

UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA
FACULTAD DE CIENCIAS



TITULO:

**ESCALA Y TALLA DE PRIMERA MADUREZ GONADAL EN
“NAVAJA” *Tagelus dombeii* (Lamarck, 1818), ENTRE LAS ZONAS
PARACHIQUE - LAS DELICIAS, 2009.**

TESIS

Presentado por el Bachiller

JACINTO PAREDES PAREDES

Para Optar el Título Profesional de:

BIÓLOGO

Piura – Perú

2010

UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA

FACULTAD DE CIENCIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

**ESCALA Y TALLA DE PRIMERA MADUREZ GONADAL
EN “NAVAJA” *Tagelus dombeii* (Lamarck, 1818), ENTRE LAS
ZONAS PARACHIQUE - LAS DELICIAS, 2009.**

TESIS

Para Optar el Título Profesional de:

BIÓLOGO

Presentado por el Bachiller:

JACINTO PAREDES PAREDES

Piura – Perú

2010

Br. JACINTO PAREDES PAREDES
EJECUTOR DE LA TESIS

Blgo. RONALD MARCIAL RAMOS M.Sc.
ASESOR DE LA TESIS

Blgo. ÁNGEL PERÉA DE LA MATTA
CO - ASESOR DE LA TESIS

Blgo. LUÍS IPANAQUÉ TORRES	Blgo. WILDER RODRÍGUEZ ARTEAGA MSc.
PRESIDENTE DE JURADO	SECRETARIO DEL JURADO

Blgo. JUAN A. MARTÍNEZ MENDOZA
VOCAL DEL JURADO DE TESIS

CONTENIDO

	Pág.
RESUMEN.....	i
ABSTRACT.....	ii
INTRODUCCIÓN.....	01
MATERIAL Y MÉTODOS.....	06
Material Biológico.....	06
Métodos.....	06
Trabajo de Campo.....	06
I.- Zona de Muestreo.....	06
II.- Obtención de Muestras.....	07
Tipo de Muestreo.....	07
Muestreo Biométrico.....	07
Muestreo Biológico.....	08
Trabajo de Laboratorio.....	08
I.- Análisis Histológico de Gónadas.....	08
Refijación.....	09
Lavado.....	09
Deshidratación.....	09
Método de Infiltración en Parafina.....	09
Aclaración.....	09
Infiltración en Parafina.....	10
Imbibición con Parafina.....	10
Seccionamiento y Montaje de la Lámina con Albúmina.....	11
Seccionamiento.....	11
Micrótopo.....	11
Obtención de Secciones Seriadadas.....	11
Montaje con Albúmina.....	11
Coloración.....	12
Hidratación.....	12
Coloración Propiamente dicho.....	12

Deshidratación.....	13
Montaje Final con Entellán y Observación.....	14
Observación.....	14
Diferenciación de los Diferentes Tipos de Ovocitos.....	14
II.- Análisis de Datos.....	14
Talla de Primera Madurez Gonadal.....	15
Escala Microscópica de Desarrollo Ovocitario.....	15
RESULTADOS.....	16
Generalidades.....	16
Taxonomía.....	16
Descripción de la Especie.....	16
Distribución.....	17
Zona de Corte.....	17
Desarrollo Ovocitario.....	20
Ovogénesis.....	21
Espermatogénesis.....	23
Escala de Madurez Gonadal.....	24
Descripción de los Estadios de Madurez Gonadal en Hembras.....	24
Descripción de los Estadios de Madurez Gonadal en Machos.....	25
Criterios de Catalogación.....	29
Ciclo de Madurez Gonadal.....	30
Reversión Sexual.....	36
Talla de Primera Madurez Gonadal.....	37
Talla de Primer Desove y Expulsión.....	40
Relación Temperatura Vs. Actividad Reproductiva (AR).....	43
DISCUSION.....	45
CONCLUSIONES.....	53
RECOMENDACIONES.....	54
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	55
ANEXOS.....	64

IMARPE

A Dios por permitir la realización del presente trabajo.

A mi querida y adorada madre, Manuela Paredes García, por su fuente de amor y esfuerzo entregado y por estar siempre a mi lado.

A mis hermanas Dolores, Ernestina y Mary y sus respectivos esposos, por todo el apoyo brindado y por creer siempre en mí.

A la persona a la cual amo, Ana Luisa Vázquez G., fuente de alegría e inspiración.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a mi madre, hermanas y familia por su gran apoyo, por estar siempre conmigo animándome en todo momento a salir adelante y superarme en lo personal y profesional.

Mi agradecimiento al Instituto del Mar del Perú por brindarme la oportunidad de realizar el presente trabajo en dicha institución y de manera muy especial al biólogo Ángel Perea de la Matta por el apoyo incondicional tanto en lo personal como en lo profesional, por el constante asesoramiento brindado durante la realización y culminación del presente trabajo.

A la bióloga Betsy Buitron Días por haberme permitido realizar la tesis en la Unidad de Biología Reproductiva además, por su aporte y revisión del trabajo. Y a todos los integrantes de la unidad: Javier Sánchez, Cecilia Roque y Julio Mori que de una u otra forma me apoyaron.

A la bióloga María Nelly Sanjinez Alvites por su apoyo profesional y consejos brindados. A mis profesores Blgo. Ronald Marcial Ramos M.Sc. y Blgo. Humberto Rivera Calle por haberme tenido en cuenta para la realización del trabajo, y a José Olaya por su colaboración en las coordinaciones de los muestreos a bordo de las embarcaciones marisqueras.

A la persona a la cual amo mucho Ana L. Vásquez G. y quien siempre estuvo a mi lado apoyándome y dándome sugerencias para la realización de la tesis.

Y a todas aquellas personas que involuntariamente omita, y que de alguna manera, me apoyaron desinteresadamente en este estudio.

Y por sobre todas las cosas agradezco a Dios por su amor, y por haberme puesto en el camino a todas las personas que me han apoyado y permitido realizar este trabajo y que se haya concluido satisfactoriamente.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1.- Ubicación de la zona de estudio de “navaja” <i>Tagelus dombeii</i> . Fuente: IMARPE.....	06
Figura 2.- Equipo utilizado para la extracción de “navaja”.....	65
Figura 3.- Buzo listo para la inmersión y extracción del recurso.....	65
Figura 4.- Suministro del aire a los buzos por medio de mangueras.....	65
Figura 5.- Extracción de concha navaja.....	66
Figura 6.- Instrumento y equipo utilizado para la toma de datos.....	66
Figura 7.- Medidas tomadas.....	67
Figura 8.- Anatomía del cuerpo de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja”.....	68
Figura 9.- Ejemplar completo de <i>T. dombeii</i> (A) y solo cuerpo (B).....	68
Figura 10.- Cortes de muestra listos para el refijado.....	68
Figura 11a.- Procesamiento de la muestra de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” desde el paso A (Deshidratación) al paso F (Infiltración en parafina).....	69
Figura 11b.- Procesamiento de la muestra de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” desde el paso G (imbibición en parafina) hasta el paso L (secado en plancha eléctrico).....	69
Figura 11c.- Procesamiento de la muestra de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” desde el paso M (coloración propiamente dicho) hasta el paso P (observación y toma de fotografías).....	69
Figura 12.- Diagrama del proceso de infiltración en parafina.....	10
Figura 13.- Ficha de Muestreo Biométrico.....	72
Figura 14.- Ficha de muestreo Biológico.....	73
Figura 15.- Vista ventral de “navaja” <i>Tagelus dombeii</i> . Zona de corte (círculo rojo).....	18
Figura 16.- Trabéculas en tejido femenino de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” durante Enero – Diciembre 2009, Parachique - Las Delicias	19
Figura 17.- Trabéculas en tejido femenino de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” durante Enero – Diciembre 2009, Parachique - Las Delicias.....	19
Figura 18.- Trabéculas en tejido masculino de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” durante Enero – Diciembre 2009, Parachique - Las Delicias.....	20

Figura 19.- Trabéculas en tejido masculino de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” durante Enero – Diciembre 2009, Parachique - Las Delicias.....	20
Fig. 20.- Secciones histológicas del ciclo reproductivo de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” en ejemplar hembra.....	27
Fig. 21.- Secciones histológicas del ciclo reproductivo de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” en ejemplar macho.....	28
Figura 22.- Dinámica del ciclo de madurez gonadal de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” durante Enero –Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique – Las Delicias, Bahía de Sechura.....	30
Figura 23.- Variación mensual de los estadios de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” para ambos sexos, durante Enero – Diciembre 2009 entre las Zonas de Parachique – Las Delicias, Bahía de Sechura.....	32
Figura 24.- Variación mensual de los estadios de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” para ambos sexos, durante Enero – Diciembre 2009 entre las Zonas de Parachique – Las Delicias, Bahía de Sechura.....	33
Figura 25.- Variación mensual (hembras y machos) de Fracción Desovante (FD) y Actividad Reproductiva (AR) de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” durante Enero – Diciembre 2009 entre las Zonas de Parachique – Las Delicias, Bahía de Sechura.....	34
Figura 26.- Variación mensual (Hembras) de Fracción Desovante (FD) y Actividad Reproductiva (AR) de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” durante Enero – Diciembre 2009 entre las Zonas de Parachique – Las Delicias, Bahía de Sechura.....	35
Figura 27.- Variación mensual (Machos) de Fracción Expulsante (FE) y Actividad Reproductiva (AR) de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” durante Enero – Diciembre 2009 entre las Zonas de Parachique – Las Delicias, Bahía de Sechura.....	35
Figura 28.- Variación de la Proporción Sexual de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” durante Enero – Diciembre 2009 entre las Zonas de Parachique – Las Delicias, Bahía de Sechura.....	36
Figura 29.- Imágenes de secciones histológicas de individuos en proceso de reversión sexual (hermafroditismo protógino) de <i>Tagelus dombeii</i> "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.....	37
Figura 30.- Curva Logística indicando la talla de primera madurez gonadal de Hembras (61,26 \approx 61 mm) para <i>Tagelus dombeii</i> "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.....	38

Figura 31.- Curva Logística indicando la talla de primera madurez gonadal de Machos (57,67 \approx 58 mm) para <i>Tagelus dombeii</i> "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.....	39
Figura 32.- Curva Logística indicando la talla de primera madurez gonadal hembras y machos (57,67 \approx 58 mm) para <i>Tagelus dombeii</i> "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.....	40
Figura 33.- Curva Logística indicando la talla de primer desove (66,57 \approx 67 mm) para <i>Tagelus dombeii</i> "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.....	41
Figura 34.- Curva Logística indicando la talla de primera expulsión (65,77 \approx 66 mm) para <i>Tagelus dombeii</i> "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.....	42
Figura 35.- Curva Logística indicando la talla promedio entre primer desove y expulsión (65,86 \approx 66 mm) para <i>Tagelus dombeii</i> "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.....	43
Figura 36.- Variación de la temperatura con la actividad reproductiva en Hembras de <i>Tagelus dombeii</i> "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.....	44
Figura 37.- Variación de la temperatura con la actividad reproductiva en Machos de <i>Tagelus dombeii</i> "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.....	44

LISTA DE TABLAS

Tabla 1.- Diagrama del proceso de coloración.....	13
Tabla 2.- Tipos de Ovocitos encontrado en el análisis Histológico.....	21
Tabla 3.- Principales Tipos de células sexuales en hembras de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” durante Enero – Diciembre 2009 de la zona entre Parachique las Delicias.....	22
Tabla 4.- Principales tipos de células sexuales en Machos de <i>Tagelus dombeii</i> “navaja” durante Enero – Diciembre 2009 de la zona entre Parachique las Delicias.....	23
Tabla 5.- Criterios para la catalogación microscópica, basados en la estructura gonadal de <i>Tagelus dombeii</i> "navaja".....	29

IMARPE

RESUMEN

Para el estudio de la gametogénesis, escala de madurez y estimación de la talla de primera madurez gonadal de “navaja” *Tagelus dombeii*, las muestras procedieron de las zonas Caleta de Parachique y Las Delicias, y fueron colectadas a bordo de embarcaciones marisqueras por buzos artesanales, durante Enero – Diciembre del año 2009. La zona para tomar las muestras comprendieron desde los grados 05° 40' 33.3" (LS) hasta 05° 49' 21.8" (LS). En el estudio de la gametogénesis, se observó que los ovarios presentaron tres tipos de ovocitos: ovocito inmaduro (OI), ovocito en maduración (OEM) y ovocito maduro (OM), además del ovocito atrésico (OA) para las hembras, mientras que para los machos las células sexuales encontradas fueron: espermatogonio = SG, espermatocito = SC y espermatozoide = SP. La escala microscópica de madurez gonadal para “navaja” *T. dombeii* fue establecida con seis estadios, siendo estos: Virginal = 0, Reposo = I, En Maduración = II, Maduro = III, Desovante/Expulsante = IV y Recuperación = V. Así mismo, se estableció, que la talla de primera madurez gonadal es de 61 mm de longitud total (LT) para las hembras y 58 mm para machos, obteniendo un promedio de 58 mm LT. Mientras que la talla de primer desove/expulsión fue de: 67 mm (LT) para hembras y 66 mm LT para machos siendo promedio para ambos sexos de 66 mm LT. Además, se reporta la capacidad de *T. dombeii* de cambiar el sexo de hembra a macho (hermafroditismo protógino).

Palabras clave: escala de madurez, talla de primera madurez, *Tagelus dombeii*, concha navaja.

ABSTRACT

For the study of gametogenesis, gonadal maturity scale and to estimate gonadal maturity length of “navaja” *Tagelus dombeii*, samples were taken at Caleta Parachique and Las Delicias, collected by artisanal divers during January – December 2009. The area for sampling ranged from 05° 40' 33.3" (LS) to 05° 49' 21.8" (LS). In the study of gametogenesis, three types of oocytes were recognized: immature oocyte (IO), maturing oocyte (OEM) and mature oocyte (OM), as well as atretic oocyte (OA) for females, while for males, cells found were: spermatogonium = SG, spermatocyte = SC and sperm = SP. Microscopic scale of gonadal maturation for “navaja” *T. dombeii* was established with six stages: Virgin = 0, Rest = I, Maturing = II, Mature = III, Spawning/Expulsante = IV and Recovery = V. Also, it established that size at maturity is 61 mm in total length (TL) for females and 58 mm TL for males, giving an average of 58 mm TL. While size of first spawning/expulsion was: 67 mm TL for females and 66 mm for males and an average of both sexes in 66 mm TL. We found that *T. dombeii* has the ability to change sex from female to male (protogynous hermaphroditism).

Keywords: gonadal maturity scale, gonadal maturity length, *Tagelus dombeii*, shell navaja.

INTRODUCCION

A lo largo del extenso litoral peruano existe una amplia variedad de hábitats que van desde el límite superior de las mareas hasta el infralitoral, en sustratos duros y blandos, y en condiciones tropicales o subtropicales, los cuales favorecen la presencia de numerosos recursos bentónicos (Yamashiro y Espino, 1991).

El Phylum Mollusca es uno de los más diversos y es superado solo por los artrópodos, se estima que hay 100 000 especies marinas, 35 000 terrestres y 5 000 dulceacuícolas (Bruggen, 1995 en Ramírez *et al.*, 2003). Ramírez *et al.* (2003) afirma que en el Perú se han reportado 1 018 especies de moluscos siendo la clase Gastropoda la más numerosa con 570 especies (55,99%), seguida por la clase Bivalvia con 370 (36,35%) y un grupo minoritario el cual está representado por las clases Cephalopoda con 36 especies (3,54%), Polyplacophora 34 (3,34%), Monoplacophora 3 (0,29%), Scaphopoda 3 (0,29%) y Aplacophora 2 (0,2%).

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 extraídos por la pesquería artesanal en el Perú (Yamashiro y Espino, 1991).

Dado que 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, es necesario intensificar los estudios sobre los mismos, a fin de lograr su repoblamiento permitiendo establecer centros de cultivo, los que garantizarán un abastecimiento sostenido de estos recursos así como fuentes de trabajo para la explotación costera (Yamashiro y Espino, 1991).

La actividad extractiva de recursos bentónicos en el norte del país se ha visto incrementada en los últimos años y la dinámica con que ha operado la flota históricamente se caracteriza por un constante desplazamiento entre áreas de extracción, orientada por el rendimiento de los recursos en explotación. La bahía de Sechura, es una de las zonas pesqueras que aporta a la región y al país con peces y recursos invertebrados bentónicos comerciales (bivalvos, gasterópodos y decápodos); siendo la pesca de los invertebrados la actividad más importante a lo largo de todo el año (Flores y Acasiete, 2005). El recurso de mayor relevancia durante los últimos años ha sido concha de abanico (*Argopecten purpuratus*), entre otros moluscos tenemos al caracol rosado (*Bursa ventricosa*), caracol negro (*Straminita chocolata*) y caracol babosa (*Sinun cymba*), los cuales son recursos sobre los que históricamente se ha centrado el esfuerzo pesquero artesanal, y en menor grado sobre el recurso navaja (*Tagelus dombeii*), que a partir de esta década, este último recurso, va tomando importancia comercial. (Gonzales y Sanjinéz, 2007; Imarpe, 2008 en Saucedo, 2009).

La pesquería del recurso “navaja” en la Bahía de Sechura, inició su desarrollo en la década de los noventa, sustentada en la extracción de la especie (*Tagelus dombeii*) formando parte del desembarque pesquero artesanal. En el periodo 1998-2007, los desembarques tuvieron una tendencia creciente de cientos de kilogramos a miles de toneladas (Imarpe, 2005 en Saucedo, 2009). En el año 2008 hubo un desembarque de 2 154 098,0 kilogramos lo que representa un incremento de 201,3% con respecto al periodo 1998 – 2007, este aumento se ve potenciado por la ausencia de otros recursos, lo que demanda el incremento del número de buzos causando un aumento del esfuerzo pesquero y la expansión geográfica de su pesquería (Saucedo, 2009).

