédrica, adosadas a la trabécula. Tienen tinción basófila. Diámetro promedio: 23μ. Aumento: 400x.</p>	<p>A light micrograph showing several small, polygonal oocytes (OI) attached to a trabecula. The oocytes have a dark purple (basophilic) nucleus. The surrounding connective tissue (TC) is stained pink. A yellow arrow points to one of the oocytes, and the label 'TC' is in the bottom right corner.</p>
<p>EN MADURACIÓN En donde: OEM = Ovocito en madurez.</p> <p>TC = Tejido conjuntivo.</p>	<p>Células en crecimiento, adosadas a la trabécula. Por lo general adopta una forma periforme y pedunculada. La tinción basófila se hace más tenue dependiendo del grado de madurez. Diámetro promedio: 52 μ. Aumento: 400 x.</p>	<p>A light micrograph showing oocytes in the maturation stage (OEM). These oocytes are larger and more rounded than the immature ones, with a less intense purple stain. They are attached to a trabecula. Yellow arrows point to several of these oocytes, and the label 'TC' is in the bottom right corner.</p>
<p>MADURO En donde: OM = Ovocito maduro.</p>	<p>Normalmente estas células se encuentran en el centro de la trabécula, son de forma polimórfica, tienen un núcleo definido y grande. Son más eosinófilas que las células anteriormente descritas. Diámetro: 57 μ. Aumento: 100x.</p>	<p>A light micrograph showing mature oocytes (OM) located in the center of the trabecula. These oocytes are the largest and most polymorphic, with a distinct, large nucleus. They are stained more pink (eosinophilic) than the previous stages. Yellow arrows point to several of these oocytes, and the label 'TC' is in the bottom right corner.</p>

Figura 19. Principales células sexuales de hembras indicando las partes de cada una de ellas pertenecientes a la estructura gonadal de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco.

Células	Descripción	Ilustración
<p>Espermatogonio</p> <p>En donde: SG = Célula inmaduro.</p> <p>L = Lumen.</p>	<p>Células inmaduras de gran tamaño se desarrollan alineadas y adosadas en la cercanía de la pared del túbulo, orientadas hacia la luz del lumen. Tinción basófila. Aumento:400x.</p>	<p>A light micrograph showing spermatogonia (SG) as a dense layer of cells near the lumen (L). Yellow arrows point from the labels 'L' and 'SG' to the corresponding structures in the tissue.</p>
<p>Espermatocitos</p> <p>En donde: SC = Espermatocitos.</p> <p>L = Lumen.</p>	<p>Células que se desarrollan a través de una maduración del espermatogonio, se ordenan hasta llegar al centro del túbulo dejan de ser basófilos para ser eosinófilos y la formación de franjas eosinófilos. Aumento: 400x.</p>	<p>A light micrograph showing spermatocytes (SC) as a more organized, eosinophilic mass in the center of the tubule. A yellow arrow points from the label 'SC' to the spermatocyte mass.</p>
<p>Espermatozoide</p> <p>En donde: Fe= franjas eosinófilas.</p> <p>L = Lumen.</p> <p>SP= Espermatozoide.</p>	<p>Estas células se ubican en la luz o centro del túbulo, son distinguibles las franjas o bandas eosinófilos donde se adosan los espermatozoides a manera de correderas. Tinción eosinófilos. Aumento: 400x</p>	<p>A light micrograph showing spermatozoa (SP) and eosinophilic bands (Fe) within the tubule. Yellow arrows point from the labels 'SP' and 'Fe' to the corresponding structures.</p>

Figura 20. Principales células sexuales de machos indicando las partes de cada una de ellas pertenecientes a la estructura gonadal de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco.

Descripción del desarrollo gonadal

Trachycardium procerum es una especie hermafrodita. La formación de los gametos se dió de manera simultánea y secuencial. Luego de haber identificado la localización del tejido gonadal, se realizó los cortes y el análisis histológico en la zona media del cuerpo. Los resultados diferenciaron tres tipos de ovocitos y espermatozoides en distintos grados de desarrollo gonadal, los cuales se indican a continuación (Tabla 2).

Tabla 2. Principales células sexuales de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco.

Hembras	Machos
Ovocitos Inmaduro (OI)	Espermatogonio (SG)
Ovocitos En Madurez (OEM)	Espermatozoides (SC)
Ovocitos Maduro (OM)	Espermatozoide (SP)

Ovogénesis

El ovario de *T. procerum* está compuesto por muchos acinos encerrados en trabéculas sobre el tejido conectivo. Los ovocitos inmaduros se encuentran adheridos a las paredes de las trabéculas, mientras que los ovocitos maduros están localizados en el lumen de la trabécula (Fig. 19).

Espermatogénesis

El tejido gonadal masculino está compuesto de muchos acinos, cada uno rodeado por tejido conjuntivo que se diferencia por su forma, tamaño y afinidad a la coloración H-E (Fig. 20).

Escalas de madurez

Descripción de estadios en hembras: Se identificaron los siguientes estadios de madurez gonadal en hembras:

0=Virginal o Inmaduro: Estos corresponden a individuos con longitudes pequeñas; es decir, individuos juveniles. Se observan trabéculas pequeñas, con ovogonias en el

interior, observándose al mismo tiempo, algunos ovocitos en maduración, desprendiéndose de la pared de la trabécula (Fig. 21 A y B).

I=Reposo: Se observan trabéculas pequeñas y desarrolladas, con ausencia o muy poca presencia de ovocitos. En algunos casos, las trabéculas vacías pueden visualizarse con escasos ovocitos inmaduros. A diferencia del estadio virginal, se observan espacios intertrabecular y tejido conjuntivo en gran cantidad (Fig. 21 C y D).

II=En Madurez: Se observan trabéculas medianamente desarrolladas. Es posible encontrar ovogonias adosadas a las trabéculas y ovocitos desprendiéndose de éstas, dirigidos hacia el lumen (Fig. 21 E y F).

III=Maduro: Las trabéculas son bastante desarrolladas, con los ovocitos muy apilados unos con otros dando la apariencia de estar muy turgentes. En este estadio, es posible observar en algunas trabéculas, ovocitos desprendiéndose, así como ovogonias adosadas a las trabéculas, pero hay predominancia de ovocitos desarrollados que se encuentran relleno la parte central. Una característica de este estadio es la casi ausencia del espacio intertrabecular (Fig. 22 G y H).

IV=Desovante: Se observan trabéculas muy desarrolladas, con pocas ovogonias adosadas a ellas y restos de células maduras. Si encontramos el 50% o más de las trabéculas con estas características, se definirá como desovante (Fig. 22 I y J).

V=Recuperación: Diámetro de la trabécula desarrollada, con restos o muy pocos ovocitos maduros. Este estadio por lo general muestra a la gónada prácticamente vacía, como si se tratara de un individuo virginal, lo cual demuestra la recuperación marcada que suele tener este recurso (Fig. 22 K y L).

Descripción de estadios en machos: Considerando las variaciones relativas de las poblaciones de las células de la línea germinal y la organización del epitelio germinal del túbulo seminífero durante la espermatogénesis, se establecieron los siguientes estadios:

0=Virginal o Inmaduro: Las trabéculas tienen diámetro pequeño y sólo presentan espermatogonios adosados a sus paredes. Este estadio se presenta en individuos juveniles (Fig. 21 A y B).

I=Reposo: Se observa trabéculas pequeñas con ausencia de espermatogonios y/o espermatocitos. En algunos casos se encuentran vacías. A diferencia del estadio virginal, se observa espacios intertrabeculares y tejido conjuntivo en gran cantidad. También presentan restos eosinófilos (Fig. 21 C y D).

II=En Madurez: Franja espermatogénica desarrollada. Pocos espacios y diámetro de la trabécula poco desarrollado (Fig. 21 E y F).

III=Maduro: Se encuentra compacta. Se observan pocos espermatogonios adosados a la trabécula, los cuales están distribuidos de forma sincronizada. También son notorias las franjas eosinófilas (Fig. 22 G y H).

IV=Expulsante: Se observan trabéculas desarrolladas y semivacías, pocos espermatogonios adosados a la pared. Es visible los espacios entre las franjas eosinófilas; se refiere a los espacios intertrabecular. Si encontramos el 50% o más de las trabéculas con éstas características, se define como expulsante (Fig. 22 I y J).

V=Recuperación: Las trabéculas se observan semivacías, con poco contenido gametogénico; es decir, muy poco o escaso espermatozoides. Pudiendo observarse en algunas ocasiones pocos espermatogonios adosados a

la trabécula. Microscópicamente puede confundirse con los individuos virginales, pero la talla de los individuos en estos estadios corresponden a adultos (Fig. 22 K y L).

Criterios de catalogación

La determinación de los estadios de madurez gonadal es uno de los aspectos más importantes, la cual se realiza basándose en las observaciones citológicas. Para definir el estadio no sólo es suficiente conocer los tipos de células sexuales, sino tomar en consideración algunos criterios que ayuden a catalogar correctamente (Tabla 3).

Ciclo de madurez gonadal

Se verificó que esta especie tiene una reproducción parcial, es decir, pueden realizar tandas de desove antes de la recuperación. El estado de recuperación es característico previo al de reposo, donde los individuos, a pesar de tener tallas correspondientes a individuos adultos, se encuentran reproductivamente inactivos.

Las Figs. 23 al 28 muestran la frecuencia del comportamiento reproductivo del ciclo reproductivo de hembras y machos de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco en estadios juveniles, inactivos y activos. Los resultados del análisis histológico muestran, a lo largo del ciclo reproductivo, que las hembras tienen un pico de desove mucho más definido, comparado con la evolución gonadal en machos (Fig. 29).

Se observa que la actividad reproductiva (AR) de hembras y machos es variable a lo largo del año, identificándose dos importantes periodos reproductivos para hembras y machos en los meses de feb-mar y nov (Fig. 29 y 30). Los individuos maduros describen, por lo general, la misma tendencia que la AR.

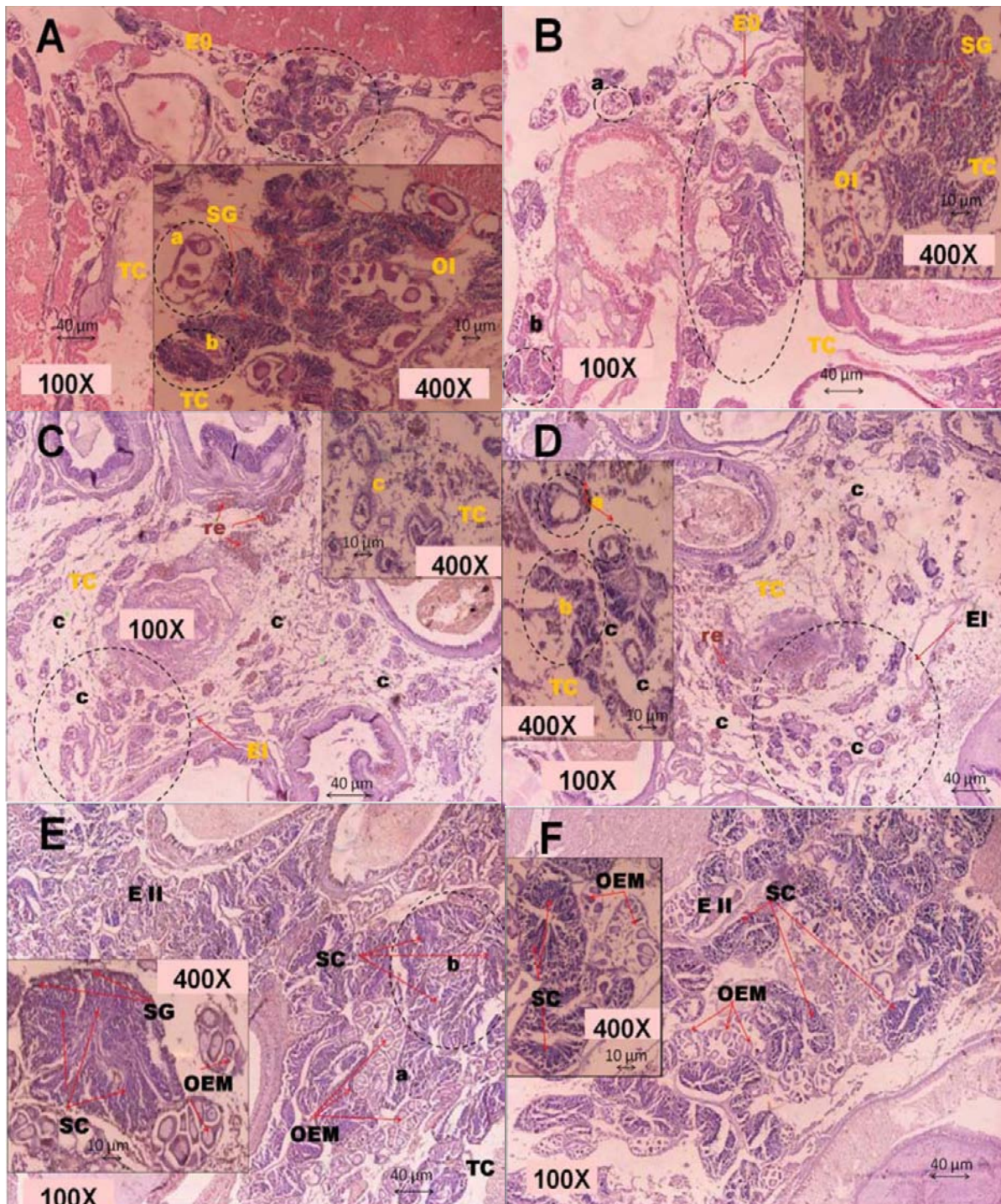


Figura 21. Secciones histológicas del ciclo reproductivo de la especie hermafrodita *T. procerum*. (A y B): Estadio 0: imagen mostrando previamente células inmaduras (OI y SG) y abundante masa visceral en el tejido conjuntivo (TC). (C y D): Estadio I: sexo indiferenciado, trabéculas casi vacías y gran cantidad de masa necrótica no absorbida (re). (E y F): Estadio II: células es maduración y se observa menos cantidad de espacio intertrabecular (c). (EO): Estadio 0. (EI): Estadio I. (EII): Estadio II. (OI): Ovocito inmaduro, (OEM): Ovocito en madurez. (OM): Ovocito maduro. (SG): Espermatogonio. (SC): Espermatocito. (SP): Espermatozoide. (TC): Tejido conjuntivo. (a): Trabéculas en hembras. (b): Trabéculas en machos. (c): Espacio intertrabecular. (re): residuo eosinófilos.

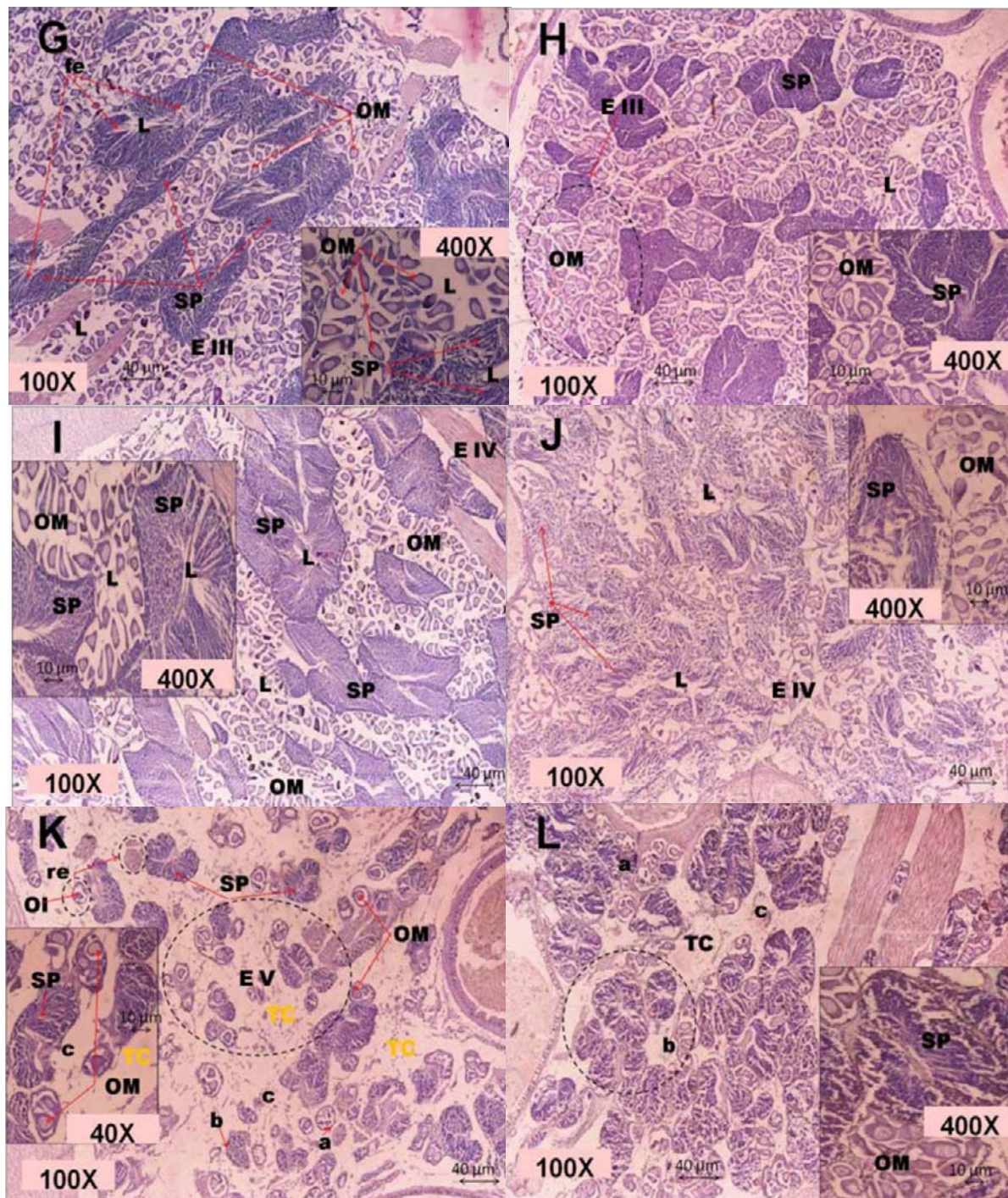


Figura 22. Secciones histológicas del ciclo reproductivo de la especie hermafrodita *T. procerum*. (G y H): Estadio III: imagen mostrando células desarrolladas; sin espacio algunos entre ellas y nada de tejido conjuntivo (TC) evidente. (I y J): Estadio IV: Se observa que dentro de cada trabéculas hay un espacio es la luz del lumen por donde pasaran las células desarrolladas. (K y L): Estadio V: Hay trabéculas que no han liberado totalmente las células desarrolladas y se encuentran como residuos de células que pronto serán reabsorbidos en el tejido conjuntivo. (EIII): Estadio III. (EIV): Estadio IV. (EV): Estadio V. (OI): Ovocito inmaduro. (OEM): Ovocito en madurez. (OM): Ovocito maduro. (SG): Espermatogonio. (SC): Espermatocitos. (SP): Espermatozoide. (TC): Tejido conjuntivo. (L): Luz del lumen. (a): Trabéculas en hembras. (b): Trabéculas en machos. (c): Espacio intertrabecular. (re): residuo eosinófilos.