Los estudios de la reproducción son importantes en la ecología debido a que proporcionan datos relacionados con la distribución y estructura de la población, permiten efectuar predicciones sobre el reclutamiento de la población adulta y nos brindan la información necesaria para el establecimiento de épocas de veda y la determinación de tallas mínimas de captura (Seed, 1976; Arsenault y Himmelman, 1998 en Ortiz, 2009). Además, su conocimiento es indispensable en el manejo de todas las pesquerías comerciales de bivalvos (Barber y Blake, 1991) y en la acuicultura (Alfaro *et al.*, 2001; Rodríguez, 2003 en Ortiz, 2009).

El conocimiento de los cambios que ocurren en las gónadas a través del tiempo, son de gran importancia a fin de adquirir una amplia información de la biología de una población, y forma parte fundamental de todo proceso de evaluación de un recurso pesquero (Oliva *et al.* 1986).

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. 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.

Para el estudio de la reproducción en 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 (Brousseau, 1982; Brousseau, 1987; Jaramillo y Navarro, 1995; Alfaro *et al.*, 2001 en Ortiz, 2009).

Desde finales del siglo pasado, la gametogénesis de los bivalvos ha sido objeto de numerosos estudios (Franc, 1960; Dohmen, 1983; Jong-Brink *et al.*, 1983 en Avendaño y Le Penec, 1998) que muestran la existencia de una fuerte convergencia en los procesos de formación de gametos, cualquiera que sea la especie. Es así que a partir de 1970 la generalización en el uso del microscopio electrónico para observar a gametogénesis en moluscos, ha permitido conocer con detalle la evolución de diversas categorías celulares y además de confirmar la presencia de células somáticas particulares acompañando el desarrollo de ovocitos y de espermátidas (Avendaño y Le Penec; 1998).

Es así que en el Perú son escasos los trabajos en los que se hayan utilizado las técnicas histológicas para validar escalas de madurez gonadal propias de cada especie, por lo que aun tenemos mucho por hacer, dada la necesidad que tiene el país de proteger nuestros recursos y darles un mejor manejo para su explotación y sostenibilidad a lo largo del tiempo.

En el presente trabajo los objetivos fueron determinar los diferentes estadios de madurez gonadal y determinar la talla de primera madurez gonadal en *Tagelus dombeii* los que constituirán insumos básicos para el manejo sostenible de esta especie.

MATERIALES Y METODOS

2.1.- MATERIAL BIOLÓGICO:

Se colectó 1800 ejemplares de *Tagelus dombeii* “concha navaja” con la ayuda de un buzo artesanal.

2.2.- METODOS

2.2.1.- TRABAJO DE CAMPO

I.- Zona de Muestreo

El material biológico fue colectado mensualmente entre Enero y Diciembre 2009 en la zona comprendida entre las Coordenadas 05° 40' 33.3" S y 80° 51' 40.8" W y los 05° 49' 21.8" S y 80° 57' 01.4" W, situada en la Bahía de Sechura (Figura 1).

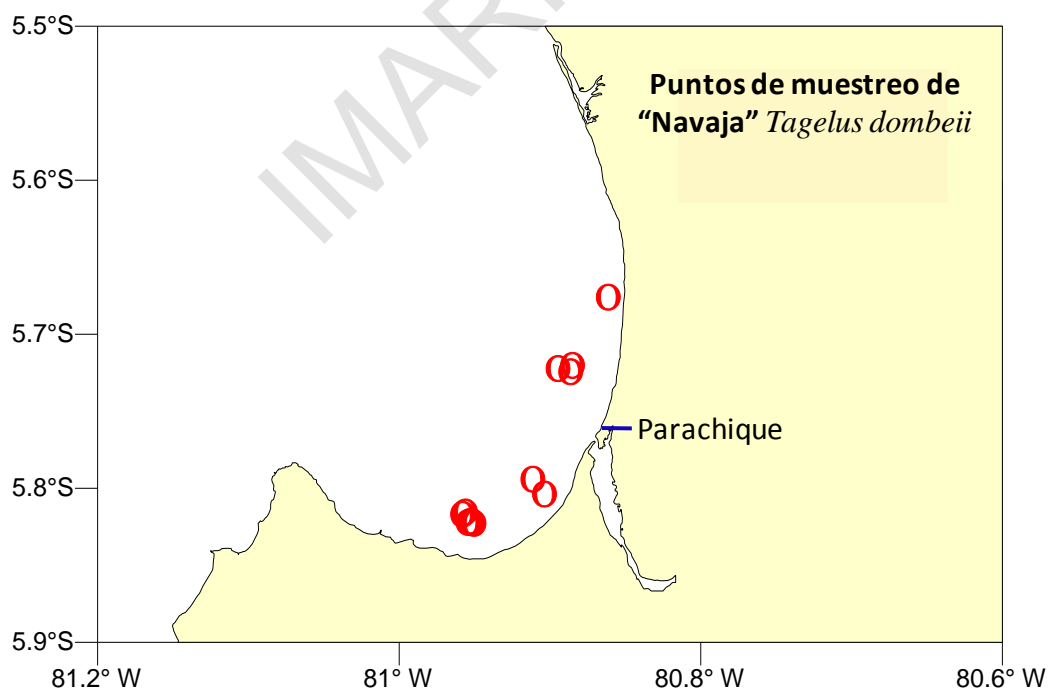


Figura 1.- Ubicación de la zona en estudio de “navaja” “pico de pato” *Tagelus dombeii*.

Fuente: IMARPE

II.- Obtención de Muestras

Las muestras fueron colectadas con la ayuda de un buzo artesanal en la zona en mención por buceo semiautónomo, entiéndase como semiautónoma al uso de una compresora (Figura 2 en Anexo) el mismo que suministra aire a los buzos por medio de mangueras como se muestra en la Figura 3 de anexo y con la ayuda de una motobomba (Figura 2 en Anexo) con la boquilla modificada pues su diámetro fue reducido para aumentar la presión con la que sale el agua y a la vez disminuir el diámetro de la aspersion, este tipo de extracción ocasiona un gran daño al hábitat de esta y otras especies ya que remueve todo el sustrato del fondo.

La navegación y ubicaciones de las estaciones de muestreo se realizaron utilizando un Sistema de Navegación Satelital (GPS) Garmin 12XL y la carta náutica HIDRONAV 1212 de la Dirección de Hidrografía y Navegación de la Marina de Guerra del Perú, con coordenadas geográficas referidas al DATUM 84, además se utilizó la medición de coordenadas en modelo UTM (sistema métrico), recomendada para medir distancia cortas.

2.1.- Tipo de muestreo: el muestreo realizado en el presente trabajo fue al azar estratificado (la diferencia entre las profundidades no fueron muy significativas variando de 3,20 m a 7,90 m por la cual no fue tomado en cuenta para los resultados).

2.2.- Muestreo biométrico: este muestreo consistió en tomar una cantidad aproximada de 10 a 15 kg del total sacado de la inmersión, de los cuales se muestrearon 200 individuos al azar de dicha muestra, a los cuales se les tomaron los datos como: punto de captura de la zona en estudio, profundidad, fecha de captura y longitud total o longitud valvar; empleándose para este fin un malacómetro (Figura 6-A en Anexo). Luego de la

respectiva toma de datos los ejemplares fueron devueltos. Los datos fueron anotados en fichas de muestreo biométrico (Figura 13 en Anexo).

2.3.- Muestreo biológico: este muestreo consistió en registrar datos como longitud total altura y ancho, peso total y peso del cuerpo. Para esta etapa se muestreó 150 ejemplares mensuales de una muestra aproximada de 10 a 15 kg de muestra de la última inmersión del buzo; los datos fueron anotados en fichas de muestreo biológico (Figura 14 en Anexo). Para el pesado se empleó una balanza digital marca SARTORIUS con una sensibilidad de 0,01 gr (Figura 6-C en Anexo). Así mismo, para el eviscerado se usó espátulas apropiadas para dicho fin (Figura 6-B en Anexo).

Para los cortes histológicos, los cuales se realizaron en el Laboratorio de Biología Reproductiva de la sede central – Callao, del Instituto del Mar del Perú (IMARPE) de cada talla se tomaron los cuerpos de tres individuos elegidos al azar, y fueron fijadas con formol bufferado al 10% y utilizando bolsas transparentes con sus respectivas fichas de datos y código en papel canson, los cuales fueron guardados en frascos de plástico con tapa enroscable hasta el momento en que se realizaron los cortes.

2.2.2.- TRABAJO DE LABORATORIO

I.- ANALISIS HISTOLOGICO DE GONADAS:

El estado de madurez gonadal se determinó por análisis histológico de acuerdo al método de infiltración con parafina cuyas etapas fueron: deshidratación, aclarado, inclusión, corte, tinción y montaje (Humason, 1979).

1.1.- Refijación: de la parte central del pie, se tomó una porción aproximada de 0,5 - 1 centímetro de grosor que fueron cortadas con hojas de bisturí, la porción de tejido fueron puestos en cassetes metálicos para ser refijadas y, posteriormente, procesada (Figura 10 en Anexo).

1.2.- Lavado: luego del refijado los cassetes con las muestras de tejido fueron colocadas en canastillas metálicas para ser lavado con agua corriente (caño) para eliminar el exceso de fijador, a fin de que no interfiera con los pasos siguientes (Tresierra *et al.* 2002).

1.3.- Deshidratación: éste paso se efectuó después del lavado, y se realizó con la finalidad de eliminar los fluidos de la célula, para que éstos sean reemplazados posteriormente con parafina. El tejido fue sumergido en etanol al 70% (1 hr), 80% (1 hr), 90% A (1 hr), 90% B (1 hr), 100% A (1 hr), 100% B (1 hr). Las letras A y B se refieren a recipientes diferentes conteniendo el alcohol de la misma concentración y están ordenados consecutivamente (Figura 11a A-B en Anexo).

1.4.- Método de infiltración en parafina:

1.4.1.- Aclaración: tan pronto como haya terminado la deshidratación el tejido fue aclarado con Xilol A (entre 2 a 3 minutos dependiendo del diámetro del corte) y Xilol B (1 a 2 minutos). El tiempo en que las muestras permanecieron en este medio fue controlado manualmente debido a la gran diferencia del diámetro de las gónadas e incluso en algunos casos se necesitó mas tiempo de inmersión (Figura 11a C-E en Anexo).

1.4.2.- Infiltración con parafina: tan pronto como se culminó la aclaración, el tejido fue sumergido en dos baños de parafina líquida a una temperatura de 60° C. El tiempo empleado es de 1 hora para la parafina A e igual para la parafina B (Figura 11a F en Anexo).

En el análisis histológico de la estructura gonadal, se empleó un equipo automatizado y programado marca LEICA TP 1020, el mismo que realizó los pasos de: deshidratación, aclaración e infiltración con parafina como se muestra en la Figura 12.



Figura 12.- Diagrama del proceso de infiltración en parafina

1.4.3.- Imbibición con parafina: para éste fin se emplearon moldes de goma de forma cúbica de 2 cm de lado, a los cuales se les colocó el tejido infiltrado, a razón de una muestra de tejido por espacio (en el centro), e inmediatamente se vertió la parafina líquida por medio del dispensador de parafina marca LEICA EG 1150H, y se dejó reposar hasta

que los bloques se solidificaran y finalmente estuvieran listos para el seccionamiento (Figura 11b G en Anexo). La temperatura de fusión de la parafina fue de 60°C.

1.5.- Seccionamiento y montaje de la lámina con albúmina:

1.5.1.- Seccionamiento: previo a este paso los bloques de parafina fueron cortados con la ayuda de una cuchilla manual hasta darles forma de trapecio, del lado en donde se encontraba el tejido, dejándolo listo para llevarlo al micrótopo (Figura 11b H en Anexo).

1.5.1.1.- Micrótopo: una vez que los bloques tuvieron forma de trapecio se procedió a eliminar el exceso de parafina (proceso llamado desparafinado ver Figura 11b I en Anexo) de la superficie del lado en donde se realizó el tallado en forma de trapecio. Luego del desparafinado los bloques fueron colocados en una plancha de enfriamiento por un tiempo mínimo de 20 minutos a una temperatura de 0°C (Figura 11b J en Anexo), al igual que las cuchillas descartables de lomo ancho del micrótopo de rotación LEICA RM 2125RT con que se realizó los cortes finos. El grosor de los cortes fue de 7 µm.

1.5.1.2.- Obtención de secciones seriadas: el tiempo que estuvieron en la plancha de enfriado LEICA EG 1150C fue con la finalidad de obtener secciones sin encogimientos y la forma de trapecio ayuda en la obtención de sección a manera de tira. Luego que se obtuvieron las secciones seriadas, estas fueron colocadas en un flotador de tejido LEICA HI 1210 a temperatura de 37°C donde fueron extendidas (Figura 11b K en Anexo).

1.5.2.- Montaje con albúmina: posterior al extendido de las muestras cortadas, éstas fueron colocadas en láminas portaobjetos de 22x76 mm, las cuales previamente

fueron untadas con albúmina para permitir una mejor adherencia del tejido y evitar el desprendimiento del mismo en el proceso de coloración (Tresierra *et al.* 2002).

Seguidamente las láminas fueron puestas en una plancha de secado eléctrica MEDAX KRYOFIX K a una temperatura de 38°C por 24 h, con la finalidad de eliminar la humedad (Figura 11b L en Anexo) debidamente rotuladas con lápiz punta diamante, las láminas contenían su respectivo código para su posterior identificación del individuo muestreado. Luego del secado las láminas fueron colocadas en rejillas metálicas porta láminas.

1.6.- Coloración: este proceso consta de tres partes (como se muestra en Tabla 1) tales como la hidratación, coloración propiamente dicha y deshidratación. La coloración se realizó con la técnica Hematoxilina-Eosina (H-E) (Lynch *et al.* 1972). La Hematoxilina es un colorante básico y la Eosina es un colorante ácido, los cuales le dan un color característico a las diferentes partes de la célula (Figura 11c M-N en Anexo). Esta etapa fue realizada por un equipo automatizado marca LEICA AUTOSTAINER XL.

1.6.1.- Hidratación: luego del secado, las muestras fueron sumergidas en Xilol A (5 min), Xilol B (5 min), alcohol A 100% (10 min), alcohol B 100% (5 min), alcohol C 100% (5 min), alcohol D 100% (5 min), alcohol A 90% (5 min), alcohol B 90% (5 min), alcohol 80% (5 min), lavado A (2 min.) y lavado B (5 min).

1.6.2.- Coloración propiamente dicha: luego de la hidratación las láminas pasaron por la hematoxilina (40 sg), lavado A (cinco sumergidas inmediatas en agua), alcohol ácido (5 sg), lavado B (cinco sumergidas inmediatas en agua), lavado C (10 min. en agua), alcohol 80% (5 min) y eosina (30 sg).

1.6.3.- Deshidratación: terminada la coloración las láminas con las muestras fueron sumergidas en alcohol de 90% (una sumergida de inmediato), alcohol A 100% (5 min), alcohol B 100% (5 min), alcohol C 100% (5 min) y Xilol (10 min).

Tabla 1: Diagrama del proceso de coloración

	PASO	ESTACION	REACTIVO	TIEMPO	EXACTITUD
HIDRATACION	1	1	Xilol	5´	Sí
	2	2	Xilol	5´	Sí
	3	3	Alcohol (100%)	10´	Sí
	4	4	Alcohol (100%)	5´	-
	5	5	Alcohol (100%)	5´	-
	6	6	Alcohol (100%)	5´	-
	7	7	Alcohol (90%)	5´	-
	8	8	Alcohol (90%)	5´	-
	9	9	Alcohol (80%)	5´	-
	10	1´	Lavado	2´	-
	11	2´	Lavado	5´	-
COLORACION	12	10	Hematoxilina	40´´	Sí (++)
	13	3´	Lavado	5 sumergidas	-
	14	11	Alcohol ácido	5´´	Sí (++)
	15	4´	Lavado	5 sumergidas	-
	16	5´	Lavado	10´	-
	17	12	Alcohol (80%)	5´	Sí
	18	13	Eosina	30´´	Sí (++)
DESHIDRATACION	19	14	Alcohol (90%)	1 sumergida	-
	20	15	Alcohol (100%)	5´	Sí
	21	16	Alcohol (100%)	5´	Sí
	22	17	Alcohol (100%)	5´	Sí
	23	18	Xilol	10´	Sí
	24	19	Estufa (37°C)	4´	-

1.7.- Montaje final con Entellán y Observación: luego que las láminas fueron deshidratadas, éstas se colocaron en una campana extractora de gases por un tiempo de 10 minutos para que se sequen y eliminen el Xilol, durante todo el proceso se utilizó mascarilla antigases. Seguidamente fueron montadas con Entellán y cubiertas con láminas cubre objetos de 22x40 mm hasta que el medio de montaje se seque (Figura 11c O en Anexo).

1.7.1.- Observación: esto se realizó con ayuda de un microscopio compuesto Nikon Eclipse E400, con aumento de objetivo de 10X, 20X y 40X, a su vez se tomaron fotografías con ayuda de un microscopio compuesto Nikon Eclipse 90i conectada a una cámara digital de alta resolución modelo DS-5MC COOLED Peltier, las cuales fueron visualizadas en el monitor HP modelo LP2065 (Figura 11c P en Anexo).

1.7.2.- Diferenciación de los distintos tipos de ovocitos: se realizó mediante la observación directa de los preparados histológicos. Y se distinguió los distintos tipos de ovocitos presentes a lo largo del desarrollo ovocitario, describiéndose a cada uno de los mismos utilizando para este fin las referencias según Peréa y Carrera (2002) y Ortiz (2009).

II.- ANALISIS DE DATOS:

El análisis de los datos histológicos se realizó en la Unidad de Biología Reproductiva en la sede central del IMARPE (Lima - Callao).

Los datos se procesaron en la hoja de cálculo de Microsoft Excel. Para la elaboración del mapa del área de la zona de muestreo de *Tagelus dombeii* se utilizó el

Software Surfer 8.02. Así mismo, las fotografías fueron mejoradas utilizando el programa Adobe Photoshop CS3.