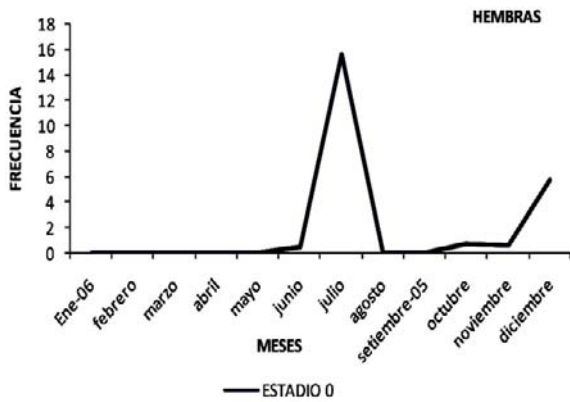


Figura 23. Comportamiento del ciclo reproductivo de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco, con individuos juveniles.

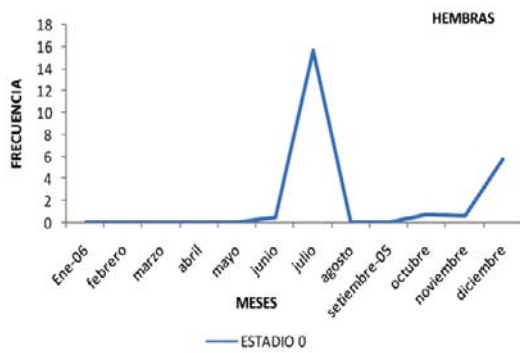


Figura 23. Comportamiento del ciclo reproductivo de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco, con individuos juveniles.

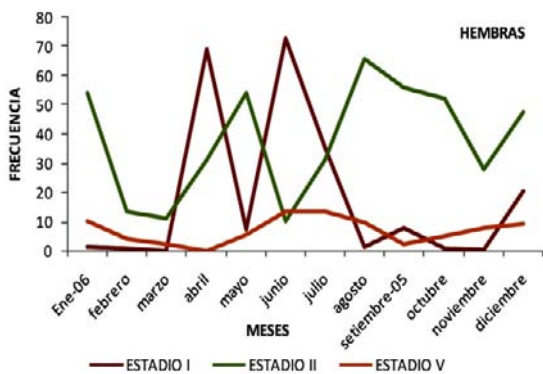


Figura 24. Comportamiento del ciclo reproductivo de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco, con los estadios inactivos.

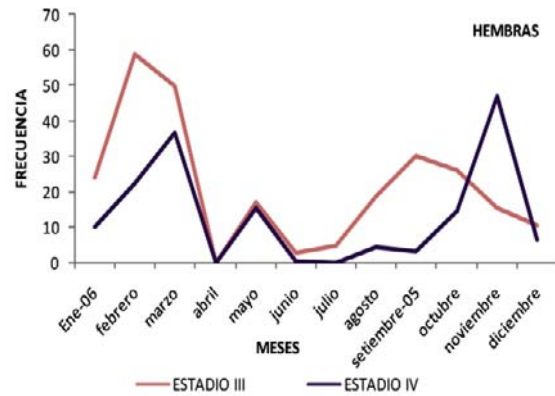


Figura 25. Comportamiento del ciclo reproductivo de *T. procerum* durante sep2005 a ago-2006 en Chimbote Bahía Samanco, con individuos activos.

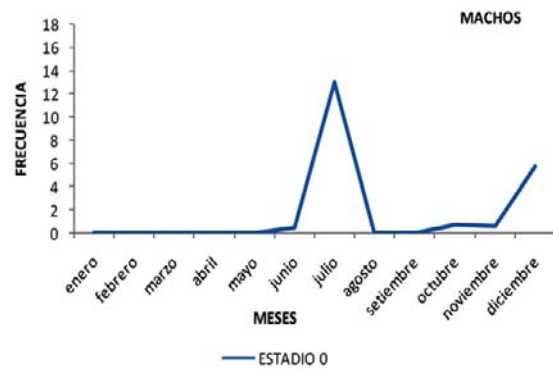


Figura 26. Comportamiento del ciclo reproductivo de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco, con individuos juveniles.

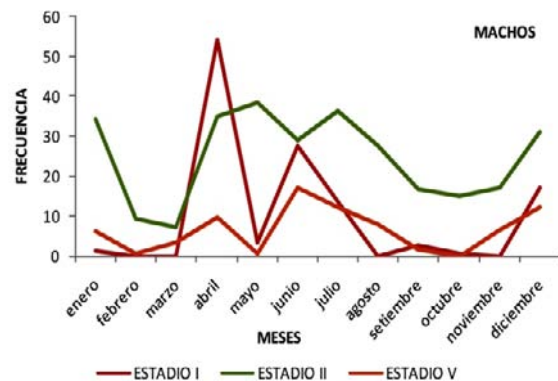


Figura 27. Comportamiento del ciclo reproductivo de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco, con estadios inactivos.

Tabla 3. Criterios para la catalogación microscópica, basados en la estructura gonadal de *Trachycardium procerum* “concha corazón”

Criterios	Descripción
Tipos de células sexuales	Identificar las diferencias citológicas más resaltantes presentes en el estroma gonadal para hembras y machos.
Tamaño de la trabécula	A menudo una observación visual de las diferentes secciones muestra el grado de desarrollo de las trabéculas.
Abertura de la luz del lumen	En los casos de individuos desovante y/o expulsante, según sea el caso, la mayor amplitud de la luz de las trabéculas tipifica a estos estadios.
Franjas eosinófilas en los machos	Estructuras definidas claramente cuando las células de los machos están en madurez avanzada o en expulsión.
Restos de células	Generalmente se observan restos de células en los estadios virginales y en recuperación. El tejido conectivo se encuentra distribuido entre las trabéculas.
Restos eosinófilos	Son aquellos que quedan en el espacio intertrabecular como producto de la reabsorción de las células sexuales, los cuales adoptan una coloración eosinófila. Por lo general, estas células forman densas masas que permiten su fácil identificación.
Altura del individuo	Es un conocimiento básico que nos permite en algunas ocasiones contar con los criterios para discriminar los individuos juveniles y adultos.

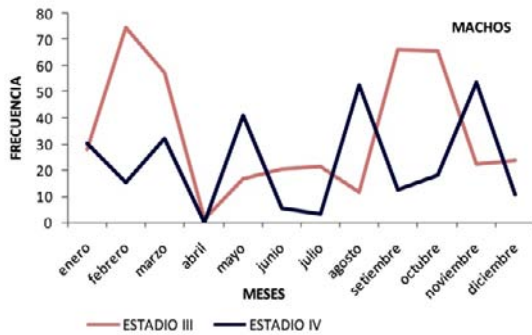


Figura 28. Comportamiento del ciclo reproductivo de *T. procerum* durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco, con estadios activos.

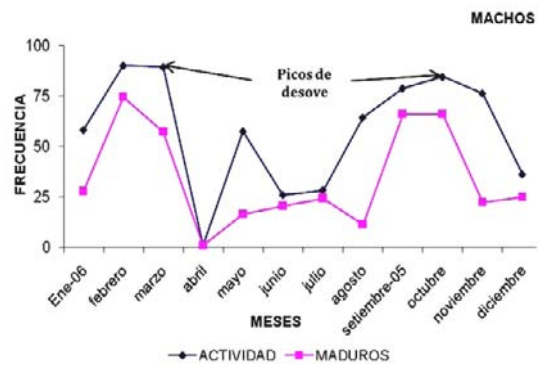


Figura 30. Ciclo reproductivo de *T. procerum* indicando el estadio III, y la AR en machos durante sep2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco.

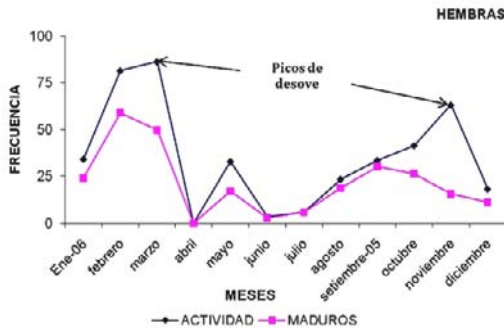


Figura 29. Ciclo reproductivo de *T. procerum* indicando el estadio III, y la AR en hembras durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco.

Talla de primera madurez gonadal en *T. procerum*

Se determinó la talla de primera madurez gonadal en 41 mm de longitud valvar (Fig. 31). Los parámetros estimados fueron: Modelo Logístico: $y = a / (1 + b * \exp(-cx))$. $a = 0,9964823$, $b = 1,33E+11$ y $c = 0,6324127$.

Factor de condición

Se observó que en el periodo entre may y ago, cuando las temperaturas son más bajas, existió un aumento en el crecimiento corporal; mientras que en los meses de feb y

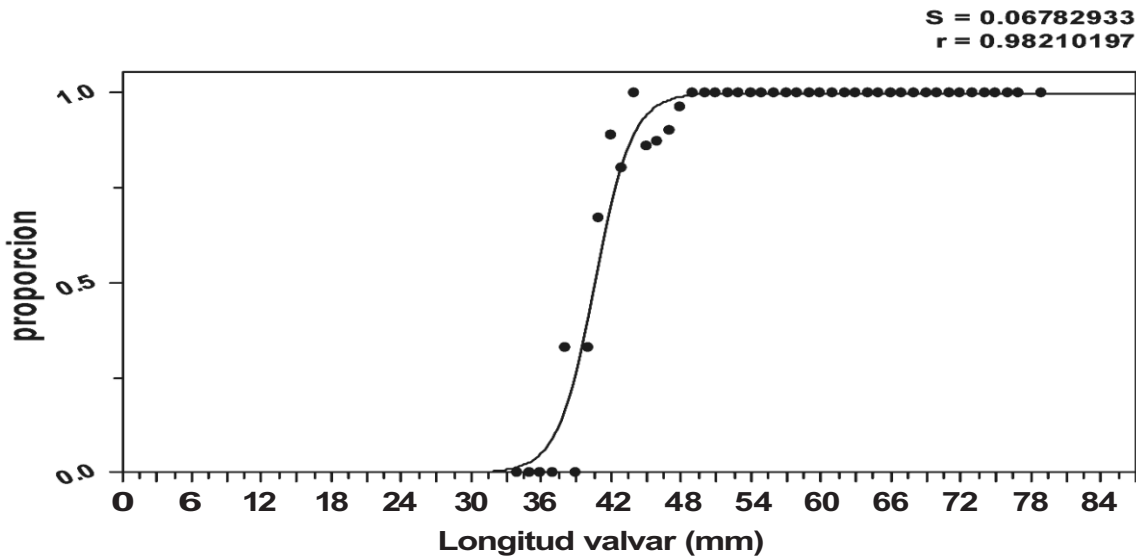


Figura 31. Curva logística indicando la talla de primera madurez para *T. procerum*, siendo de 41 mm durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbote, Bahía Samanco. r = coeficiente de correlación.

sep, se produjo una disminución del factor de condición, que coincide con los principales picos de maduración y desove/expulsión (Fig. 32).

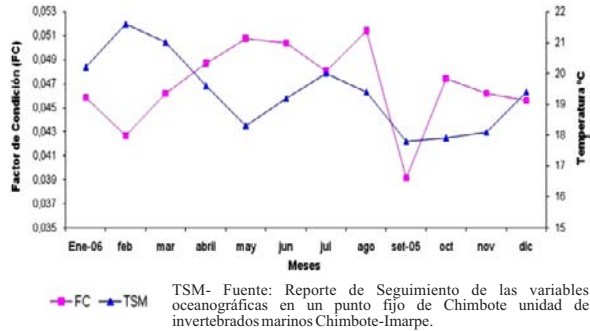


Figura 32. Variación del factor de condición de *T. procerum* y de la TSM°C de Chimbo durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbo, Bahía Samanco.

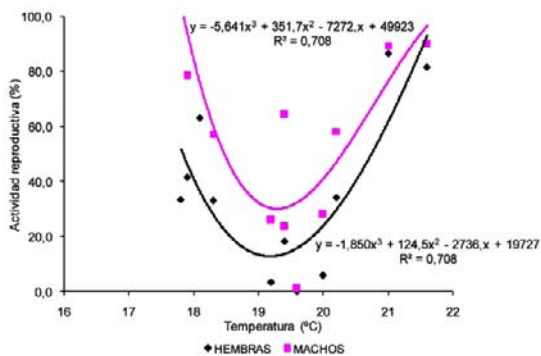


Figura 33. Relación entre la actividad reproductiva de *T. procerum* y la temperatura de Chimbo, durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbo Bahía Samanco.

Temperatura versus desarrollo gonádico

El desarrollo gonádico está relacionado con la variación de la temperatura superficial del mar (TSM°C) (Fig. 33). El pico principal de desove de *T. procerum* se produjo en el verano, cuando la temperatura fue relativamente elevada, fluctuando entre 21 y 21,6 °C, en los meses de feb-mar. El segundo pico de desove se produjo en nov, cuando la temperatura fluctuó entre 18 y 19 °C y no tuvo una relación directa con la TSM; mientras que en los meses más fríos, de abr hasta ago, presentaron reposo gonadal (Fig. 34 y 35).

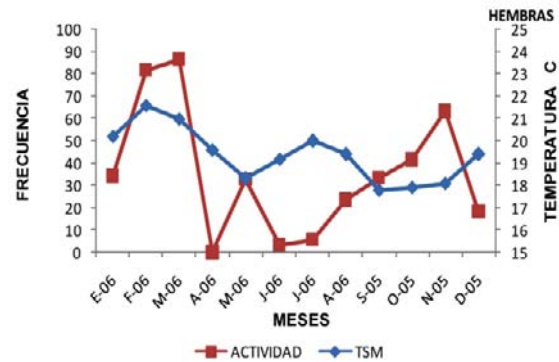


Figura 34. Variación de la temperatura y de la actividad reproductiva en hembras de *T. procerum* para Chimbo durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbo, Bahía Samanco.

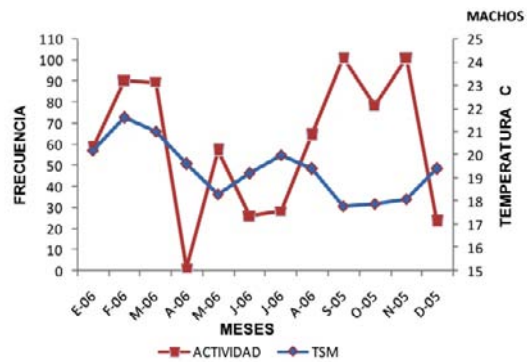


Figura 35. Variación de la temperatura y de la actividad reproductiva en Machos de *T. procerum* para Chimbo durante sep-2005 y ago-2006 en Chimbo, Bahía Samanco.

DISCUSIÓN

En *T. procerum* es difícil determinar tanto el sexo como el estadio de madurez gonadal con la sola observación de las características externas, al igual que en otros pecelípodos : *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) (Salgado & Ishiyama 1979), *Donax peruvianus* (Deshayes, 1855) (Talledo et al. 1987), *Gari solida* (Gray, 1828) (Ishiyama & Chávez 1990), *Glycymeris ovata* (Broderip, 1832) (Ishiyama & Kuwae 1992), *Donax denticulatus* (Linné, 1758) (Marcano et al. 2003) y *Donax hanleyanus* Philippi, 1847 (Gil & Thomé 2004).

La distribución interna de la gónada en *T. procerum* se prolonga desde la masa visceral hasta la parte distal del cuerpo del individuo, relacionándose con el desarrollo gonadal que éste presenta durante el ciclo reproductivo; lo cual concuerda con lo observado por Remacha-Triviño (2005) en *Solen marginatus* (Pultaney, 1799) quien indica, que en el momento de máxima madurez, la gónada se prolonga desde el ápice del pie hasta el hepatopáncreas. Las trabéculas se abren hacia la luz de la cavidad en ausencia de tejidos periféricos.

El desarrollo gonádico de *T. procerum* al igual que en otros invertebrados se da con el crecimiento de la gónada, a partir de un epitelio germinal indiferenciado que es de origen mesodérmico, que permanece latente en el tejido conjuntivo, después de cada periodo reproductivo (Jansen *et al.* 2007). Durante esta etapa, denominada “indiferenciada” no se observan gametos y se caracteriza por una intensa actividad metabólica efectuada para almacenar sustancias de reserva (Jansen *et al.* 2007). Posteriormente el epitelio germinal prolifera y da origen a los gametos.

La histología interna de la gónada de *T. procerum* es semejante a la descrita para otros pelecípodos: *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) (Chávez & Ishiyama 1989), *G. solida* (Ishiyama & Chávez 1990) y *G. ovata* (Ishiyama & Kuwae 1992).

La superficie de la gónada esta revestida de un epitelio elástico. Por debajo de ésta se localiza el tejido conjuntivo y luego el tejido muscular liso, que constituyen fibras longitudinales circulares en dirección radial orientadas de distinta manera. Éstas últimas se introducen en los espacios intrabeculares conjuntamente con el tejido conjuntivo laxo. El grosor de dichas capas varía de acuerdo al grado de madurez gonadal. Las células sexuales se orientan a lo largo de la gónada. En sus paredes se observa células foliculares de función nutricia y células primordiales que

darán origen a las células germinativas (ovogonias, ovocitos primarios y secundarios), de acuerdo al grado de desarrollo gonadal. El tamaño de los ovocitos varía de acuerdo al estado de madurez gonadal y el grosor del tejido intertrabecular disminuye a medida que se desarrolla la gametogénesis y aumenta durante el post evacuación (Rodríguez-Astudillo *et al.* 2002). *T. procerum* presenta proporciones similares de volumen ovárico y testicular con maduración simultánea. Sadovy & Shapiro (1987) establecen que una especie es hermafrodita cuando una proporción mayoritaria de individuos en una población posee ambos sexos funcionales, ya sea de manera simultánea o secuencial, al menos en algún periodo de su vida (Villalejo-Fuertes *et al.* 2003). En este sentido, *T. procerum* presenta hermafroditismo funcional, lo cual fue comprobado mediante análisis histológico, a su vez presentó desove/expulsión parcial. También se encontró células sexuales de forma simultánea en diferentes estadios de desarrollo gonadal, antes, durante o después del desove. Un gran número de especies de zonas tropicales, se reproducen durante todo el año, con uno o dos picos de mayor intensidad anual (Baquero *et al.* 1997, Gil & Thomé 2004, Baez *et al.* 2005, Mzighani 2005, Kunduz & Erkan 2008, Pettinelli & Bicchierai 2009).