2.1.- Talla de primera madurez gonadal: Se agrupó los datos de la siguiente manera: 1.- Virginales (0) e Inmaduros (I) y 2.- Activos (II, III, IV Y V).

Luego de esto, los datos de los ejemplares activos fueron ajustados a un modelo logístico mediante el software Curve Expert versión 1.4 y expresados mediante una curva logística, que indicó la talla a la cual el 50 % de los ejemplares de *Tagelus dombeii* “navaja” han madurado por primera vez.

Actividad reproductiva: Está dada por los individuos que se encontraron en los estadios III (maduro) y IV (desove). Se reconoce como periodos de mayor actividad reproductiva cuando estos índices alcanzan valores máximos dentro de un ciclo anual (CUBILLOS *et al*, 1999).

2.2.- Escala Microscópica del Desarrollo Ovocitario: Una vez que se hayan diferenciado microscópicamente los distintos tipos de ovocitos presentes a lo largo del desarrollo ovocitario de “navaja” *Tagelus dombeii*, se procedió a describir los estadios de madurez gonadal y luego se estableció la escala.

RESULTADOS

3.1.- GENERALIDADES

3.1.1.- Taxonomía

Según Ramírez *et al.* (2003):

Phylum	: Mollusca
Clase	: Bivalvia (Pelecypoda)
Subclase	: Heterodonta
Orden	: Veneroida
Superfamilia	: Tellinacea
Familia	: Psammobiidae
Subfamilia	: Solecurtinae
Genero	: <i>Tagelus</i>
Especie	: <i>dombeii</i>

N. Científico : *Tagelus dombeii*

N. Común : “navaja”, “pico de pato” (Perú), “navajuela”,
“quivi” y “berberecho” (Chile).

3.1.2.- Descripción de la Especie

T. dombeii presenta una concha estrecha, de forma alargada, con los bordes dorsal y ventral casi paralelos entre sí con extremos redondeados. La escultura externa presenta

suaves líneas concéntricas de crecimiento. Las valvas tienen una coloración blanco violáceo, con dos finos rayos blancos que salen desde el umbo hacia el borde ventral posterior. El periostraco es delgado, de color café amarillento a café oscuro. Los bordes internos, anteriores y posteriores, presentan un color violeta. El seno paleal es profundo pero no alcanza la parte media de la concha; las marcas musculares son muy notorias, siendo la del aductor posterior más redondeada que la del anterior. Los umbos son pequeños, casi centrales. La charnela posee dos dientes cardinales, los de la valva derecha son más grandes y altos; en la valva izquierda, el cardinal posterior es grande y puntiagudo (Guzmán *et al.* 1998).

Osorio *et al.*, (1979) en Saucedo (2009) afirma que *T. dombeii* es una especie dioica (sexo separado) y con fecundación externa. Los adultos se encuentran en arenas pedregosas en la zona intermareal y hasta aproximadamente los 5 m de profundidad, mientras que los juveniles habitan arenas fangosas, hasta los 16 m.

3.1.3.- Distribución:

Álamo & Valdivieso (1987) en Ishiyama & Shiga (1998) indican que su distribución latitudinal abarca desde Panamá a Valdivia en Chile. Osorio y Bahamonde (1968); Dell (1971); Gallardo (1978) en Guzmán *et al.* (1998) lo reportan solo desde Tumbes – Perú, aun que otros autores señalan su distribución desde Panamá hasta el Golfo de Corcovado en Chile (Olsson, 1961; Keen, 1971; Álamo y Valdivieso, 1987 en Guzmán *et al.* 1998).

3.1.4.- Zona de Corte:

Luego de haber ubicado la región del tejido gonadal (Figura 13), es decir, la zona apropiada para realizar el corte histológico, se determinó que la gónada se encuentra en la

parte media (en ambos sexos) y se desarrolla conforme progresa la maduración, de forma homogénea, tanto para hembras como para machos.

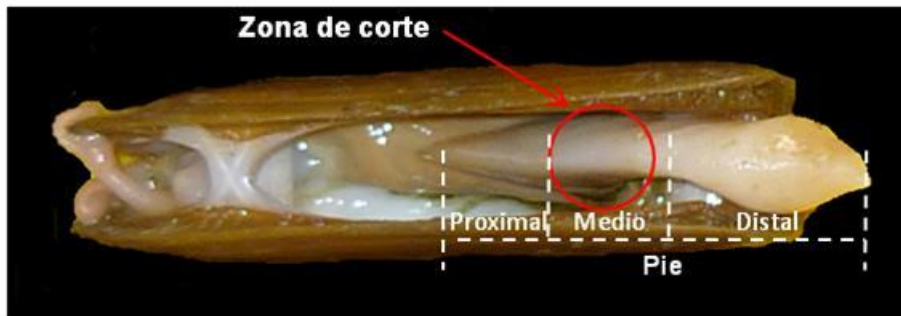


Figura 15.- Vista ventral de “navaja” *Tagelus dombeii*. Zona de corte (círculo rojo).

El pie está constituido por tejido muscular, en cuyo interior encontramos conductos de tejido linfático, parte digestiva; así como, la estructura denominada “estilo cristalino” el cual en muchas ocasiones generó problemas durante el corte por la dureza que esta estructura posee. El tejido gonadal no se encuentra, al menos macroscópicamente diferenciado respecto a otros tejidos contiguos, mostrándose su localización un tanto “desordenada”, en aparente mezcla con los tejidos adyacente, tanto en machos como en hembras. Microscópicamente, la estructura gonadal está organizada en túbulos o trabéculas en cuyo interior se desarrollan y maduran las células sexuales.

La trabécula o túbulo (Figuras 16, 17, 18 y 19) se encuentra formando parte del tejido conjuntivo en cuyo borde interior se ubican las células germinales, que tienen la facultad de promover la diferenciación celular y de donde nacen las células sexuales.

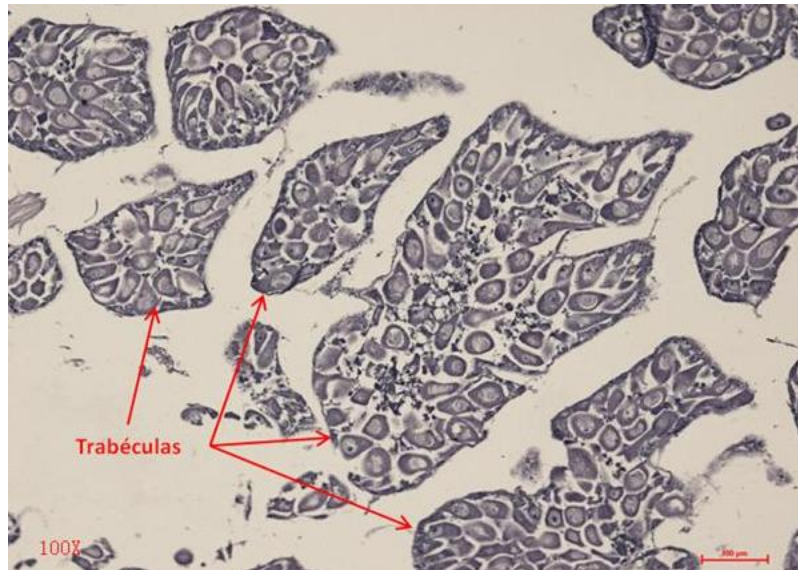


Figura 16.- Trabéculas en tejido femenino de *Tagelus dombeii* “navaja” durante Enero – Diciembre 2009, Parachique - Las Delicias (escala |——| 100 µm).

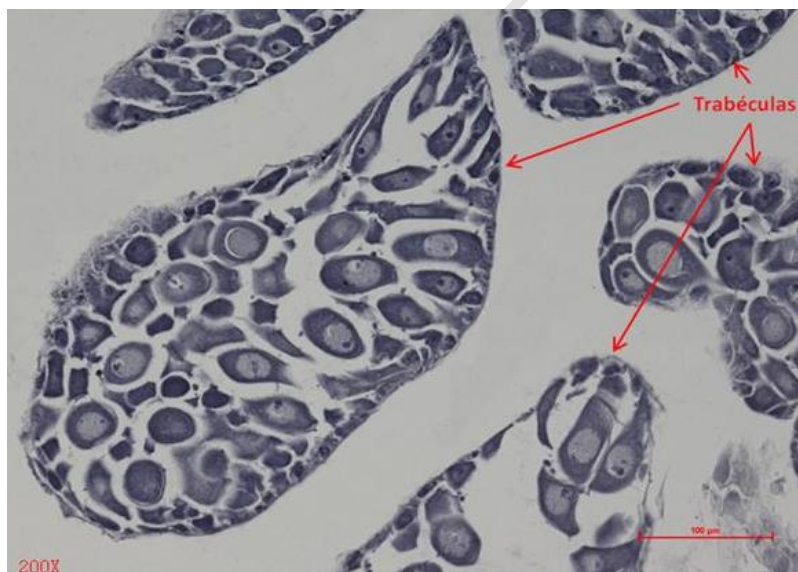


Figura 17.- Trabéculas en tejido femenino de *Tagelus dombeii* “navaja” durante Enero – Diciembre 2009, Parachique - Las Delicias (escala |——| 100 µm).

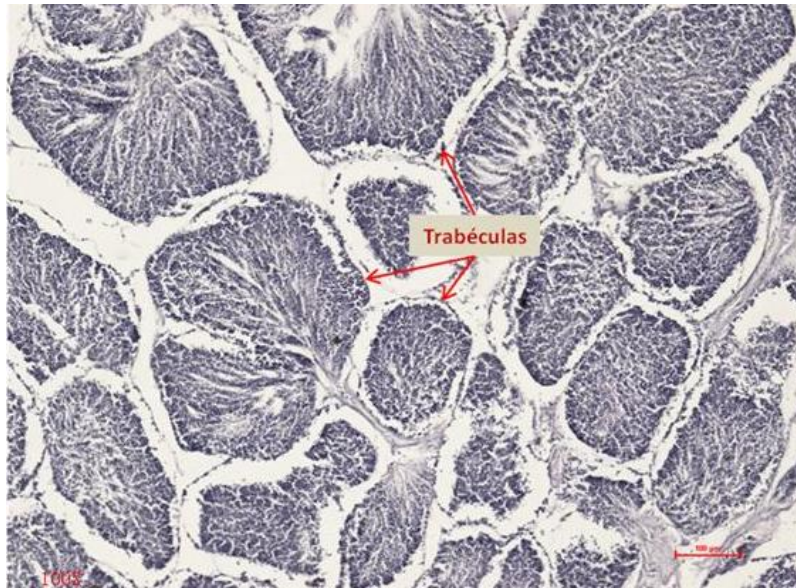


Figura 18.- Trabéculas en tejido masculino de *Tagelus dombeii* “navaja” durante Enero – Diciembre 2009, Parachique - Las Delicias (escala --- 100 μm).

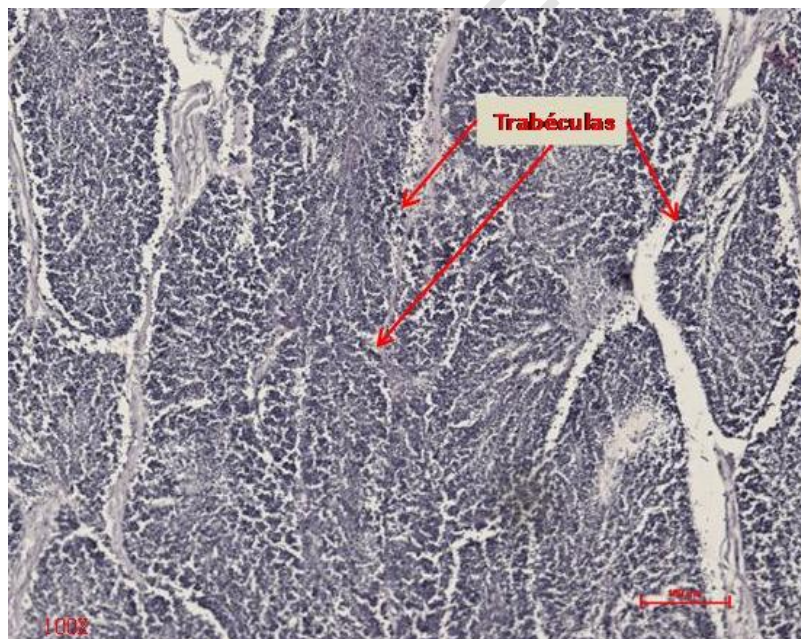


Figura 19.- Trabéculas en tejido masculino de *Tagelus dombeii* “navaja” durante Enero – Diciembre 2009, Parachique - Las Delicias (escala --- 100 μm).

3.2.- DESARROLLO OVOCITARIO

Por conocimiento de la anatomía de los bivalvos y previa constatación de la localización de la zona gonadal, se procedió a realizar los cortes y análisis histológicos en la zona media del cuerpo (pie). Dichos análisis nos permitió diferenciar tres tipos de

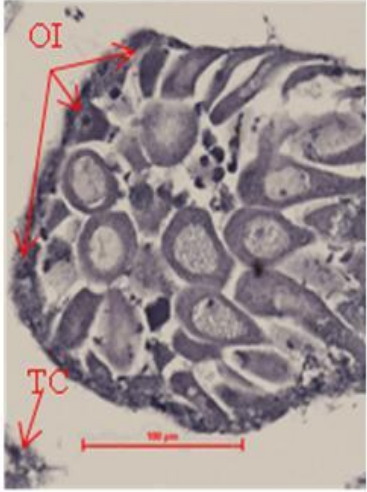
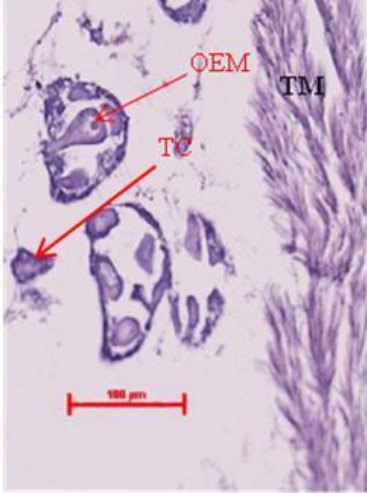

ovocitos y espermatoцитos en distintos grados de desarrollo gonadal, los cuales se indican a continuación:

Tabla 2: Tipos de Ovocitos encontrado en el análisis Histológico

HEMBRAS	MACHOS
❖ Ovocitos Inmaduros (OI)	❖ Espermatogonios (SG)
❖ Ovocitos en Maduración (OEM)	❖ Espermatoцитos (SC)
❖ Ovocitos Maduros (OM)	❖ Espermatozoides (SP)

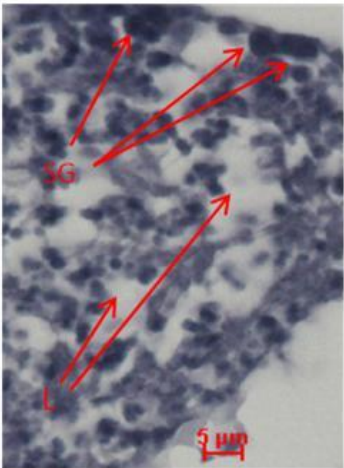
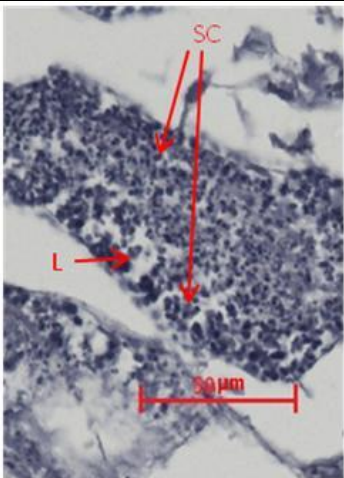
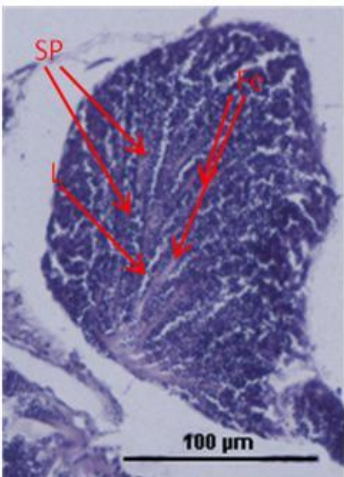
3.2.1.- Ovogénesis: El ovario de *Tagelus dombeii* está compuesto por muchos acinos encerrados en trabéculas sobre el tejido conectivo. Los ovocitos inmaduros se encuentran adheridos a las paredes de las trabéculas de donde nacen, mientras que los ovocitos maduros están localizados en el lumen de la trabécula.

Tabla 3.- Principales Tipos de células sexuales en hembras de *Tagelus dombeii* “navaja” durante Enero – Diciembre 2009 de la zona entre Parachique las Delicias.

OVOCITOS	DESCRIPCIÓN	FOTO
<p>En madurez Donde:</p> <p>OI: Ovocito inmaduro</p> <p>TC: Tejido conjuntivo</p>	<p>Células muy pequeñas, de forma poliédrica, adosadas a la trabécula. Tienen tinción basófila.</p> <p>Escala: 100 μm Aumento: 200X</p>	
<p>En Maduración Donde:</p> <p>OEM: Ovocitos en maduración</p> <p>TC: Tejido conjuntivo</p> <p>TM: Tejido muscular</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.</p> <p>Escala: 100 μm Aumento: 200X</p>	
<p>Maduro Donde:</p> <p>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 eosinófilos que las células anteriormente descritas.</p> <p>Escala: 100 μm Aumento: 200X</p>	

3.2.2.- 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.

Tabla 4.- Principales tipos de células sexuales en Machos de *Tagelus dombeii* “navaja” durante Enero – Diciembre 2009 de la zona entre Parachique las Delicias.

CELULA	DESCRIPCIÓN	FOTO
<p>Inmaduro Donde:</p> <p>SG: Espermatogonio</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. Escala: 5 µm Aumento:400x</p>	
<p>En Maduración Donde:</p> <p>SC: Espermatocito</p> <p>L: Lumen</p>	<p>Células que se desarrollan a partir de una maduración del espermatogonio, se ordenan hasta llegar al centro del túbulo dejan de ser basófilos para ser eosinófilos. Aumento: 200x.</p>	
<p>Maduro Donde:</p> <p>SP: Espermatozoide</p> <p>Fe: Franja eosinófilos L: Lumen</p>	<p>Estas células se ubican en la luz o centro del túbulo, además se puede observa las franjas eosinófilos donde se adosan los espermatozoides a manera de correderas. Escala: 100 µm Aumento: 200X</p>	

3.3.- ESCALA DE MADUREZ GONADAL

3.3.1.- Descripción de Estadios de Madurez en Hembras

Se logró identificar seis estadios de maduración los cuales son:

- ❖ **0 = VIRGINAL O JUVENIL (inmaduro):** Estos corresponden a individuos con longitudes pequeñas; es decir, individuos juveniles. Se observa trabéculas pequeñas, con ovogonias en el interior, pudiendo observarse al mismo tiempo, algunos ovocitos en maduración, desprendiéndose de la pared de la trabéculas (Figura 20-A).
- ❖ **I = REPOSO:** Se observa 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 observa espacios intertrabeculares y tejido conjuntivo en gran cantidad (Figura 20-B).
- ❖ **II = EN MADUREZ:** Se observa trabéculas medianamente desarrolladas. Es posible encontrar ovogonias adosadas a las trabéculas y ovocitos desprendiéndose de éstas, dirigidos hacia el lumen (Figura 20-C).
- ❖ **III = MADURO:** Las trabéculas están bastante desarrolladas, con los ovocitos maduros 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 inter trabecular (Figura 20-D).

- ❖ **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 (Figura 20-E).
- ❖ **V = RECUPERACIÓN:** Diámetro de la trabéculas 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 (Figura 20-F).

3.3.2.- Descripción de los Estadios de Madurez 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 JUVENIL (inmaduro):** Las trabéculas tienen diámetro pequeño y sólo presentan espermatogonios adosados a sus paredes. Este estadio se presenta en individuos juveniles (Figura 21-A).
- ❖ **I = REPOSO:** Se observa trabéculas pequeñas con ausencia de espermatogonios y/o espermatoцитos. 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 (Figura 21-B).
- ❖ **II = EN MADUREZ:** Hay poco espacio y el diámetro de las trabéculas está poco desarrollado (Figura 21-C).

- ❖ **III = MADURO:** Se encuentra compacta. Se observan pocos espermatogonios adosados a la trabéculas, los cuales están distribuidos de forma sincronizada. También son notorias las franjas eosinófilos (Figura 21-D).

- ❖ **IV = EXPULSANTE:** Se observan trabéculas desarrolladas y semivacías, pocos espermatogonios adosados a la pared. Es visible los espacios intertrabeculares. Si encontramos el 50% o más de las trabéculas con estas características, se define como expulsante (Figura 21-E).

- ❖ **V = POST-EXPULSANTE:** Las trabéculas se observan semivacías, con poco contenido gametogénico; es decir, muy poco o escaso esperma. Pudiendo observarse en algunas ocasiones pocos espermatogonios adosados a la trabéculas. Microscópicamente puede confundirse con los individuos virginales, pero la talla de los individuos en estos estadios corresponden a adultos (Figura 21-F).

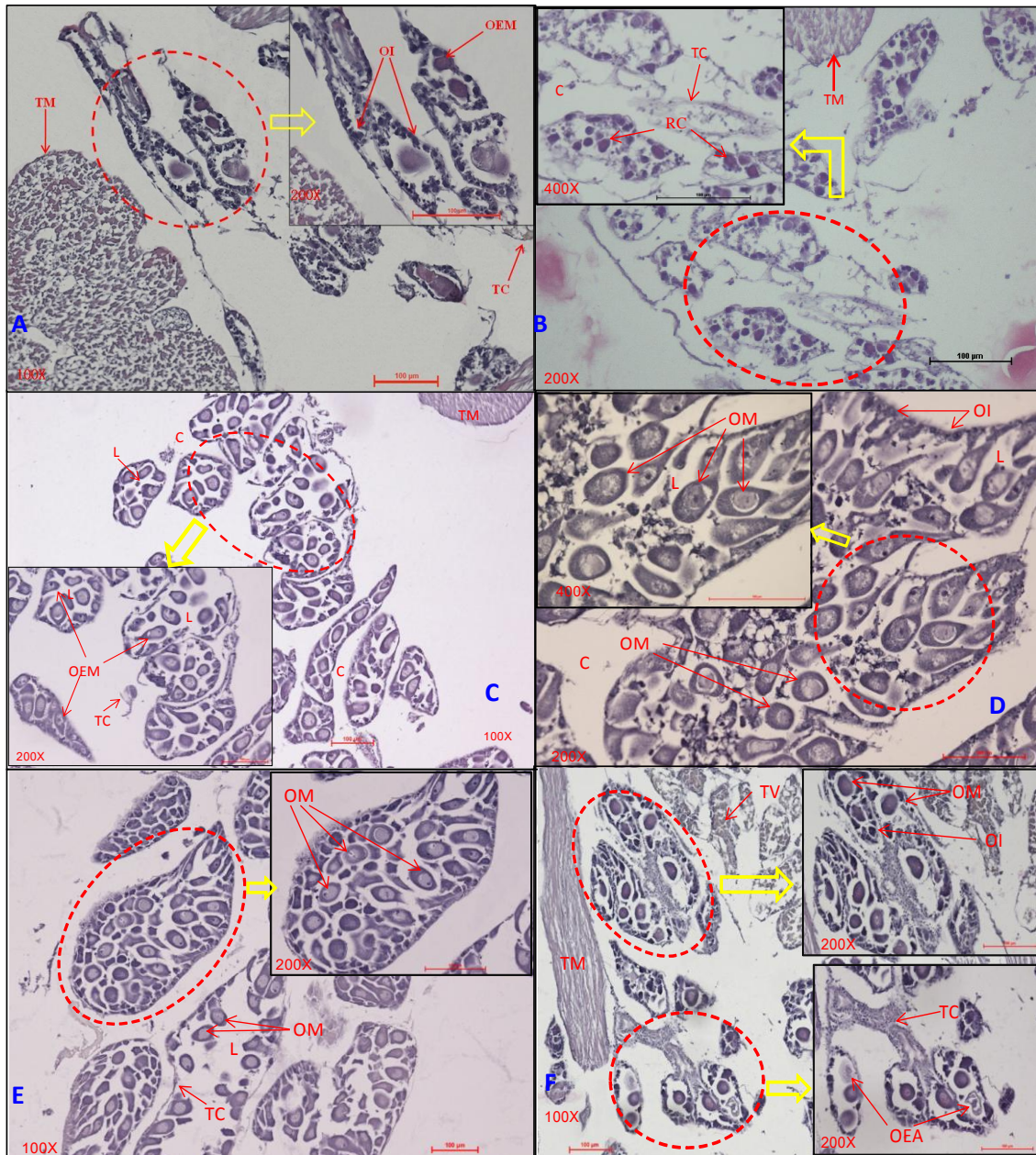


Fig. 20.- Secciones histológicas del ciclo reproductivo de *Tagelus dombeii* “navaja” en ejemplar hembra (A) Estadio 0: imagen mostrando previamente células inmaduras(OI) adheridas a las paredes de las trabéculas, abundante espacio en la luz de la trabécula (L); (B) Estadio I: trabéculas casi vacías, mayor espacio entre ellas(c), restos de células no absorbidas (RC); (C) Estadio II: el espacio intertrabecular se ve reducido y presencia de células en maduración(OEM); (D) Estadio III: muestra células maduras, el espacio entre células(L) y las trabéculas(c) es muy escaso ; (E) Estadio IV; se observa que a luz de la trabécula aumenta para permitir el paso de las células y las trabéculas empiezan a vaciarse; (F) Estadio V: hay trabéculas que no han liberado totalmente las células desarrolladas (OM) y se encuentran en la luz, así también hay células inmaduras (OI) como residuos de células que pronto serán reabsorbidos en el tejido conjuntivo y ovocitos en atresia (OEA); tejido digestivo (TV), tejido conjuntivo (TC) y tejido muscular (TM).

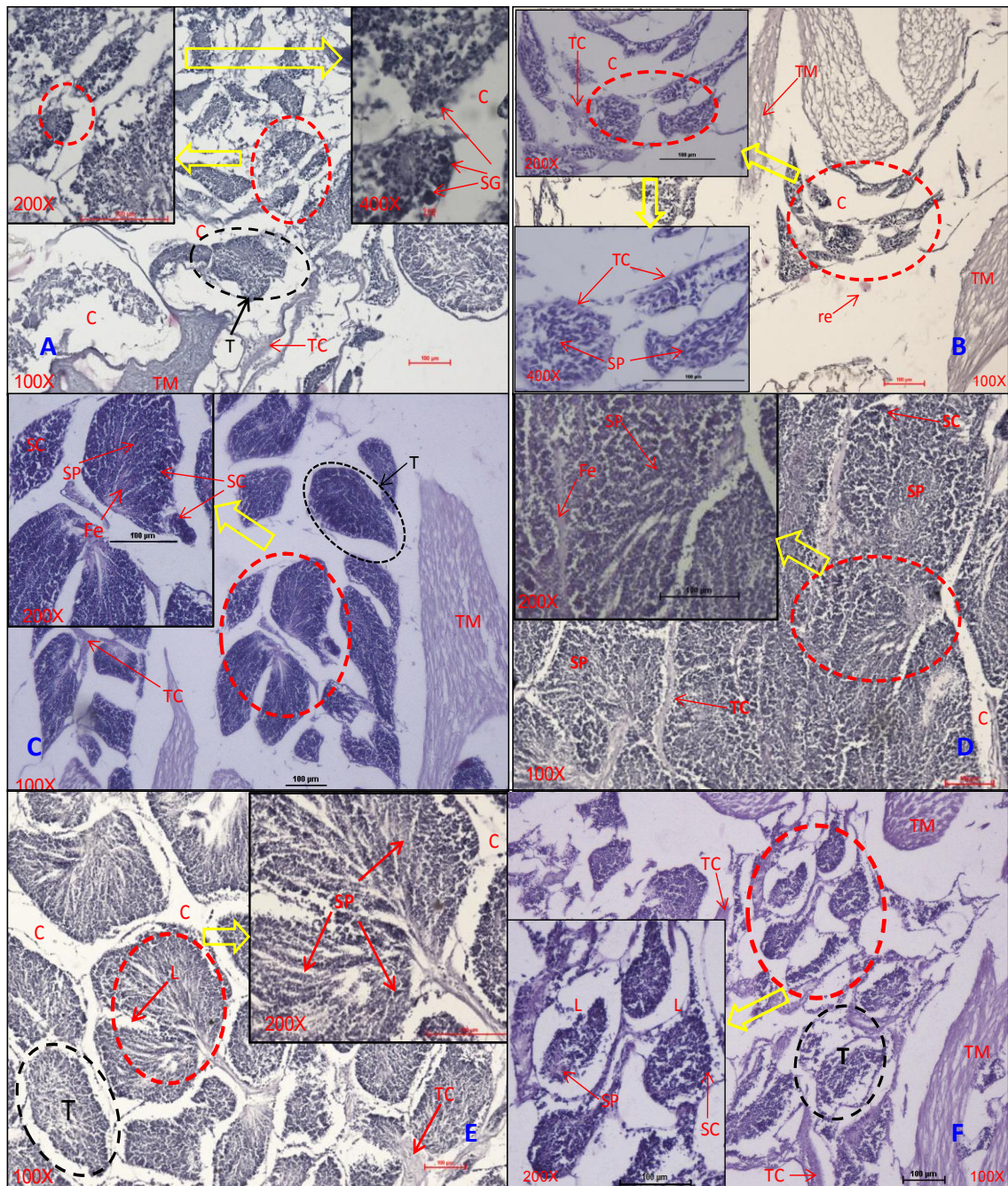


Fig. 21.- Secciones histológicas del ciclo reproductivo de *Tagelus dombeii* “navaja” en ejemplar macho (A) Estadio 0: imagen mostrando células inmaduras(SG) adheridas a las paredes de las trabéculas además de abundante tejido conectivo; (B) Estadio I: trabéculas casi vacías, mayor espacio entre ellas(c), además de restos eosinófilos (Re); (C) Estadio II: el espacio intra trabecular (L) se ve reducido y presentan células en maduración(SC) y células maduras (SP), se pueden notar las franjas eosinófilas (Fe); (D) Estadio III: muestra abundante células maduras casi en su totalidad, el espacio intra celular(L) e inter trabecular(c) es muy reducido ; (E) Estadio IV; la luz en las trabéculas se hace visible para permitir el paso de las células observándose zonas vacías (F) Estadio V: hay trabéculas que no han liberado totalmente las células desarrolladas (EP) y se encuentran en la luz, así también hay células inmaduras (EC) como residuos de células que pronto serán reabsorbidos en el tejido conjuntivo. Tejido conjuntivo (TC) y tejido muscular (TM), espacio intertrabecular (C), trabécula (T), lumen o luz de la trabécula (L), espermatogonio (SG), Espermatocito (SC) y espermatozoide (SP).

3.4.- CRITERIOS DE CATALOGACIÓN

Todo trabajo de investigación que busca determinar los estadios de madurez gonadal, 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 el estado de madurez gonadal correctamente (Tabla 5), para lo cual se utilizó los criterios usados por Ortiz (2009) para *Trachycardium procerum* “concha corazón”.

Tabla 5.- Criterios para la catalogación microscópica, basados en la estructura gonadal de *Tagelus dombeii* "navaja".

CRITERIOS	DESCRIPCIÓN
Tipos de células sexuales	Identificar las diferencias y tipos de células sexuales que conforman cada trabécula y túbulos en hembras y machos respectivamente.
Tamaño de la trabécula	A menudo una observación visual de las diferentes secciones muestra el grado de llenura de túbulos y trabéculas los que están relacionados con su diámetro.
Luz del lumen trabecular y/o tubular	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 claramente definidas a manera de filamentos ordenados concéntricamente, acidófilas. Son visibles cuando en 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 tienen coloración eosinófila. Por lo general, estas células se agrupan densamente permitiendo su fácil identificación.
Longitud total del individuo	Es un conocimiento básico que nos permite en algunas ocasiones, contar con los criterios para discriminar los individuos juveniles y adultos.

3.5.- CICLO DE MADUREZ GONADAL

Los análisis microscópicos permitieron describir los estadios de madurez gonadal y la dinámica de maduración (ciclo de madurez gonadal Figura 22).

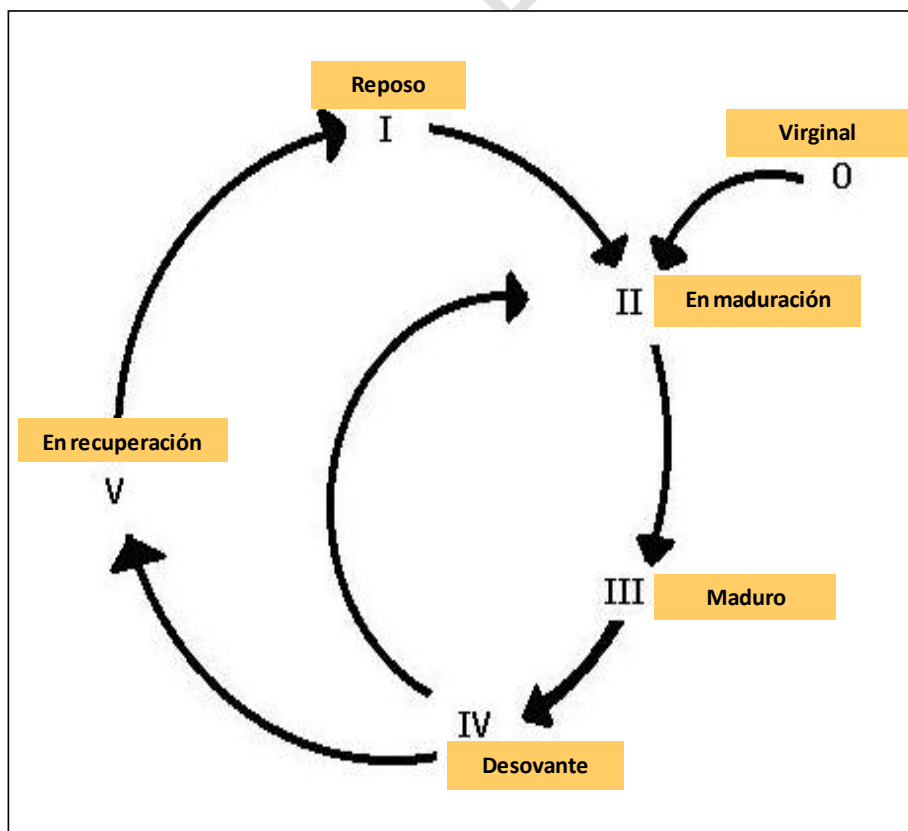


Figura 22.- Dinámica del ciclo de madurez gonadal de *Tagelus dombeii* “navaja” durante Enero –Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique – Las Delicias, Bahía de Sechura.

De acuerdo a esta dinámica, se verificó que esta especie *Tagelus dombeii* “navaja” tiene una reproducción parcial, es decir, pueden realizar tandas de desove antes de la recuperación como se observa en las figuras 23 y 24. El estado de recuperación es característico previo al de reposo, donde los individuos tanto hembras y machos, a pesar de tener tallas correspondientes a individuos adultos, se encuentran reproductivamente inactivos.

Durante los primeros meses del año se pudo observar que los estadios siguieron una tendencia favorable a la maduración teniendo el primer pico de actividad reproductiva (estadios III y IV) en Abril y Mayo. Luego, éste proceso de maduración entro en un periodo de baja actividad encontrándose mayormente en estadios de reposo y en maduración (Figuras 23 y 24).