Los machos de *T. procerum* presentaron mayor actividad reproductiva que las hembras. Esta característica nos muestra que no existe una sincronía en el desarrollo gonadal (Cabañas *et al.* 2010), particularmente durante la expulsión/evacuación de los gametos; lo cual fue descrito por Coe (1943), quien indica que la producción de gametos femeninos y masculinos se realiza al unísono en el mismo individuo y la expulsión no es simultánea, siendo primero emitidos los gametos masculinos seguido de los femeninos, evitándose de esta forma la autofecundación. Este comportamiento reproductivo también

ha sido encontrado en *Protothaca thaca* (Molina 1782) (Henriquez et al. 1981) y en *Pecten maximus* (Linnaeus, 1758) (De Mason 1985) y *A. purpuratus* (Illanes et al. 1985, Chávez & Ishiyama 1989). Este tipo de desarrollo gonadal puede ser utilizado por el individuo como una estrategia reproductiva para que la población no se extinga puesto que al no autofecundarse se mantiene la variabilidad genética. Ortiz-Ordóñez (1992) plantea que la liberación de gametos masculinos en *Anadara tuberculosa* (Sowerby, 1833) se presenta durante todo el año.

Como parte de los análisis microscópicos-histológicos, se comprobó que *T. procerum*, durante la maduración, presentan un proceso muy primitivo. Es por ello que no se visualizó una vitelogénesis en el citoplasma de las células más desarrolladas, siendo muy notorio el núcleo, que en tamaño, es proporcionalmente igual o más grande que el citoplasma de los ovocitos. Este desarrollo primitivo, solo permite que los ovocitos medibles sean aquellos que se desprenden de las trabéculas (Remacha-Triviño 2005). Las trabéculas presentan estructuras sexuales totipotenciales y se distribuyen en el tejido conjuntivo de la estructura gonadal (Román et al. 2001).

En *T. procerum* encontramos que el diámetro promedio de los ovocitos tiene relación directa con la madurez gonadal, lo cual se refleja durante el ciclo reproductivo (Grant & Tyler 1983). Los diámetros mínimos coinciden con la etapa del desarrollo y los diámetros máximos coinciden con la etapa madura y el desove parcial (García-Domínguez et al. 1998). En el caso de la parte masculina, encontramos que el estadio de máxima madurez gonadal en las trabéculas presenta unas estructuras eosinófilas, a la cual hemos denominado franjas eosinófilas, que son encontradas en diversos pelecípodos (Remacha-Triviño 2005).

Hunter & Macewicz (2003) indicaron que para determinar el número de estadios de una especie, es necesario agruparlos dependiendo del tipo de células sexuales que predomine en la observación. Es por ello, que en el presente trabajo se describió seis estadios de madurez gonadal, que van desde el estadio 0 al V. Hemos considerado, dada la dinámica de maduración y desove de *T. procerum*, al estadio 0, el cual correspondería exclusivamente a los individuos virginales, aquellos que no han tenido maduración alguna a lo largo de su vida. Es importante indicar que este estadio, debe ser excluido durante el seguimiento del proceso reproductivo de cualquier especie, debido a que esto se realiza sólo con el stock adulto. El estadio virginal no es considerado porque no son parte de este grupo. El hecho de colocar a los individuos virginales como estadio 0, hace que se ordene y sea más práctico calcular e interpretar los estadios de madurez en los adultos.

Al igual que en *Mya arenaria* Linnaeus, 1758 (Pfitzenmeyer, 1965) y en *G. solida* (Ishiyama & Chávez 1990) en *T. procerum* también se encontró, que luego de varios episodios de evacuación/expulsión, quedan algunas células sexuales dentro de las trabéculas tanto para la parte masculina y femenina, así como, células acidófilas en reabsorción, que corresponden a individuos en el estadio de madurez gonadal I (reposo).

La máxima actividad reproductiva en *T. procerum* se presenta dos veces al año, iniciándose en primavera (oct y nov) y prolongándose hasta el verano (feb y mar). Esta misma característica de un ciclo reproductivo con dos picos (Báez et al. 2005, Mzighani 2005) ha sido descrita para varios pelecípodos: *Cyprina islandica* (Linnaeus, 1767) (Loosanoff 1953); *Spisula solidissima* (Dillwyn, 1817) (Ropes 1968);

Sphaerium simile (Say, 1817) (Zumoff 1973); *Macoma nasuta* (Conrad, 1837) (Rae 1978); *D. peruvianus* (Huaraz & Ishiyama 1980); *Fulvia mutica* (Reeve, 1844) (Chang & Lee 1982) y *G. solida* (Ishiyama & Chávez 1990) y *A. tuberculosa* (Borda & Cruz 2004, García-Domínguez *et al.* 2008).

Durante el ciclo reproductivo de *T. procerum*, a pesar de observar en algunas épocas del año (abr-ago) individuos en absoluta recuperación, siempre han existido ejemplares activos debido a una constante actividad gametogénica. Esta característica también fue registrada para *Donax* (Penchaszadeh & Oliver 1975, Huaraz & Ishiyama 1980, Talledo *et al.* 1987), y para *A. tuberculosa* y *Anadara similis* (C.B. Adams, 1852) (Ishiyama & Terukina 1989). Brown & Guerra (1980) señalaron que *A. purpuratus* tiene una rápida recuperación de la gónada después del desprendimiento de los gametos. Además, mencionan que la maduración de las gónadas depende directamente de la disponibilidad de alimento (Morriconi *et al.* 2002, Rodríguez-Astudillo *et al.* 2007).

Trachycardium procerum presenta una actividad gonadal continua durante todo el año (Kunduz & Erkan 2008). Esta podría ser una estrategia, que le permitiría renovar la población, con cierto éxito, frente a la sostenida actividad extractiva que se ejerce sobre ella. La existencia de una estrategia reproductiva es una señal genética que aseguraría la renovación de la población en un hábitat con alta variabilidad ambiental; como se ha observado para *Glycymeris ovata* (Broderip, 1832) (Ishiyama & Kuwae 1992), donde después de la evacuación se produce una rápida recuperación gonadal.

Según Nascimento & Pereira (1980) y Cabrera *et al.* (1983), el aumento del peso seco de la gónada, se considera un indicador de la gametogénesis, mientras una disminución

se interpretó como ocurrencia de desove según la curva resultante del crecimiento corporal (Muñeton-Gómez *et al.* 2001, Rodríguez-Astudillo *et al.* 2002). Este comportamiento reproductivo está relacionado con la mayor disponibilidad de alimento y los factores ambientales como la temperatura que influyen sobre los ciclos estacionales de engorde y de masa de tejido debido a la alta demanda energética que genera la gametogénesis (Lodeiros & Himmelman 2000, Gil & Thomé 2004, Herrmann *et al.* 2009).

En el presente estudio se comprobó que las condiciones cálidas del verano condicionan favorablemente el desove en *T. procerum*. Sin embargo, el segundo pico principal de desove/expulsión de gametos no presentó una relación marcada con la temperatura superficial del mar (TSM°C) (Villalejo-Fuerte *et al.* 2003), a diferencia del pico de verano, en el que sí se registró una relación significativa con la fase de madurez, sugiriendo que durante el pico de primavera son otros factores ambientales, y no la temperatura, los que influyen en el inicio de la maduración y desove de *T. procerum*.

Esto también fue observado en *A. tuberculosa* (García-Domínguez *et al.* 2008) y *Ensis macha* (Molina, 1782) (Aracena *et al.* 1998). Sin embargo, Pérez-Medina (2005) no encontró una relación clara entre la temperatura y las fases del ciclo reproductivo de *A. tuberculosa*. En otros bivalvos, la temperatura se relaciona con las fases de desarrollo y madurez gonadal. Ortega-Hernández & Arroyo-Hernández (1987) encontraron en *Crassostrea virginica* (Gmelin, 1791) que la etapa de madurez y desove coincidieron con valores altos de temperatura. García-Domínguez *et al.* (1993) reportaron en *Chione californiensis* (Broderip, 1835), la existencia de una

relación directa entre la fase de gametogénesis y el aumento de la temperatura. Los ciclos anuales pueden verse alterados por variaciones anuales de la temperatura, adelantando o atrasando el ciclo reproductivo (Pérez-Camacho & Román 1987).

El factor de condición indicó que los picos principales de desove están directamente relacionados con la temperatura superficial del mar. En *C. californiensis* (García-Domínguez *et al.* 1993), *Venerupis philippinarum* (Adams & Reeve, 1850) (Holland & Chew 1974), *Venus antiqua* (King y Broderip, 1835) (Lozada & Bustos 1984), *Mercenaria mercenaria* (Linnaeus, 1758) (Manzi *et al.* 1985), *A. purpuratus* (Chávez & Ishiyama 1989) y en *C. virginica* (Ortega-Hernández & Arroyo-Hernández 1987) se ha visto esta característica. En tal sentido, en *T. procerum* existe una relación inversa entre la expulsión/desove de gametos y el crecimiento corporal. Este patrón se observó en *Macoma balthica* (Linnaeus, 1758), *Scrobicularia plana* (da Costa, 1778), *M. arenaria* y *Cerastoderma edule* (Bruguiere, 1789) que habitan áreas intertidales marinas (Zwarts 1991, Honkoop & Van der Meer 1997).