En octubre se puede ver que la especie entró en un periodo de maduración acelerada, pues en este mes se presentó el pico más alto con respecto a los estadios maduro y desovante / Expulsante (Figura 24).

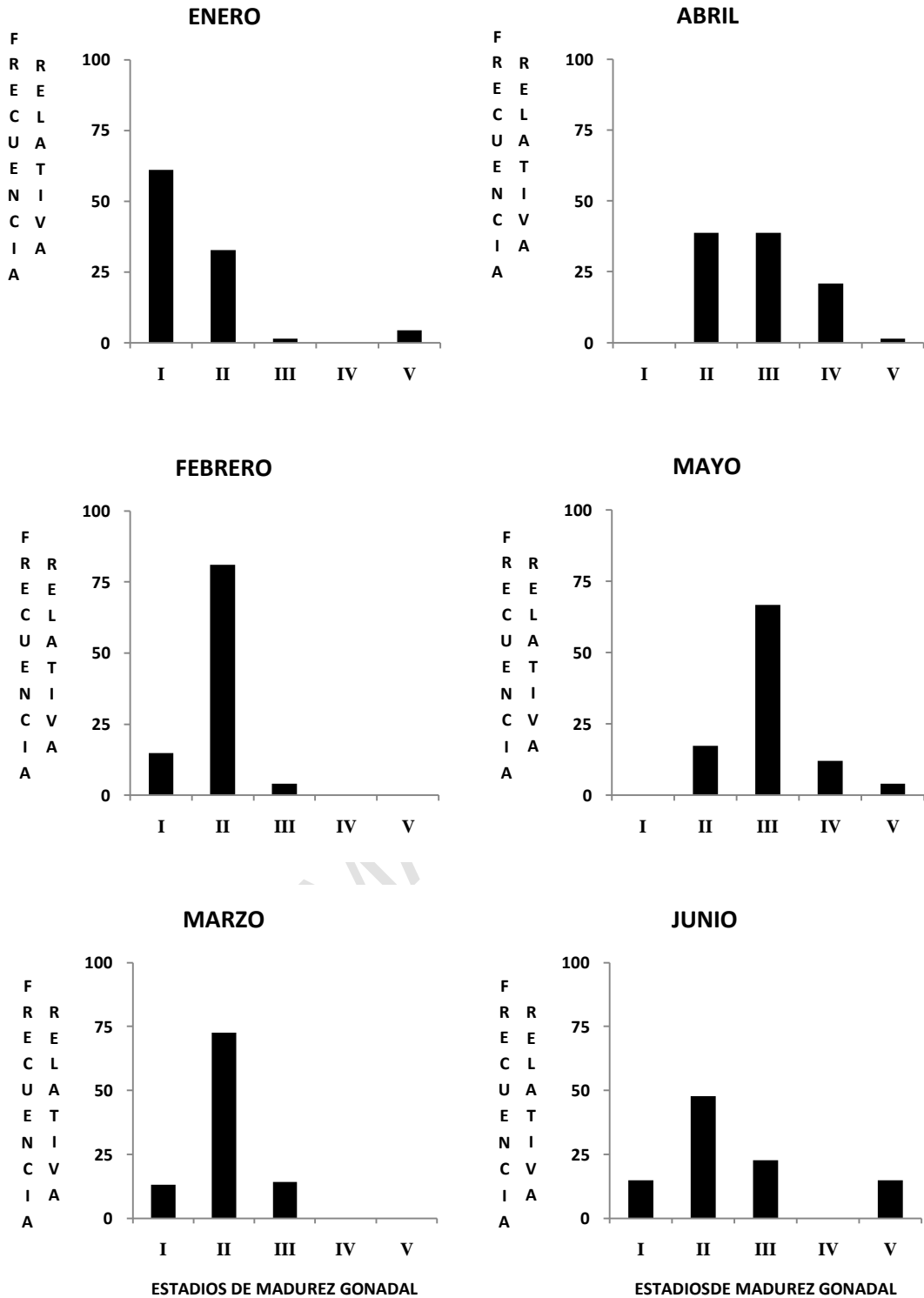


Figura 23.- Variación mensual de los estadios de *Tagelus dombeii* “navaja” para ambos sexos, durante Enero – Diciembre 2009 entre las Zonas de Parachique – Las Delicias, Bahía de Sechura. Donde: I = Reposo, II = En Maduración, III = Maduro, IV = Desovante y V = Recuperación.

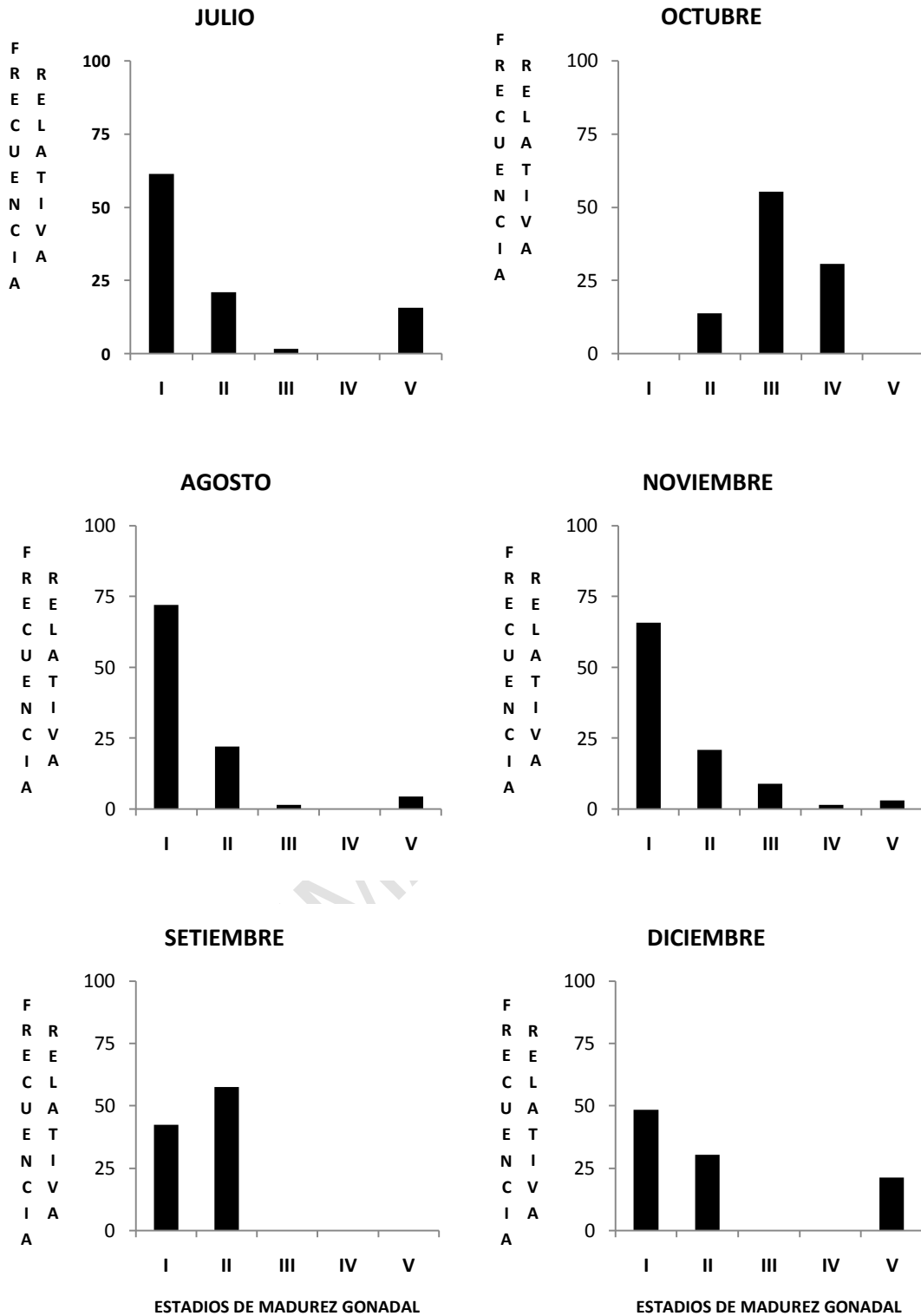


Figura 24.- Variación mensual de los estadios de *Tagelus dombeii* “navaja” para ambos sexos, durante Enero – Diciembre 2009 entre las Zonas de Parachique – Las Delicias, Bahía de Sechura. Donde: I = Reposo, II = En Maduración, III = Maduro, IV = Desovante y V = Recuperación.

Los resultados del análisis histológico muestran, a lo largo del ciclo reproductivo, que la especie *T. dombeii* tiene un periodo de maduración bien marcado para ambos sexos identificándose dos picos desove muy bien definidos por la Actividad Reproductiva (AR) y la Fracción Desovante / Expulsante (FD / FE para machos) . Los picos de AR comprendieron los meses de Abril – Mayo con valores de 59,7% y 78,67%, respectivamente para el primero y Octubre con 86,15% para el segundo siendo éste el pico más alto pero menos prolongado que el primero. Con respecto a FD (Peréa y Buitrón 2004; Peréa *et al.* 2008) para el primer pico (abril – mayo) fue de 20,9% y 12% respectivamente y para el segundo pico (octubre) se obtuvo 30,77% (Figura 25).

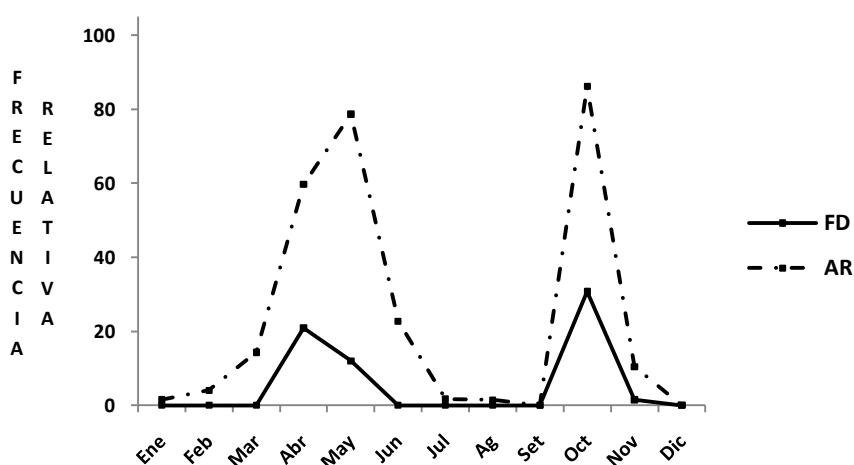


Figura 25.- Variación mensual (hembras y machos) de Fracción Desovante (FD) y Actividad Reproductiva (AR) de *Tagelus dombeii* “navaja” durante Enero – Diciembre 2009 entre las Zonas de Parachique – Las Delicias, Bahía de Sechura.

Los valores obtenidos de AR por sexo separado fueron: para hembras en los meses de abril y mayo fue de 42,86% y 79,07% respectivamente, y para octubre fue de 82.05%; mientras que los valores de FD fueron 8,57%, 4,65% y 17,95% para los respectivos meses anteriormente mencionados (Figura 26). Para machos los valores encontrados de AR fueron: 78,1% para abril y mayo y 92,3% para octubre, mientras que los valores de FE

fueron 34,4% y 21,9% para abril y mayo respectivamente, mientras que para octubre fue de 50% (Figura 27).

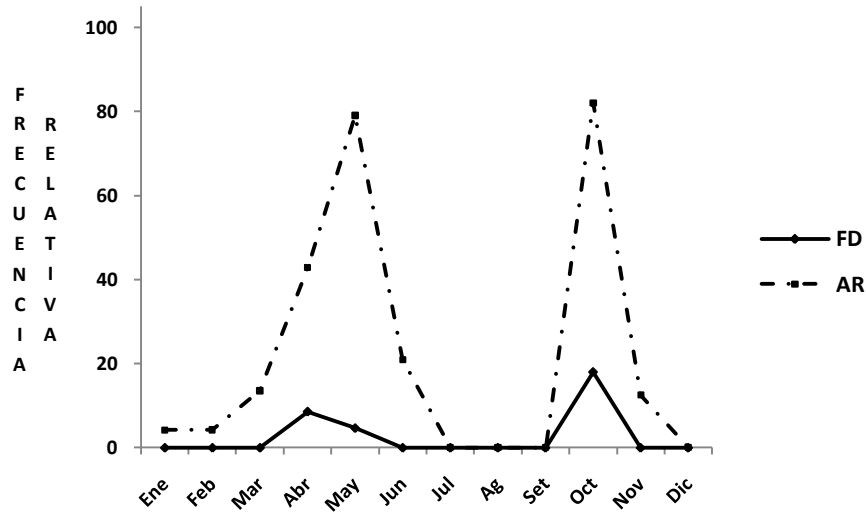


Figura 26.- Variación mensual (Hembras) de Fracción Desovante (FD) y Actividad Reproductiva (AR) de *Tagelus dombeii* “navaja” durante Enero – Diciembre 2009 entre las Zonas de Parachique – Las Delicias, Bahía de Sechura.

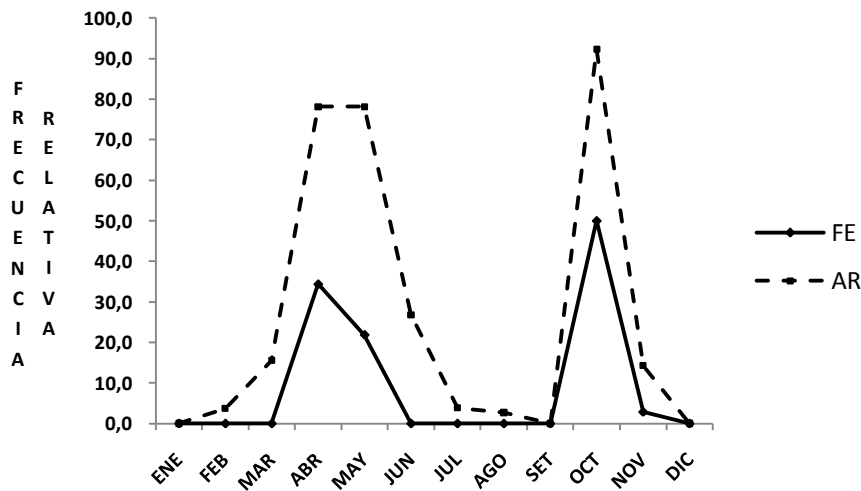


Figura 27.- Variación mensual (Machos) de Fracción Expulsante (FE) y Actividad Reproductiva (AR) de *Tagelus dombeii* “navaja” durante Enero – Diciembre 2009 entre las Zonas de Parachique – Las Delicias, Bahía de Sechura.

Se puede notar que los valores de AR y FE de los machos (FD para hembras) son ligeramente superiores que de las hembras lo cual es normal debido a la promiscuidad de los machos.

La proporción sexual observada de *T. dombeii* fue de 0,9:1 a favor de los machos, con una diferencia no significativa ($X^2 = 0.67$; $p > 0.05$). A medida que los individuos eran más grandes se puede notar que la proporción se invierte relativamente a favor de las hembras.

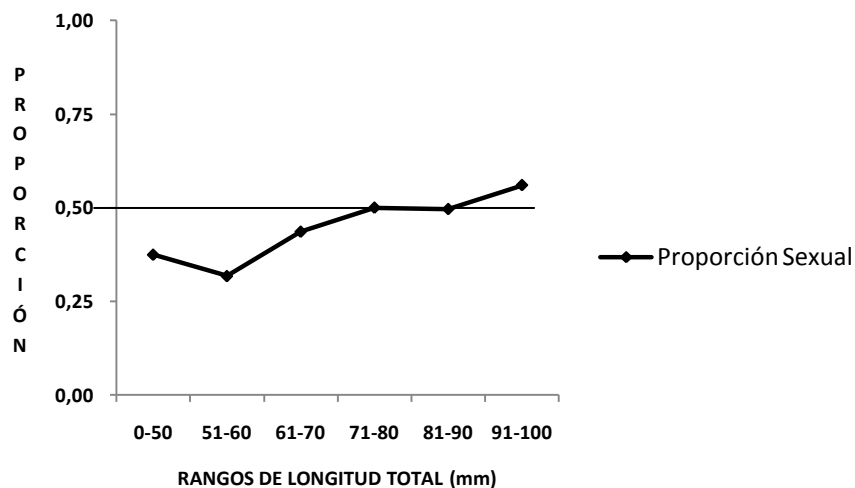


Figura 28.- Variación de la Proporción Sexual de *Tagelus dombeii* “navaja” durante Enero – Diciembre 2009 entre las Zonas de Parachique – Las Delicias, Bahía de Sechura.

Debido a que no fue posible diferenciar el sexo en los individuos de mayor longitud valvar, no se pudo ver si la tendencia continuaba a favor de las hembras.

3.6.- REVERSIÓN SEXUAL

Durante los análisis, se identificaron siete individuos en proceso de reversión sexual representado el 0,7 % del total de individuos. Esta reversión fue de hembras a machos. La parte femenina presentó reabsorción ovocitaria (ovocitos atrésicos = OA) en todos los casos. El tejido masculino se desarrolló en la periferia de los túbulos (Figura 29). Los

registros de estos individuos en reversión, no guardaba relación con la talla o estado de madurez. En este sentido, 4 individuos se encontraron en el **Estadio V** (3 individuos del mes de Enero y 1 de Abril con tallas de 67, 73, 85 y 84 mm respectivamente), otros 2 individuos se encontraban en el **Estadio I** (ambos del mes de Agosto con tallas 66 y 89 mm) y un último individuo en el **Estadio III** perteneciente al mes de Agosto con una talla de 95 mm.