En los organismos juveniles, la energía disponible se utiliza para el crecimiento; cuando alcanzan la madurez reproductiva, parte de la energía se utiliza en la producción y crecimiento de los gametos, por lo cual, la concentración de sustratos energéticos puede cambiar de acuerdo a los factores ambientales y a los requerimientos metabólicos (Lodeiros *et al.* 2001, Ojea *et al.* 2004).

El periodo de recuperación gonadal de *T. procerum* producido en los meses más fríos (abr-ago) fue semejante a lo observado para *C. californiensis* (García-Domínguez *et al.* 1993), *Chione fluctifraga* (Sowerby, 1853) (Martínez-Córdova 1988), *Modiolus capax* (Conrad, 1837) (Ochoa-Báez 1985) y *A.*

tuberculosa (García-Domínguez *et al.* 2008). Hay especies que han mostrado un comportamiento diferente como *Chione undatella* (Sowerby I, 1835) (Baqueiro & Masso 1988) y *Chione cancellata* (Linnaeus, 1767) (Moore & López 1969) que presentan un periodo reproductivo constante durante todo el año.

La temperatura ha sido catalogada como uno de los factores físicos externos más importantes que afectan los procesos fisiológicos, entre ellos la reproducción, directa o indirectamente (Gil & Thomé 2004, Derbali & Ghorbel 2009, Herrmann *et al.* 2009). Las diferencias en el tiempo de la maduración y desove en las especies se producen sobre un rango de latitud y ocurre debido a las temperaturas críticas alcanzadas en diferentes tiempos (Hesselman *et al.* 1989). Wada *et al.* (1995) registraron que los cambios ambientales afectarían el ciclo gametogénico en bivalvos. La temperatura no es el único factor que influye en la maduración y el desove (Kunduz & Erkan 2008); muchos otros actúan de manera sinérgica. Probablemente, el pico de desove de *T. procerum* en primavera esté influenciado por otros factores ambientales, tal como la disponibilidad de alimento (Morriconi *et al.* 2002, Villalejo-Fuerte *et al.* 2003), pero esto debería ser comprobado experimentalmente.

Las estimaciones de talla del inicio de la maduración son muy variables entre las especies y están sujetas, a su vez, a la condición reproductiva en el momento de la evaluación, estructura de tallas y factores ambientales (Mzighani 2005). En *T. procerum* se determinó que la talla de primera madurez es 41 mm, sin embargo, estimaciones similares han sido descritas en *Anadara* (Borda & Cruz 2004), donde se ha observado individuos maduros en las tallas por debajo de 30 mm (Cruz 1987).

Desafortunadamente, no existe literatura actual con la cual podamos comparar la talla de primera madurez estimada en esta especie, por lo que 41 mm de altura es el punto de partida que permitiría normar la talla mínima de captura. Igualmente, los estimados de porcentajes de juveniles es otro criterio de regulación muy tomado en cuenta en pesquerías plenamente explotadas o en nuevas pesquerías como la de *T. procerum*. En base a la estimación de la primera madurez, se podrá sugerir la talla mínima de captura. Los individuos con tallas inferiores a 41 mm se considerarían individuos juveniles, pudiendo inclusive usar este parámetro como barrera cuando se estimen las abundancias o biomásas de juveniles y adultos.

La anatomía de los órganos sexuales de *T. procerum* no permite una diferenciación gonadal visual y hace imposible describir una escala macroscópica. Posibles observaciones microscópicas con preparados en fresco (“*in vivo*”), deberían ser validadas con las secciones histológicas preparadas con el método tradicional (con parafina), debido a que éstas dan una adecuada resolución del estroma gonadal, pudiendo inclusive medir diámetros celulares. Es evidente que no uno, sino varios factores exógenos pueden servir para la regulación de la gametogénesis, y sería interesante determinar con precisión otras características ambientales de la zona que pudiera influir en el desarrollo gametogénico de la especie.

El estudio de los principales aspectos reproductivos de *T. procerum* (Sowerby, 1833) en la ciudad de Chimbote, Bahía de Samanco, permitió concluir lo siguiente: (1) la estructura del cuerpo apropiada y representativa para el corte fue la parte media; debido a que, en esta zona convergen las estructuras sexuales de hembras y machos, (2) *T. procerum* es una especie hermafrodita funcional continua con el desarrollo gonadal

asincrónico e individuos reproductivos activos durante el año; (3) *T. procerum* presenta las principales células sexuales, en hembras (ovogonias, en madurez y maduro) y en machos (espermatogonios, espermatocitos y espermatozoides); (4) *T. procerum* presenta cinco estadios de madurez gonadal, tanto para hembras como para machos (0 = virginal; I = reposo; II = en maduración; III = maduro; IV = desovante y/o expulsante y V = recuperación); (6) los picos principales de actividad reproductiva fueron dos, el pico principal en el verano y el secundario en primavera; (6) la talla de primera madurez gonadal fue de 41 mm; (7) el factor de condición (FC) registró un descenso, lo cual indicó un desgaste energético, que estuvo relacionado con el periodo principal de desove; y (8) existe una relación directa entre la temperatura superficial del mar y el pico principal de desove e inversa entre la actividad reproductiva y el factor de condición.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Álamo, V. & Valdivieso, V. 1997. Lista Sistemática de Moluscos Marinos del Perú. Rev. Instituto del Mar del Perú (IMARPE). 2^{da} ed. Callao-Perú. Vol. extraordinario. 205 p.
- Alfaro, C. A.; Jeffs, A. G. & Hooker, S. H. 2001. Reproductive behavior of the green-lipped mussel, *Perna canaliculus*, in Northern New Zealand. Bulletin of Marine Science, 69: 1095-1108.
- Aracena, O.; Carmona, M.A. & L. Medina. 1998. La navaja en la VIII región. FONCET D96/1095 (1): 14 pp. Instituto de Fomento Pesquero. Universidad de Concepción.

- Concepción, Chile. *en*: López, J., C. Rodríguez & J. F. Carrasco. 2005. Comparación del ciclo reproductor de *Solen marginatus* (Pulteney, 1799) (Mollusca: Bivalvia) en las rías del Eo y Villaviciosa (Asturias, noroeste de España): relación con las variables ambientales. Boletín Instituto Español de Oceanografía, 21: 317-327.
- Arsenault, D. J. & Himmelman, J. H. 1998.** Spawning of the Iceland scallop (*Chlamys islandica* Muller, 1776) in the northern Gulf of St. Lawrence and its relationship to temperature and phytoplankton abundance. The veliger, 41: 180-185.
- Avendaño, M & Le Pennec, M. 1998.** Presencia de células auxiliares en la gametogénesis del ostión del norte *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819), (Mollusca, Bivalvia, Pectinidae). Estudios Oceanológicos, 17: 13-16.
- Báez, M.; de Severeyn, Y.G. & Severeyn, H. 2005.** Ciclo reproductivo de *Geukensia demissa* (Bivalvia: Mytilidae) en la playa Nazaret, El Moján, Estado de Zulia, Venezuela. Ciencias Marinas, 31: 111-118.
- Baqueiro, E. & Masso, J.A. 1988.** Variaciones poblacionales y reproducción de dos poblaciones de *Chione undatella* (Sowerby, 1835), bajo diferentes regímenes de pesca en la Bahía de La paz, Baja California Sur, México. Ciencias Pesqueras, 6: 51-67.
- Baqueiro, E.; Aldana, D. & Gorosepe, O. 1997.** *Patrones en la biología poblacional de moluscos comerciales en México.* Memorias del III Congreso Latinoamericano de Malacología y VI Reunión Nacional de Malacología y Conquiliología. CICISE. Ensenada, B. C. México. 280 p.
- Barber, B. J. & Blake, N.J. 1983.** Growth and reproduction of the bay scallop, *Argopecten irradians* (Lamarck) at its southern distributional limit. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology, 66:247-256.
- Bazigos, G. P. 1980.** *Biomass estimates in the southwest coast of India (IND/75/038). Consolidation of the results of the Acoustic Programme of the Project.* Summary biomass estimates, methodology. Detailed results regional estimates. Atlas of the resources.
- Borda, C. & Cruz, R. 2004.** Reproducción y reclutamiento del molusco *Anadara tuberculosa* (Sowerby, 1833) en el Pacífico Colombiano. Revista de Investigación Marina, 25: 185-195.
- Brockington, S. & Clarke, A. 2001.** The relative influence of temperature and food on the metabolism of marine invertebrate. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology, 258: 87-99.
- Brown, D. & Guerra, R. 1980.** Recuperación gonadal en Ostión *Chlamys* (*Argopecten*) *purpuratus* (Lamarck, 1879) luego de evacuación de gametos. Archivos de Biología y Medicina Experimental, 13:363.
- Cabañas, P. O.; Toro, J.E.; Jaramillo, R.; Guíñez, R.; Briones, C. & Astorga, M. 2010.** Análisis comparativo del ciclo gametogénico de *Perumytilus purpuratus* (Bivalvia: Mytilidae), en las localidades de Taltal y Huasco, norte de Chile. Revista de Biología Marina y Oceanografía, 45: 43-58.