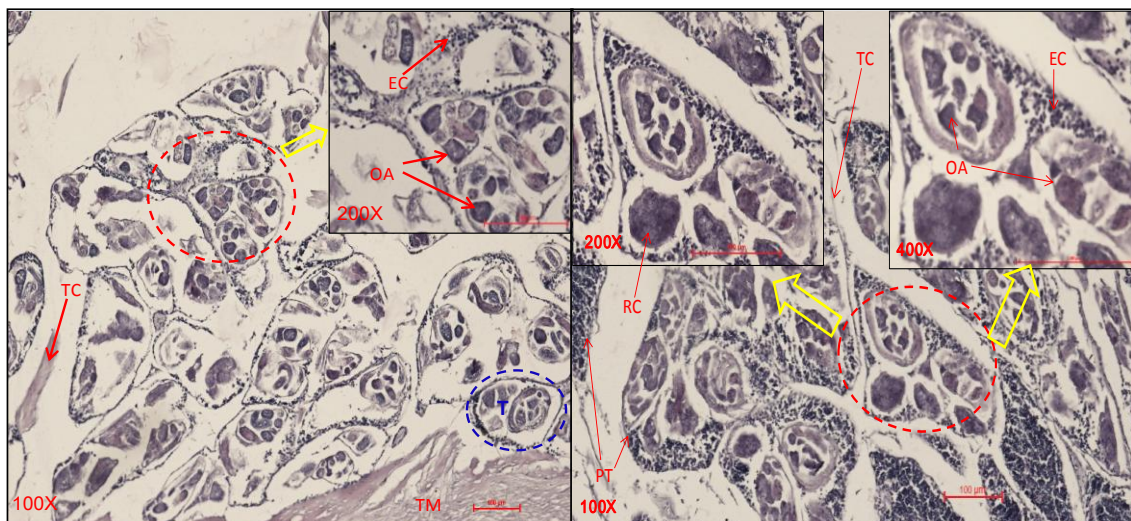


Figura 29.- Imágenes de secciones histológicas de individuos en proceso de reversión sexual (hermafroditismo protógino) de *Tagelus dombeii* "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura. Donde TC: tejido conectivo; EC: espermatoцитos; OA: ovocitos atrésicos; PT: pared de trabécula; T: trabécula y TM: tejido muscular.

3.7.- TALLA DE PRIMERA MADUREZ GONADAL

La talla de primera madurez gonadal fue determinada en 61 mm de longitud valvar para las hembras y 58 mm para los machos siendo el promedio de ambos sexos 56 mm de longitud. Los parámetros determinados fueron:

Modelo logístico

$$y = \frac{a}{1 + be^{-cx}}$$

Datos de Coeficientes

a: 1.00394707438E+000

b: 1.03508553461E+006

c: 2.25966881863E-001

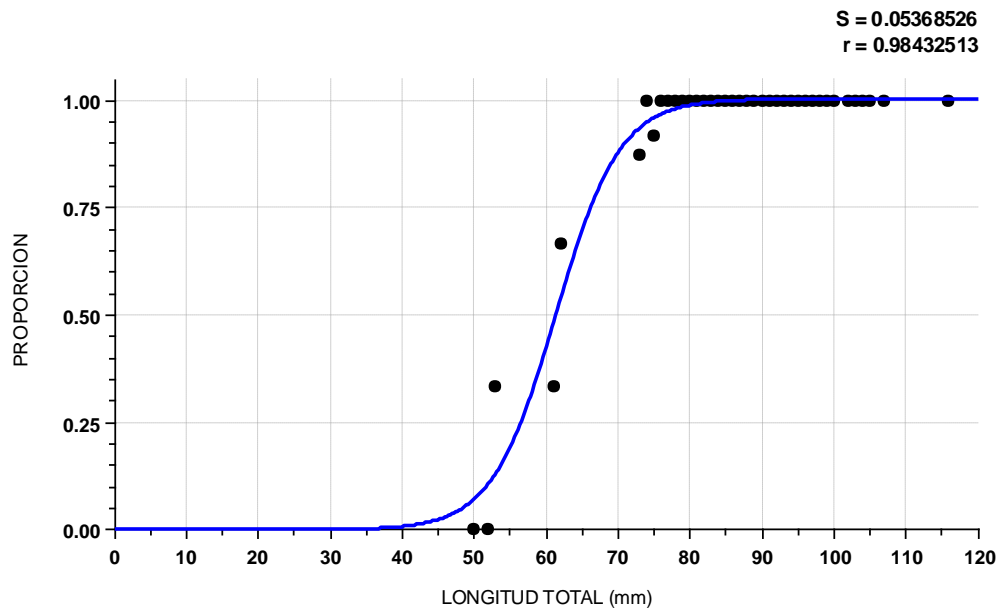


Figura 30.- Curva Logistica indicando la talla de primera madurez gonadal de Hembras (61,26 \approx 61 mm) para *Tagelus dombeii* "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.

Modelo logístico

$$y = \frac{a}{1 + be^{-cx}}$$

Datos de Coeficientes

a: 1.01173498015E+000

b: 2.07613509627E+004

c: 1.71991897391E-001

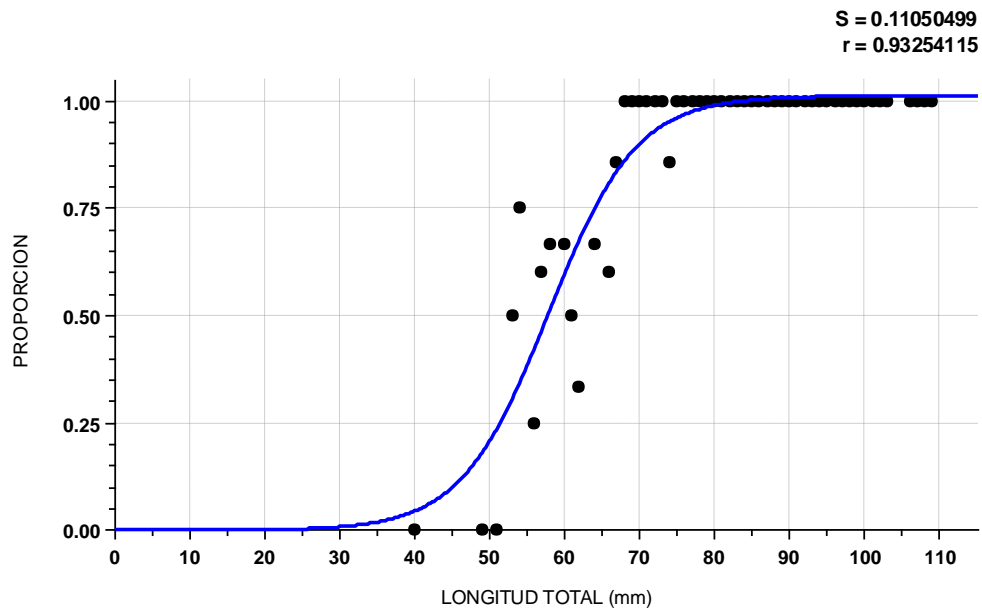


Figura 31.- Curva Logística indicando la talla de primera madurez gonadal de Machos (57,67 \approx 58 mm) para *Tagelus dombeii* "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.

Modelo logístico

$$y = \frac{a}{1 + be^{-cx}}$$

Datos de Coeficientes

a: 1.00380479372E+000

b: 4.38234185806E+004

c: 1.91488973130E-001

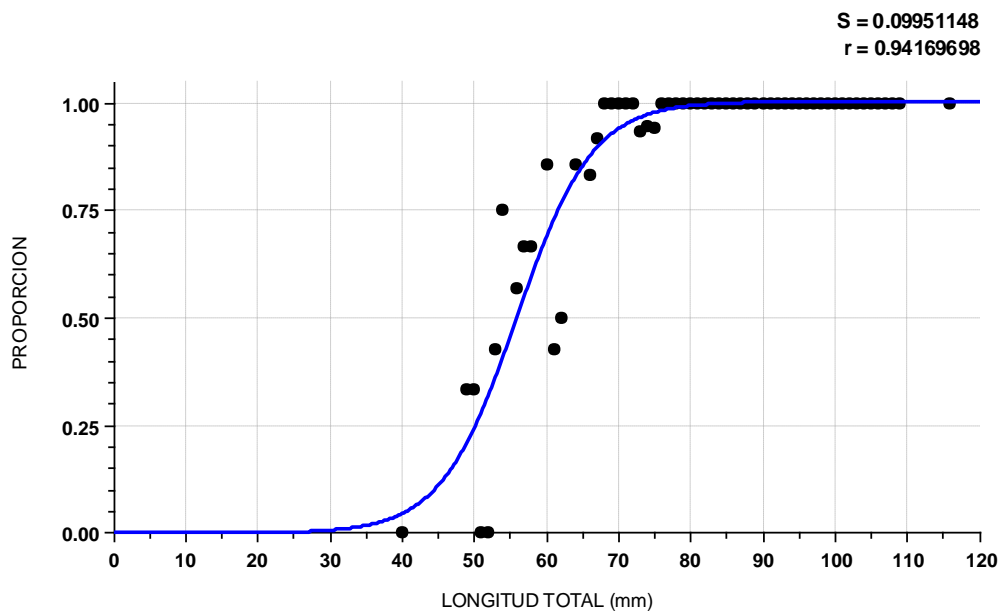


Figura 32.- Curva Logística indicando la talla de primera madurez gonadal hembras y machos (57,67 ≈ 58 mm) para *Tagelus dombeii* "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.

3.8.- TALLA DE PRIMER DESOVE Y EXPULSION

Las tallas determinadas del primer desove y expulsión (machos) fueron de 67 mm y 66 mm respectivamente y la talla promedio de ambos fue 66 mm.

Modelo logístico

$$y = \frac{a}{1 + be^{-cx}}$$

Datos de Coeficientes

a: 1.01373371938E+000

b: 1.07489424361E+005

c: 1.73583973350E-001

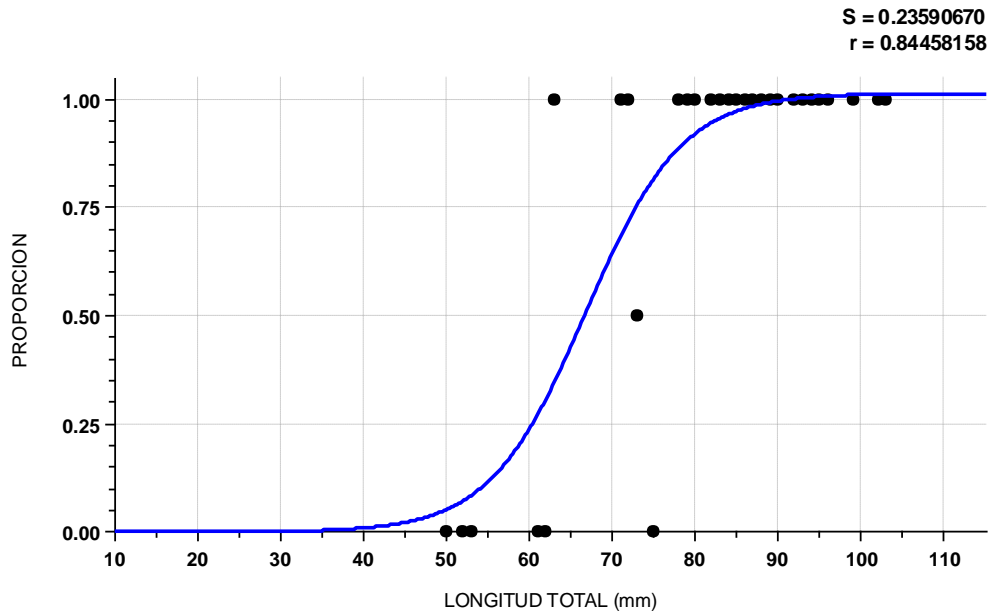


Figura 33.- Curva Logística indicando la talla de primer desove ($66,57 \approx 67$ mm) para *Tagelus dombeii* "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.

Modelo logístico

$$y = \frac{a}{1 + be^{-cx}}$$

Datos de Coeficientes

a: 1.02114932907E+000

b: 1.01296627724E+008

c: 2.79620944591E-001

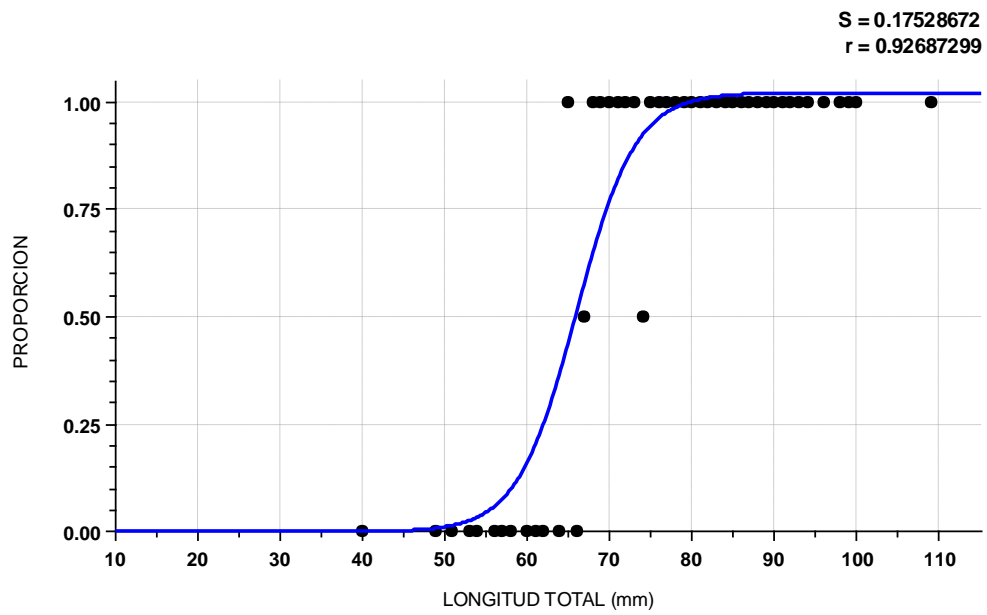


Figura 34.- Curva Logística indicando la talla de primera expulsión (65,77 ≈ 66 mm) para *Tagelus dombeii* "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.

Modelo logístico

$$y = \frac{a}{1 + be^{-cx}}$$

Datos de Coeficientes

a: 1.01909270572E+000

b: 1.36223847188E+006

c: 2.13893123169E-001

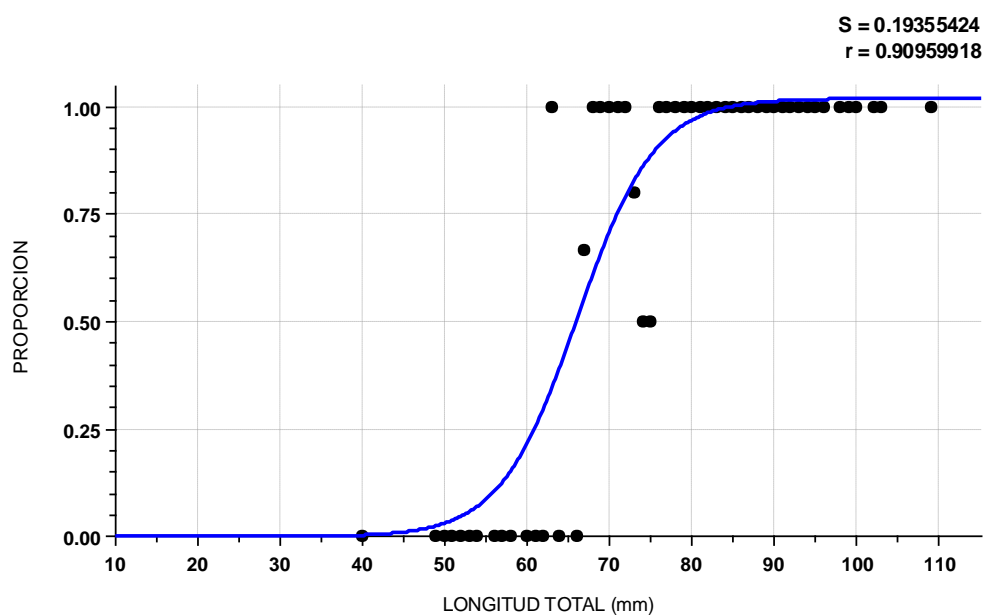


Figura 35.- Curva Logística indicando la talla promedio entre primer desove y expulsión ($65,86 \approx 66$ mm) para *Tagelus dombeii* "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.

3.9.- RELACION TEMPERATURA Vs. ACTIVIDAD REPRODUCTIVA (AR)

Con respecto al AR y la Temperatura Superficial del Mar (TSM) se pudo notar que éste factor tuvo una relación directa sólo para el mes de octubre, pues el valor más bajo, de $16,5^{\circ}\text{C}$ coincidió con el más alto de AR tanto para hembras ($82,05\%$) y machos ($92,31\%$), mientras que en los meses de abril y mayo la temperatura no fue un factor determinante para los valores de AR (20°C y $42,86\%$ para abril y $19,5^{\circ}\text{C}$ y $79,07\%$ para mayo con

respecto a las hembras, mientras que para los machos los valores fueron 78,13% para ambos meses, Figuras 36 y 37).

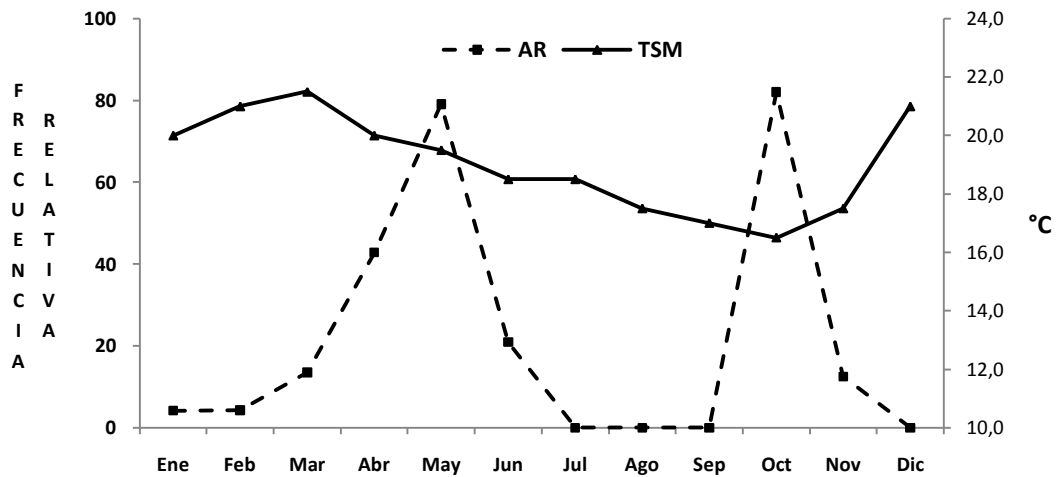


Figura 36.- Variación de la temperatura con la actividad reproductiva en Hembras de *Tagelus dombeii* "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.

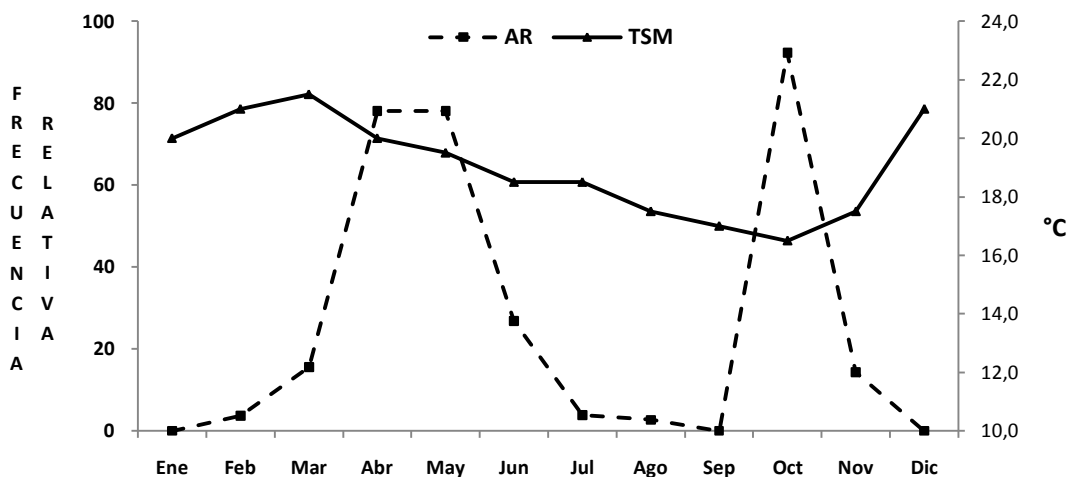


Figura 37.- Variación de la temperatura con la actividad reproductiva en Machos de *Tagelus dombeii* "navaja" durante Enero - Diciembre 2009 entre las zonas de Parachique - Las Delicias, Bahía de Sechura.

DISCUSION

Para *Tagelus dombeii* es difícil determinar tanto el sexo como el estadio de madurez gonadal con sólo observar las características externas, al igual que en otros pelecípodos como: *Glycymeris ovata* (Broderip, 1832) (Ishiyama & Kuwae, 1992), *Mesodesma donacium* (Lamarck, 1818) (Salgado & Ishiyama, 1979), *Gari solida* (Gray, 1828) (Ishiyama & Chávez, 1990), *Donax denticulatus* (Linné 1758) (Marcano *et al.* 2003), *Donax peruvianus* (Deshayes 1855) (Talledo *et al.* 1987) y *Trachycardium procerum* (Ortiz, 2009).

En *Tagelus dombeii* la gónada 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, ya que Remacha-Triviño (2005) en *Solen marginatus* (Pultaney, 1799) observaron una distribución similar además 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 peridia en ausencia de tejidos periféricos.

Para *T. dombeii* así como en otros invertebrados el desarrollo gonadal se da inicio 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 (Morton, 1960). Durante esta etapa la cual es denominada “indiferenciada” no se observan gametos, se caracteriza por la intensa actividad metabólica efectuada para almacenar sustancias de reserva (Thompson *et al.* 1996 en Jansen *et al.* 2007). Posteriormente darán origen a los gametos.

La proporción sexual estuvo ligeramente a favor de los machos 0,9:1 pero esta diferencia no fue significativa ($X^2 = 0,67$; $p > 0,05$) como lo observado en *Megapitaria squalida* (Villalejo-Fuerte *et al.* 2000) y *Atrina maura* (Angel-Perez *et al.* 2007).

Las células sexuales observadas en *T. dombeii* se orientan a lo largo de la gónada. En las paredes de las gónadas se observan células foliculares de función nutricia y células primordiales que darán origen a las células germinativas (ovogonias, ovocitos primarios y secundarios). 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, 2002).

Hunter y Macewicz (1985) 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 6 estadios de madurez gonadal, que van desde el estadio 0 al V.

Dada la dinámica de maduración y desove de *T. dombeii* para el presente trabajo hemos considerado, el estadio 0, el cual correspondería exclusivamente a los individuos virginales, aquellos que no han tenido ninguna maduración a lo largo de su vida además, es importante indicar que en este estadio, deben ser excluidos 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.

En *T. dombeii* se observó al igual que Ishiyama y Chavez (1990) en *Gari solida* y en *Mya arenaria* (Pfitzenmeyer, 1965) que, después de varios episodios de desove/expulsión, quedan algunas células sexuales dentro de las trabéculas tanto para hembras como para machos al igual que células acidófilas en reabsorción, quedando finalmente los individuos en estadio I (reposo).

En *Tagelus dombeii* se ha observado individuos con ambos sexos, lo cual nos indica que tienen la capacidad de cambiar de sexo pues esta especie esta reportada como Gonocórica, pero esta característica (hermafroditismo protógino, cambio de hembra a macho) solo se mostró en un número muy reducido de individuos lo cual no es relevante para la especie ya que 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. El cambio de sexo en los individuos puede deberse a factores ya sea intrínsecos y/o extrínsecos, como por ejemplo contaminación de su hábitat u otros factores.

Campodónico *et al.* (2004), reportan para *Zygochlamys patagonica*, la cual es una especie considerada dioica, que podría presentar un hermafroditismo protándrico secuencial, pues luego de la evacuación de los gametos, cuando comenzaría la regresión gonadal, algunos ejemplares presentan ovocitos en desarrollo dentro de los alveolos (trabéculas) que contienen, simultáneamente, células masculinas en regresión, lo cual sugiere un posible cambio de sexo durante el periodo de reposo sexual. *T. dombeii* contenía en la luz de las trabéculas ovocitos y en sus paredes gametos masculinos en crecimiento, los individuos en esta etapa de cambio parece que es indistinto del estadio en que se encuentre ya que se pudo reportar en estadio III (Maduro, con mayor número individuos), I (Reposo) y V (Recuperación) lo cual difiere de *Z. patagónica* que sólo se vio en periodo de reposo. Beninger & Le Pennec (1991) señalan que es posible encontrar una baja frecuencia de ejemplares hermafroditas en especies estrictamente gonocóricas. Los ovocitos presentes en *T. dombeii* durante el estado de reversión sexual se encontraban en proceso degenerativo (Atresia) igualmente reportado para *Atrina maura* (Ángel - Pérez *et al.* 2007) y *Pinna nobilis* (Gaulejac 1995a, b en Angel - Pérez *et al.* 2007), todo este proceso degenerativo es

comúnmente observado en especies que se encuentra bajo control de las condiciones ambientales (Gaulejac 1995a, b en Angel - Pérez *et al.* 2007).

Los análisis también nos permitieron demostrar que los machos no presentan mayor actividad que las hembras, esta característica demuestra que hay un sincronismo para la expulsión/desove pues los machos no ven la necesidad de producir células sexuales en condiciones que las hembras no están sexualmente activas ya que eso demanda un gran consumo de energía, este mismo comportamiento fue reportado por Stead *et al.* (2002) tanto para *T. dombeii* como para *Seleme solida*.

En general, los ciclos reproductivos de los invertebrados marinos son afectados por factores ambientales tales como la temperatura del agua, latitud, salinidad, fotoperiodo y la disponibilidad de alimento, entre otros (Seed 1976, Giese y Pearse 1977, Mackie 1984 en Oyarzún Cabañas *et al.* 2010). Sastry (1979) afirma que como resultado de la variación de algunos de los factores antes mencionados se pueden producir ciclos gametogénicos anuales, semianuales o continuos, además Giese (1959) en Oyarzún Cabañas *et al.* (2010) afirma que las especies que habitan en latitudes altas presentan ciclos reproductivos anuales con desoves principalmente durante primavera – verano; aunque no está completamente clara la forma en que dichos factores regulan la sincronización de las especies (Sastry 1979, Pearse *et al.* 1971 en Oyarzún Cabañas *et al.* 2010).

La actividad reproductiva (AR) observada para *T. dombeii* fue muy marcada ya que se pudo comprobar que tuvo dos picos de desove/expulsión (Abril-junio y Octubre-Noviembre), con lo cual nos permite deducir que tiene un ciclo reproductivo semianual, a su vez Fierro (1981) describe para *T. dombeii* dos periodos de desove uno parcial en noviembre y otro masivo en enero este estudio fue realizado en la Caleta Leandro VII región, y para la IV región Acuña *et al.* (1994) registran el inicio del ciclo reproductivo en

julio, con la mayor cantidad de ejemplares maduros en noviembre y para enero la población ya ha evacuado sus gametos; tanto el estudio de la VII y IV región coinciden con lo reportado para la X región en la Bahía Coihúin por Becerra *et al.* (1994), pues la población se mantuvo en estado de maduración durante los meses de invierno, alcanzando la máxima madurez entre octubre y noviembre (lo cual coincide con el presente trabajo), luego las gónadas experimentaron una leve recuperación para nuevamente en enero – febrero alcanzar un segundo estado de madurez. La maduración de las gónadas depende de varios factores los cuales influyen indirecta o directamente, uno de los factores que mayor influencia tiene es la disponibilidad de alimento, tal como lo manifiestan Rodríguez-Astudillo *et al.* (2002, 2005), Rodríguez *et al.* (2007); Gabbot (1975); Claereboudt y Himmelman (1997); Boadas *et al.* (1997); Barber y Blake (1981) y Kang *et al.* (2000). Este comportamiento reproductivo estuvo 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 (Nascimento, 1980; Lodeiros & Himmelman, 2000).

Bayne (1976) determinó que en muchos bivalvos el periodo de desove está relacionado con la disponibilidad de alimento para el óptimo desarrollo de la progenie, y mientras que Wolff (1988) en Oyarzún *et al.* (2010) sugiere que las altas temperaturas favorecen el desove, aunque probablemente el factor más crítico es la disponibilidad de alimento. La gametogénesis y el desove de una especie se ven influenciados por un conjunto de variables tanto endógenas como exógenas, por ello no existe un patrón reproductivo específico para los bivalvos, sino más bien el conjunto de las condiciones ambientales dadas en el lugar donde habita la población, que entregan una periodicidad gametogénica.

En el presente estudio se comprobó que condiciones de aguas cálidas dadas en Abril – Mayo (con valores de 20° y 19,5 °C respectivamente siendo en Marzo la temperatura mas

alta con valor de 21,5°C) condicionan favorablemente al desove de *T. dombeii*; sin embargo, el segundo pico de desove/expulsión de gametos no presentó una relación marcada con la temperatura superficial del mar (TSM), a diferencia del primer pico, 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. dombeii*. Esto también fue observado en *Anadara tuberculosa* (García-Domínguez *et al.* 2008) y *Ensis macha* (Molina, 1782) (Aracena, Carmona y Medina, 1998). Sin embargo, Pérez-Medina (2005) en García-Domínguez *et al.* (2005) no encontró una relación clara entre la temperatura y las fases del ciclo reproductivo de *Anadara tuberculosa*.

En otros bivalvos, la temperatura se relaciona con las fases de desarrollo y madurez gonadal. Ortega-Hernández y Arroyo-Hernández (1987) en García-Domínguez *et al.* (2008) 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. Garwood (1980) en Salazar, 1999 sostiene que la temperatura es el factor abiótico más estrechamente relacionado con los distintos periodos de desove que presentan las diferentes especies. Los ciclos anuales pueden verse alterados por variaciones anuales de la temperatura, adelantando o atrasando el ciclo (Pérez Camacho y Román, 1987 en López *et al.*, 2005).

Wada *et al.* (1995) en Hee y Jin (2003) reportó que los elementos que podrían afectar el ciclo gametogénico en bivalvos pueden ser los cambios ambientales. Sin embargo, no es el único factor que influye en la maduración y el desove, existiendo muchos otros que actúan de manera sinérgica. Probablemente, el pico de desove de *T. dombeii* primavera esté influenciado por otro factor ambiental, tal como la disponibilidad de alimento, pero esto debería ser comprobado experimentalmente.

En el periodo de reposo para *T. dombeii* se pudo observar células sexuales residuales (ovocitos que quedaron en las trabéculas) las cuales serán absorbidos con lo que se puede traducir un incremento en la acumulación de sustancias de reserva y posteriormente serán utilizados directamente para la producción de nuevos gametos (Oyarzún Cabañas *et al.* 2010) además, dichas células residuales son absorbidos a tal punto que hace imposible identificar el sexo del individuo. Bayne (1979) en Oyarzún Cabañas *et al.* (2010) describe aquellas especies con ciclos claramente marcados como “especies conservativas”, ya que en el desarrollo gonádico éstas utilizan sustancias de reserva previamente almacenadas. En los individuos en reposo (estadio I) es posible la observación de abundante tejido conjuntivo debido a que las trabéculas fueron evacuadas, Leeson *et al.* (1987) en Oyarzún Cabañas *et al.* (2010) sostiene que este tejido es muy importante para el proceso reproductivo porque además de las funciones normales de protección, sostén, nutrición e inmunidad que este tejido tiene, se especializa en el almacenamiento de sustancias de reserva, particularmente glucógeno y lípidos neutros. En el caso de los bivalvos, estas sustancias se almacenan en las células de Leydig (Deleón – Rodríguez *et al.* 1984).

En *Tagelus dombeii* se determinó la talla de primera madurez gonadal en 58 mm de longitud total, lo cual difiere encontrado por Lepez *et al.* (1997) el cual fue de 50,6 mm y Stead *et al.* (2002) determinó la talla entre 38,0 y 39,0 mm aunque encontró individuos inmaduros con tallas de 39,0 y 40,0 mm, además se observó que con sexos separados la talla de primera madurez gonadal fue para las hembras 61 mm y para los machos de 58 mm y mientras que la talla del primer desove es de 66 mm, 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, estimaciones similares fueron descritas en otras especies, por ejemplo en el género *Anadara* (Borda, 2004), donde se han observado individuos maduros con las tallas

por debajo de 30 mm (Cruz, 1987; Natajara y Jhon, 1983; Narasimhan, 1988; Broom, 1983; Ting *et al.* 1972; Yoloye, 1974; Yankson, 1982 en Ortiz, 2009) y para *Trachycardium procerum* (Sowerby, 1833) la talla de primera madurez fue de 41 mm (Ortiz, 2009). La talla de primera madurez gonadal según Saborido (2004) es, la talla a la cual un individuo madura por primera vez. Además, dijo que no todos los individuos de una población maduran por primera vez a la misma talla. Así, a cada talla existe una proporción de individuos que son maduros y otros que son inmaduros. A escala poblacional la talla de primera madurez gonadal se define como la talla a la cual el 50% de la población ha madurado por primera vez.

IMARPE

CONCLUSIONES

- ❖ *T. dombeii* “concha navaja” es una especie Gonocórica (dioica). El desarrollo gonadal es sincrónico.
- ❖ Los picos principales de actividad reproductiva fueron dos, lo cual nos demuestra que es un reproductor parcial, siendo el pico principal en primavera (octubre) y el secundario en otoño.
- ❖ *T. dombeii* presentó seis 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).
- ❖ La talla de primera madurez gonadal fue de 56 mm, notando que son las hembras quienes logran una mayor talla (61 mm) y los machos en menor talla (58 mm).
- ❖ Los picos de desove detectados no guardan relación con la variabilidad mensual de la temperatura superficial del mar (TSM) en la zona de estudio.

RECOMENDACIONES

Se recomienda realizar los siguientes trabajos de investigación:

- ❖ Para posteriores trabajos la zona apropiada del cuerpo y representativa para realizar el corte histológico es la parte media; debido a que, en esta zona convergen las estructuras sexuales de hembras y machos.

- ❖ Determinar la fecundidad de *T. dombeii* “concha navaja”.

- ❖ Conocer la tasa de crecimiento de *T. dombeii* y la edad a la que alcanzan la talla de primera madurez gonadal.

- ❖ Evaluar el impacto ecológico sobre el recurso y la infauna marina de la zona debido al uso de la motobomba (fuerza mecánica) ya que este tipo de extracción destruye totalmente el hábitat.