- Cabrera, J.; Zamora, E. & Pacheco, O. 1983.** Determinación del tamaño comercial de la ostra de manglar, *Crassostrea rhizophorae* (Guilding, 1828) en sistema de cultivo suspendido en estero Vizcaya, Limón, Costa Rica. *Revista de Biología Tropical*, 31: 257-162.
- Cavero, C. P. & Rodríguez, P. P. 2008.** *Producción sostenida de moluscos bivalvos en el Perú: acuicultura y redoblamiento*. pp. 209–218. En: Lovatelli, A.; Farias, A. & Uriarte, I. (eds). *Estado actual del cultivo y manejo de moluscos bivalvos y su proyección futura: factores que afectan su sustentabilidad en América Latina*. Taller Técnico Regional de la FAO. 20–24 de agosto de 2007, Puerto Montt, Chile. *FAO Actas de Pesca y Acuicultura*. N°. 12. Roma, FAO.
- Chávez, G. & Ishiyama, V. 1989.** Reproducción en *Argopecten purpuratus* en la Bahía Independencia (Pisco-Perú). *Memorias del Simposio Internacional de los recursos vivos y las pesquerías en el Pacífico Sudeste*, Comisión permanente del Pacífico Sur. Santiago. *Revista del Pacífico del Sur*: 295-300.
- Chang, Y. J. & Lee, T. Y. 1982.** Gametogenesis and reproductive cycle of the cockle, *Fulvia mutica* (Reeve). *Bulletin of the Korean Fisheries Society*, 15: 241–253.
- Coe, W. R. 1943.** Sexual differentiation in Mollusks. I Pelecypods. *The Quarterly Review of Biology*, 18:134-164.
- Cruz, R. A. 1987.** Tamaño y madurez sexual de *Anadara grandis* (Pelecypoda: Arcidae). *Brenesia*, 27: 9-12.
- Cubillos, L.S.; Canales, M.; Bucarey, D.; Rojas, A. & Alarcón, R. 1999.** Época reproductiva y talla media de primera madurez sexual de *Strangomera bentincki* y *Engraulis ringens* en el período 1993-1997, en la zona centro-sur de Chile. *Revista de Investigación Marina*, 27: 73-85.
- De Mason, J. 1985.** The breeding of the scallop *Pecten maximus* in Manx Waters. *Journal of Marine Biological Association, UK*, 37: 653-671.
- Derbali, A. & Ghorbel, J.M. 2009.** Reproductive biology of the cockle *Cerastoderma glaucum* (Mollusca: Bivalvia) from the north coast of Sfax (Gulf of Gabes, Tunisia). *Ciencias Marinas*, 35: 141-152.
- Díaz, A. & Ortlieb, L. 1993.** El fenómeno “El Niño” y los moluscos de la Costa Peruana. *Bulletin de l’Institut Français de l’études andines*, 22: 159-177.
- García-Domínguez, F.; García-Melgar, G. & Gonzales-Ramírez, P. 1993.** Ciclo reproductor de la almeja roñosa, *Chione californiensis* (Broderip, 1835) en Bahía Magdalena, Baja California Sur, México. *Ciencias Marinas*, 79:15-28.
- García-Domínguez, F.; Ceballos-Vázquez, B.P.; Arellano-Martínez, M. & Villalejo-Fuerte, M. 1998.** Reproductive cycle of the giant reef clam *Periglypta multicostata* (Sowerby, 1835) (Pelecypoda: Veneridae) at Isla Espiritu Santo, Baja California Sur, Mexico. *Journal of Shellfish Research*, 17: 1009-1013.

- García-Domínguez, F.A.; Haro-Hernández, A.; García-Cuellar, A.; Villalejo-Fuerte, M. & Rodríguez-Astudillo, S. 2008.** Ciclo reproductivo de *Anadara tuberculosa* (Sowerby, 1833) (Arcidae) en Bahía Magdalena, México. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 43:143-152.
- Gil, G.M. & Thomé, J.W. 2004.** Descrição do ciclo reproductivo de *Donax hanleyanus* (Bivalvia, donacidae) no sul do Brasil. *Iheringia, Série Zoológica*, 94: 271-276.
- Gómez, A.C.; Perea, M. A. & Williams, C. M. 2006.** Aspectos reproductivos del pejerrey *Odontesthes regia regia* (Humboldt 1821) en la zona de Pisco durante el periodo 1996-97 y mayo-julio del 2002, relacionados con su conservación. *Ecología Aplicada*, 5: 141-147.
- Grant, C.M. & Tyler, P.A. 1983.** The analysis of the data in studies of invertebrate reproduction. I. Introduction and statistical analysis of gonad indices and maturity indices. *International Journal of invertebrate reproduction*, 6: 259-269.
- Henriquez, R.; Barboza, P.; Taipa, E. & Toro, C. 1981.** Variación anual de la gónada de la almeja *Protothaca thaca* (Molina, 1782): análisis histológico. *Jornadas de Ciencias Marinas*, 34.
- Herrmann, M; Alfaya, J.E.F.; Lepore, M.L.; Penchaszadeh, P.E. & Laudien, J. 2009.** Reproductive cycle and gonad development of the Northern Argentinean *Mesodesma mactroides* (Bivalvia: Mesodesmatidae). *Helgoland Marine Research*, 63: 207-218.
- Hesselman, D.M.; Barber, B.J. & Blake, N.J. 1989.** The reproductive cycle of adult hard clams, *Mercenaria* spp. in the Indian River Lagoon, Florida. *Journal of Shellfish Research*, 8: 43-49.
- Honkoop, P. J. C. & Van der Meer, J. 1997.** Reproductive output of *Macoma balthica* populations in relation to winter-temperature and intertidal-height mediated changes of body mass. *Marine Ecology Progress Series*, 149: 155-162.
- Holland, D.A. & Chew, K.K. 1974.** Reproductive cycle of the Manila clam (*Venerupis japonica*) from Hood Canal, Washington. *Proceedings of the National Shellfisheries Association*, 64: 53-58.
- Hyams, D.G. 2005.** *Curve Expert version 1,37*. A comprehensive curve fitting package for Windows.
- Huaraz, F. & Ishiyama, V. 1980.** Madurez sexual y época de desove de *Donax peruvianus* (Deshayes, 1855) (Donacidae; Pelecypoda) de la playa Jahuay. *Revista de Ciencias UNMSM*, 72:47-56.
- Hunter, J.R. & Macewicz, B.J. 2003.** *Improving the accuracy and precision of reproductive information used in fisheries*. pp. 57-68. En: Kjesbu, O.S.; Hunter, J.R. & Witthames, P.R. (eds). *Modern approaches to assess maturity and fecundity of warm and cold water fish and squids*. Institute of Marine Research, The Research Council of Norway, Bergen.

- Illanes, J.E.; Akaboshi, S. & Uribe, E. 1985.** Efectos de la temperatura en la reproducción del ostión del norte *Chlamys (Argopecten) purpuratus* en la bahía Tongoy durante el fenómeno de El Niño 1982-83. *Investigaciones Pesqueras (Chile)*, 32: 167-173.
- Ishiyama, V. & Chávez, G. 1990.** Reproducción de *Gari solida* G. (Veneroidea, Psammobidae). Instituto de Investigación de Ciencias Biológicas Antonio Raimondi. Facultad de Ciencias Biológicas. *Revista de Ciencias UNMSM*, 75: 52-65.
- Ishiyama, V. & Kuwae, S. 1992.** Ciclo reproductivo de *Glycymeris ovata* (Arcaida, Glycymeridae). *Boletín de Lima (Perú)*, 80: 85-90.
- Ishiyama, V. & Terukina, S. 1989.** Reproducción de *Anadara tuberculosa* y *Anadara similis* en la zona de Puerto Pizarro, Perú. *Biota*, 14(95): 2-11.
- Jansen, J. M.; Pronker, A.E.; Kube, S.; Sokolowski, A.; Sola, J.C.; Marquiegui, M.A.; Schiedek, D.; Bonga, W.; Wolowicz, M. & Hummel, H. 2007.** Geographic and seasonal patterns and limits on the adaptive response to temperature of *European Mytilus* spp. and *Macoma balthica* populations. *Oecologia*, 154: 24-34.
- Jaramillo, R. & Navarro, J. 1995.** Reproductive cycle of the Chilean ribbed mussel, *Aulacomya ater* (Molina, 1782). *Journal of Shellfish Research*, 14: 165-172.
- Kunduz B. & Erkan, M. 2008.** Seasonal changes in the histological profile of the ovary of *Mytilus galloprovincialis* (Bivalvia, Mytilidae) Lamarck, 1819. *Journal of Black Sea/Mediterranean Environment*, 14: 183-191.
- Lodeiros, C. & Himmelman, H. 2000.** Identification of factors affecting growth and survival of the tropical scallop *Euvola (Pecten) ziczac* in the Golfo de Cariaco, Venezuela. *Aquaculture*, 182: 91-114.
- Lodeiros, C. J.; Rengel, J.J.; Guderly, H.E.; Nusetti, O. & J. H. Himmelman. 2001.** Biochemical composition and energy allocation in the tropical scallop *Lyropecten (Nodipecten) nodosus* during the months leading up to and following the development of gonads. *Aquaculture*, 199: 63-72.
- Loosanoff, V.L. 1953.** Reproductive cycle in *Cyprina islandica*. *The Biological Bulletin*, 104: 146-155.
- Lozada, E. & Bustos, H. 1984.** Madurez sexual y fecundidad de *Venus antiqua* en la Bahía de Ancud (Mollusca: Bivalvia: Veneridae). *Revista de Biología Marina*, 20: 91-112.
- Manzi, J. J.; Bobo, M. Y. & Burrell, V. G. 1985.** Gametogenesis in a population of the hard clam, *Mercenaria mercenaria* (Linnaeus), in North Santee Bay, South Carolina. *The veliger*, 28: 186-194.
- Marcano, J., Prieto, A.; Lárez, A. & Salazar, H. 2003.** Crecimiento de *Donax denticulatus* (Linné 1758) (Bivalvia: Donacidae) en la ensenada La Guardia, isla de Margarita, Venezuela. *Zootecnia Tropical*, 21: 237-259.
- Martinez-Cordova, L. R. 1988.** Biecológia de la almeja negra *Chione fluctifraga* (Sowerby, 1853). *Revista de Biología Tropical*, 36: 213-219.

- Moore, H. B. & López, N. N. 1969. The ecology of *Chione cancellata*. Bulletin of Marine Science, 19: 131-148.
- Morriconi, E.; Lomovasky, B.J.; Calvo, J. & Brey, T. 2002. The reproductive cycle of *Eurhomalea exalbida* (Chemnitz, 1795) (Bivalvia: Veneridae) in Ushuaia Bay (54° 50' S), Beagle Channel (Argentina). Invertebrate Reproduction and Development, 42: 61-68.
- Muñetón-Gómez, M.S.; Villalejo-Fuerte, M. & Gárate-Lizárraga, I. 2001. Contenido estomacal de *Spondylus leucacanthus* (Bivalvia: Spondylidae) y su relación con la temporada de reproducción y la abundancia de fitoplancton en Isla Danzante, Golfo de California. Revista de Biología Tropical, 49: 581-590.
- Mzighani, S. 2005. Fecundity and population structure of cockles, *Anadara antiquata* L. 1758 (Bivalvia: Arcidae) from sandy/muddy beach near Dar es Salaam, Tanzania. Western Indian Ocean Journal of Marine Science, 4: 77-84.
- Nascimento, I. & Pereira, S. 1980. Changes in the condition index for mangrove oyster (*Crassostrea rhizophorae*) from Todos os Santos Bay, Salvador, Brazil. Aquaculture, 20: 9-15.
- Nesis, K. N. 1983. *Dosidicus gigas*. pp. 215-231. En: Boyle, P. R. (ed.). *Cephalopod life cycles. Species Accounts*. Londres: Academic Press.
- Ochoa-Baez, R. I. 1985. Antecedentes sobre el ciclo de reproducción de *Modiolus capax* (Conrad, 1837) (Bivalvia: Mytilidae) en la Bahía de La Paz, Baja California Sur, México. Investigaciones Marinas CICIMAR 2: 86-103.
- Ojea, J.; Pazos, A.J.; Martínez, D.; Novoa, S.; Sánchez, J.L. & Abad, M. 2004. Seasonal variation in weight and biochemical composition of the tissues of *Ruditapes decussates* in relation to the gametogenic cycle. Aquaculture, 238:451-468.
- Ortega-Hernández, S. & Arroyo-Hernández, J. 1987. *Observaciones sobre la reproducción de Crassostrea virginica (Gmelin) en la Laguna de Tamiahua, Veracruz*. pp. 105-110. I. Memorias del IX Congreso Nacional de Zoología. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Villahermosa, Tabasco, México.
- Ortiz-Ordóñez, E. 1992. *Histología y ciclo gonádico de ejemplares macho de Anadara (Anadara) tuberculosa (Sowerby, 1833)*. Tesis de Biología, Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Instituto Politécnico Nacional, México DF, 32 p.
- Paredes, C. & Cardoso, F. 1999. Nuevas adiciones de bivalvos a la malacofauna marina peruana. Revista Peruana de Biología, 6:1-6.
- Penchaszadeh, P. E. & Oliver, S. 1975. Ecología de una población de "Berberecho" (*Donax hanleyanus*) en Villa Gesell, Argentina. Malacología, 15:133-146.
- Pérez-Camacho, A. & Román, G. 1987. *La reproducción en los moluscos bivalvos*. pp. 133-216. en: *Reproducción en Acuicultura*. Espinosa, J. & U. Labarta, U. (eds.): Plan de Formación de Técnicos Superiores en Acuicultura (FEUGA). Madrid, España.
- Pérez-Medina, D.R. 2005. *Biología reproductiva de Anadara tuberculosa (Bivalvia: Arcidae) en el Estero Santo Domingo, B.C.S., México*. Tesis de Maestría, Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas, Instituto Politécnico Nacional, La Paz, México, 70 p.

- Pettinelli, R. & Bicchierai, M.C. 2009.** Life cycle of *Pisidium henslowanum* (Sheppard, 1823) (Bivalvia, Veneroidea, Sphaeridae) from Piediluco Lake (Umbria: Italy). *Fundamental and Applied Limnology*, 175: 79-92.
- Pfitzenmeyer, H.T. 1965.** Annual cycle of gametogenesis of the soft-shelled clam, *Mya arenaria*, at Solomons, Maryland. *Chesapeake Science*, 6: 52-59.
- Rae, J. G. 1978.** Reproduction in two sympatric species of *Macoma* (Bivalvia). *The Biological Bulletin*, 155: 207-219.
- Remacha-Triviño, A. 2005.** Ciclo reproductivo de *Solen marginatus* (Pulteney, 1799) (Mollusca: Bivalvia) en la ría del Eo (noroeste de España). *Boletín del Instituto Español de Oceanografía*, 21: 375-385.
- Rodríguez-Astudillo, S.; Villalejo-Fuerte, M. & García-Domínguez, F. 2002.** Biochemical composition of *Spondylus leucacanthus* Broderip, 1833 (Bivalvia: Spondylidae) and its relationship with the reproductive cycle at Isla Danzante, Gulf of California, Mexico. *Journal of Shellfish Research*, 46: 111-116.
- Rodríguez-Astudillo, A.; Villalejo-Fuerte, M.; García-Domínguez, F.; Guerrero-Caballero, R. & Ramírez-Sevilla, R. 2007.** Composición bioquímica del ostión *Hyotissa hyotis* (Linnaeus, 1758) durante La Niña 1998-1999 y El Niño 1997-1998 en el Golfo de California. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 42: 393-402.
- Rodríguez de la Rúa, A.; Prado, M.A. & Bruzon, M.A. 2003.** Estudio del ciclo reproductor de *Chamella gallina* (L., 1758) (Mollusca: Bivalvia) en tres poblaciones del litoral Andaluz. *Boletín del Instituto Español de Oceanografía*, 19: 57-63.
- Román G.; Martínez, G.; García, O. & Freites, L. 2001.** *Reproducción*. Cap. 2: pp. 27-59. *Los Moluscos pectinidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura*. Maeda- Martínez, A.N. (ed.). Venezuela.
- Ropes, J. W. 1968.** Reproductive cycle in the surf clam, *Spisula solidissima* in offshore New Jersey. *The Biological Bulletin*, 135: 349-365.
- Sadovy, Y. & Shapiro, D. 1987.** Criteria for diagnosis of hermaphroditism in fishes. *Copeia*, 1:136-156.
- Salgado, I. & Ishiyama, V. 1979.** Ciclo de madurez sexual y desove de la macha *Mesodesma donacium*. *Revista de Ciencias UNMSM*, 71: 20-28.
- Talledo, C.; Ishiyama, V. & Tarazona, J. 1987.** Reproducción de *Donax peruvianus* Deshayes 1855 en el área de caleta San José y Playa Naylamp, Lambayeque. *Biota*, 93: 4-16.
- Tirado, C. & Salas, C. 1998.** Reproduction and fecundity of *Donax trunculus* L., 1758 (Bivalvia: Donacidae) in the litoral of Málaga (Southern Spain). *Journal of Shellfish Research*, 17: 169-176.
- Tresierra, A.; Culquichicón, Z. & Veneros, B. 2002.** *Biología reproductiva en peces*. Editora Nuevo Norte S.A. Trujillo-Perú. 286 p.
- Tresierra, A. & Berrú, P.P.M. 2005.** *Bancos Naturales, niveles de extracción y parámetros comunitarios de invertebrados marinos en la Bahía de Samanco (Chimbote, Perú) 2001 al 2004*. pp. 17-19. En: Libro de Resúmenes de XI Congreso Latinoamericano de Ciencias del Mar. Viña del Mar (Chile), 16-20 Mayo 2005.

- Villalejo-Fuerte, M.; Ceballos-Vásquez, B.P.; Félix-Pico, E.F. & Arellano, M.M. 2003.** Notes on the reproductive cycle of the blotchy scallop *Spathochlamys vestalis* (Reeve, 1853) at Isla Danzante, Gulf of California. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 38: 39-42.
- Wada, K.T.; Komaru, A.; Ichimura, Y. & Kurosaki, H. 1995.** Spawning peak occurs during winter in the Japanese subtropical population of the pearl oyster, *Pinctada fucata fucata* (Gould, 1850). *Aquaculture*, 133: 207-214.
- Zumoff, C. H. 1973.** The reproductive cycle of *Sphaerium simile*. *The Biological Bulletin*, 144: 212–228.
- Zwarts, L. 1991.** Seasonal variation in body weight of the bivalves *Macoma balthica*, *Scrobicularia plana*, *Mya arenaria* and *Cerastoderma edule* in the Dutch Wadden Sea. *Netherlands Journal of Sea Research*, 28:231–245.

Fecha de recepción: 15 de diciembre del 2011.

Fecha de aceptación: 22 de marzo del 2011.