- ❖ Asociar el presente estudio juntamente con otros, con el propósito de efectuar un ordenamiento de la actividad extractiva de la especie.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Acuña E.; Ch Guisado y M. Berrios, 1994. Ciclo reproductivo de *Tagelus dombeii* (Bivalvia: Heterodonta: Solecurtidae), provenientes de la bahía La Herradura de Guayajan, IV región. XIV Jornada de Ciencias del Mar, Puerto Montt – Chile.
- Angel-Pérez C.; S. J. Serrano-Guzmán & M. A. Ahumada-Sempoal. Ciclo reproductivo del molusco *Atrina maura* (Pterioidea: Pinnidae) en un sistema lagunar costero, al sur del Pacífico tropical mexicano. Rev. Biol. Trop. 2007. Vol. 55 (3-4): 839-852.
- Aracena, O., M. A. Carmona & 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 y J. F. Carrasco. 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 del Instituto Español de Oceanografía. 2005. 21 (1-4). 2005: 317-327.
- Avendaño M. & M. Le Pennec. Presencia de células auxiliares en la gametogénesis del ostión del norte, *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819), (Mollusca, Bivalvia, Pectinidae). Estud. Oceanol. 1998. 17: 13-16.
- Barber J. B. & N. J. Blake. Energy storage and utilization in relation to gametogenesis in *Argopecten irradians concentricus* (Say). Journal of Experimental Marine Biology and Ecology. 1981. 52: 121-134.
- Barber, B. J. y Blake. Growth and reproduction of the bay scallop, *Argopecten irradians* (Lamarck) at its southern distributional limit. Journal of experimental Marine Biology and Ecology. 1991. Amsterdam. 66:247-256

- Bayne B. L. Aspects of reproduction in bivalves mollusks. En: Wiley M. L. (ed). Estuarine Processes. Academic Press, Nueva York. 1976. pp. 432-448.
- Becerra J.; R. Jaramillo; I. Gonzales y E. Classing, 1994. Ciclo reproductivo y asentamiento de *Tagelus dombeii* (Lamarck, 1818) en Bahía Coihúin, Puerto Montt. XIV Jornada de Ciencias del Mar, Puerto Montt – Chile.
- Beninger, P. G. & Le Pennec, M. Functional anatomy of scallops. En: Shumway, S. E. Scallops: Biology, Ecology and aquaculture. Aquaculture Fishing Science. 1991. 21:133-244.
- Boadas M. A., O. Nusetti, F. Mundarain, C. Lodeiros & H. E. Guderley. Seasonal variation in the properties of muscle mitochondria from tropical scallop, *Euvola* (*Pecten*) *ziczac*. Marine Biology. 1997. 128: 247-255.
- Borda C, & R. Cruz. Reproducción y reclutamiento del molusco *Anadara tuberculosa* (Sowerby, 1833) en el Pacífico Colombiano. Revista de Investigación Marina. 2004. 25: 185-195.
- Campodonico. S., G. Macchi & M. Lasta. Gonocorismo en la viera patagónica *Zygochlamys patagonica* (King y Broderip, 1832) en el banco reclutas, Argentina. Revista de Investigación en el Desarrollo Pesquero. 2004. 16: 91-95.
- Claereboudt M. & J. H. Himmelman. Recruitment, growth and production of giant scallops (*Placopecten magellanicus*) in Baie des Chaleurs, eastern Canada. Marine Biology. 1997. 124: 661-670.
- Cubillos L. S., M. Canales, D. Bucarey, A. Rojas & R. Alarcón. 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*. Valparaíso. 1999. 27: 73-85.

Deleón-Rodríguez I.; A.J. Pérez-Zapata & F. García-Domínguez. Descripción morfológica y análisis histoquímico del tejido conjuntivo del ostión *Crassostrea virginica* (Gmelin). *Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, México*. 1984. 28: 183-191.

Fierro J. Estimación de los periodos de desove de *Tagelus dombeii* (Lamarck, 1818) (Lamellebranchia: Tellinacea) en Caleta Leandro, Bahía de Concepción, Chile. Tesis para optar el título de Biólogo Marino. Universidad de Concepción – Chile. 1981. pp 32.

Flores Y.; A. Acasiete. Informe Final: Estudio de recursos biológicos y áreas reproductivas. Sechura 2005.

Gabbott P. A. Storage cycles in marine bivalve mollusks: A hypothesis concerning the relationship between glycogen metabolism and gametogenesis. En: Barnes H (ed). *Proceedings of the Nineteenth European Marine Biology Symposium*. 1975. pp. 191-211. Aberdeen University Press, Aberdeen.

García-Domínguez F. A., A. De Haro-Hernández, Á. García-Cuellar, M. Villalejo-Fuerte & S. Rodríguez-Astudillo. Ciclo reproductivo de *Anadara tuberculosa* (Sowerby, 1833) (Arcidae) en Bahía Magdalena, México. *Revista de Biología marina Oceanografía*. 2008. 43: 143-152.

García-Domínguez F.; G. García-Melgar y P. Gonzales-Ramírez. Ciclo reproductivo de la almeja roñosa, *Chione californiensis* (Broderip, 1835) en Bahía Magdalena, Baja California Sur, México. *Ciencias Marinas* 1993. 19 (1): 15-28.

- Guzmán N.; Saa S. y Ortlieb L. Catálogo Descriptivo de los Moluscos Litorales (Gastropoda Y Pelecypoda) de la Zona de Antofagasta, 23°S (Chile). *Estud. Oceanol.* 1998. 17: 17-86.
- Hee Y, y Y. Jin. Gametogenic cycle of the transplanted-cultured pearl oyster, *Pinctada fucata martensii* (Bivalvia: Pteriidae) in Korea. Department of Aquaculture, Pukyong National University. 2003. *Aquaculture* 220: 781–790.
- Humanson, G. Animal tissue techniques. Fourth edition. W. H. Freeman Co. San Francisco, 1979. pp 661.
- Hunter j. y B. Macewicz. Measurement of spawning frequency in multiple spawning fishes. In: R. lasker (ed.). An egg production method for estimating spawning biomass of pelagic fish: application to the north anchovy, *Engraulis mordax*. NOAA tech. Rep. NMFS, 1985. 36:79-94.
- Ishiyama V. & B. Shiga. El fenómeno El Niño 1992 – 1993: su influencia en la biología reproductiva de *Tagelus dombeii*. *Revista Peruana de Biología*, 1998. vol. 5 n°1.
- Ishiyama. V. & G. Chávez. Reproducción de *Gari solida* G. (Veneroidea, Psammobidae). Instituto de Investigación de Ciencias Biológicas Antonio Raimondi. Facultad de Ciencias Biológicas. *Revista de Ciencias U. N. M. S. M. Perú.* 1990. 75 (1): 52-65.
- Ishiyama. V. & S. Kuwae. Ciclo reproductivo de *Glycymeris ovata* (Arcaida, Glycymeridae). *Boletín de Lima.* N° 80, 1992. pp. 85 - 90.
- Jansen J. M., A. E. Pronker, S. Kube, A. Sokolowski, J. C. Sola, M. A. Marquiegui, D. Schiedek, S. W. Bonga, M. Wolowicz and H. Hummel. Geographic and seasonal patterns and limits on the adaptive response to temperature of European *Mytilus* spp. and *Macoma balthica* populations. *Oecologia.* 2007. Vol (1) 154: 24-34.

- Kang C. K, M. S. Park, P. Y. Lee, W. J. Chol & WH Lee. Seasonal variations in condition, reproductive activity, and biochemical composition of the pacific oyster, *Crassostrea gigas* (Thunberg), in suspended culture in two coastal bays of Korea. *Journal of Shellfish Research*. 2000. 19: 771-778.
- López, I.; Aracena, O.; Carmona, A.; Espinoza, A.; Fuentes, L.; Sánchez, J.; Cerda, A. Caracterización bioeconómica de las pesquerías de huepo (*Ensis macha*) y navajuela (*Tagelus dombeii*) en la VIII Región. Universidad de Concepción y Fondo de Investigación Pesquera. Proyecto FIP N° 95-20A. 1997. Chile.
- Lodeiros C. & H. Himmelman. Identification of factors affecting growth and survival of the tropical scallop *Euvola* (Pecten) *ziczac* in the Golfo de Cariaco, Venezuela. *Aquaculture*, 2000. 182: 91-114.
- López, J., C. Rodríguez y J. F. Carrasco. 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. *Bol. Inst. Esp. Oceanogr*. 2005. 21 (1-4). 2005: 317-327.
- Lynch M., Raphael S., Mellor L., P. Spare, & M. Inwood. *Métodos de laboratorio*. 2da. Ed. Interamericana. 1972. México.
- Marcano, J., A. Prieto, A. Lárez & H. Salazar. Crecimiento de *Donax denticulatus* (Linné 1758) (Bivalvía: Donacidae) en la ensenada La Guardia, isla de Margarita, Venezuela. Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas. Venezuela. *Zootecnia Tropical*, 21. 2003.
- Morton, J. E. 1960. *Mollusc*. New York: Harper and brothers.

- Nascimento I. y S. Pereira. Changes in the condition index for mangrove oyster (*Crassostrea rhizophorae*) from Todos os Santos Bay, Salvador, Brazil. *Aquaculture*, 1980. 20: 9-15.
- Oliva J.; W. Carbajal y A. Tresierra. Biología reproductiva e histología de gónadas en peces. Dpto. Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de Trujillo, Peru. 1986. 151pp.
- Ortiz K. Biología Reproductiva de la “concha corazón” *Trachycardium procerum* (Sowerby, 1833), (Cardiidae, Pelecypoda) Chimbote – Perú. Tesis para optar el título profesional de Licenciado en Biología. Universidad Nacional Federico Villarreal. 2009. pp. 87
- Oyarzún Cabañas, P.; J. Toro; R. Jaramillo; R. Guíñez; C. Briones y M. Astorga. Análisis Comparativo de ciclo gametogénico de *Perumytilus purpuratus* (Bivalvia: Mitylidae), en las localidades de Talta y Huasco, norte de Chile. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 2010. 45(1): 43-58.
- Peréa A. y L. Carrera. Seguimiento de la maduración y desove en cautiverio del lenguado *Paralichthys adspersus*. *Inf. Inst. Mar. Peru*, 2002. Callao.
- Peréa A, Buitrón B. Aplicación del método de congelación de ovarios para estimar la distribución espacial de los cardúmenes desovantes de anchoveta. *Inf. Inst Mar Perú*, 2004. 32(2): 123-126.
- Peréa A, Roque C, Buitrón B. Distribución espacial de cardúmenes desovantes y estado de madurez gonadal de de anchoveta y vinciguerría durante primavera 2003. *Inf. Inst. Mar Perú*. 2008. 35(4): 279-283.

- Ramírez, R.; C. Paredes y J. Arenas. Moluscos del Perú. Revista de Biología Tropical. 2003. Vol. 51 (3): 225-284.
- Remacha-Triviño A. Ciclo reproductivo de *Solen marginatus* (Pulteney, 1799) (Mollusca: Bivalvia) en la ría del Eo (noroeste de España). Boletín, Instituto Español de Oceanografía. 21 (1-4). 2005: 375-385.
- Rodríguez de la Rúa, A.; M. Villalejo-Fuerte; F. García-Domínguez; R. Guerrero-Caballero y R. Ramírez-Sevilla. 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 (3) 2007: 393-402.
- Rodríguez-Astudillo S.; M. Villalejo-Fuerte; F. García-Domínguez & R. Guerrero-Caballero. Biochemical composition and its relationship with the gonadal index of the black oyster *Hyotissa hyotis* (Linnaeus, 1758) at Espiritu Santo Gulf of California. Journal of Shellfish Research 24, 2005: 975-978.
- Rodríguez-Astudillo S.; M. Villalejo-Fuerte; F. García-Domínguez. Biochemical composition of *Spondylus leucacanthus* Broderip, 1833 (Bivalvia: Spondylidae) and its relationship with the reproductive cycle at Isla Danzante, Gulf of California, Mexico. Journal Shellfish Research. 2002. 46: 111-116.
- Saborido R. Ecología de la reproducción y potencial reproductivo en las poblaciones de peces marinos. Universidad de Vigo, España. Curso doutoramento do bienio. Inv. Mar. 2004. 71 pp.
- Sadovy Y. & Shapiro D. Criteria for diagnosis of hermaphroditism in fishes. Copeia, 1987. 1: 136-156.

- Salazar D. Madurez gonadal en el “erizo rojo” *Loxechinus albus* (Molina, 1782) (Echinoidea, Echinidae). Tesis presentada para optar el título de Licenciado en Biología. Universidad Ricardo Palma. 1999. pp 79.
- Salgado I. y Ishiyama V. Ciclo de madurez sexual y desove de la macha *Mesodesma donacium*. Rev. Ciencias. U. N. M. S. M. Vol.71(1) 1979.: 20-28.
- Sastry A. Pelecypoda (Excluding Ostreidae). Pages 113-292 in Reproduction of Marine Invertebrates, Vol V, A. Giese and J. Pearse, eds. Plenum Press. 1979. New York.
- Saucedo J. Determinación de indicadores biológicos pesqueros y aspectos extractivos de “navaja” *Tagelus dombeii* (Lamarck, 1818) durante el 2008 entre las caletas Las Delicias y Parachique-Bahía de Sechura. Tesis presentada para optar el título de Ing. Pesquero - Universidad Nacional de Piura. 2009. pp. 97.
- Stead R.A.; E. Clasing; M.A. Lardies; L.P. Arratia; G. Urrutia y O. Garrido. The significance of contrasting feeding strategies on the reproductive cycle in two coexisting tellinacean bivalves. J. Mar. Biol. Ass. U.K. 82, 2002. 443-453.
- Talledo C.; V. Ishiyama & J. Tarazona. Reproducción de *Donax peruvianus* (Deshayes 1855) en el área de caleta San José y Playa Naylamp, Lambayeque. Biota. 93: 1987. 4-16.
- Tresierra A; Z. Culquichicon y B. Veneros. Biología reproductiva en peces. Nuevo Norte. Trujillo-Perú. 2002. pp 171-233.
- Villalejo-Fuerte, M.; M. Arellano-Martínez; B.P. Ceballos-Vásquez y F. García-Dominguez. Ciclo reproductivo de la almeja chocolate *Megapitaria squalida* (Sowerby, 1835) (Bivalvia: Veneridae) en Bahía Junalito, Golfo de California, Mexico. Hidrobiológica 10 (2) 2000: 165-168.

Yamashiro, C y M. Espino. Aspectos biológico - pesquero de moluscos que sustentan pesquerías artesanales en el Perú. Instituto del Mar del Perú. Apartado 22, Callao-Perú. 1991. pp. 3-20.

IMARPE

ANEXOS

IMARPL



Figura 2.- Equipo utilizado para la extracción de “navaja”



Figura 3.- Buzo listo para la inmersión y extracción del recurso.



Figura 4.- Suministro del aire a los buzos por medio de mangueras.

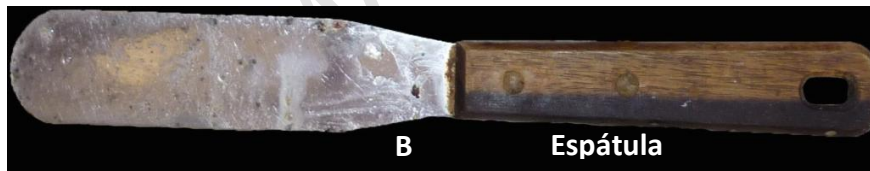


Figura 5.- Extracción de concha navaja



A

Malacómetro



B

Espátula



C

Figura 6.- Instrumento y equipo utilizado para la toma de datos



Figura 7.- Medidas tomadas

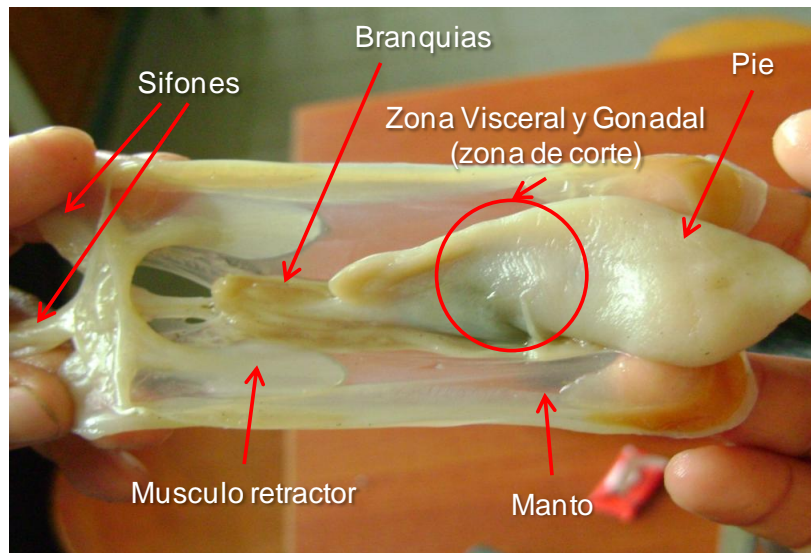


Figura 8.- Anatomía del cuerpo de *Tagelus dombeii* “navaja”.



Figura 9.- Ejemplar completo de *T. dombeii* (A) y solo cuerpo (B)

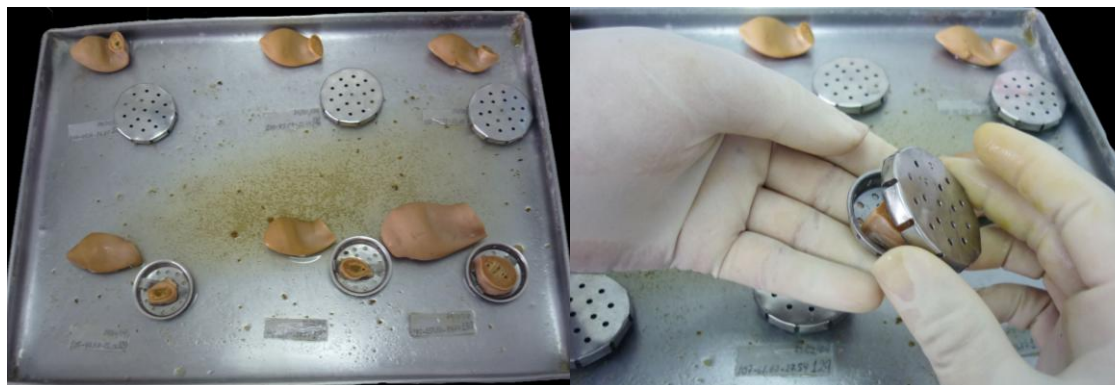


Figura 10.- Cortes de muestra listos para el refijado.



Figura 11a.- Procesamiento de la muestra de *Tagelus dombeii* "navaja" desde el paso A (Deshidratación) al paso F (Infiltración en parafina).



Figura 11b.- Procesamiento de la muestra de *Tagelus dombeii* “navaja” desde el paso G (imbibición en parafina) hasta el paso L (secado en plancha eléctrica).

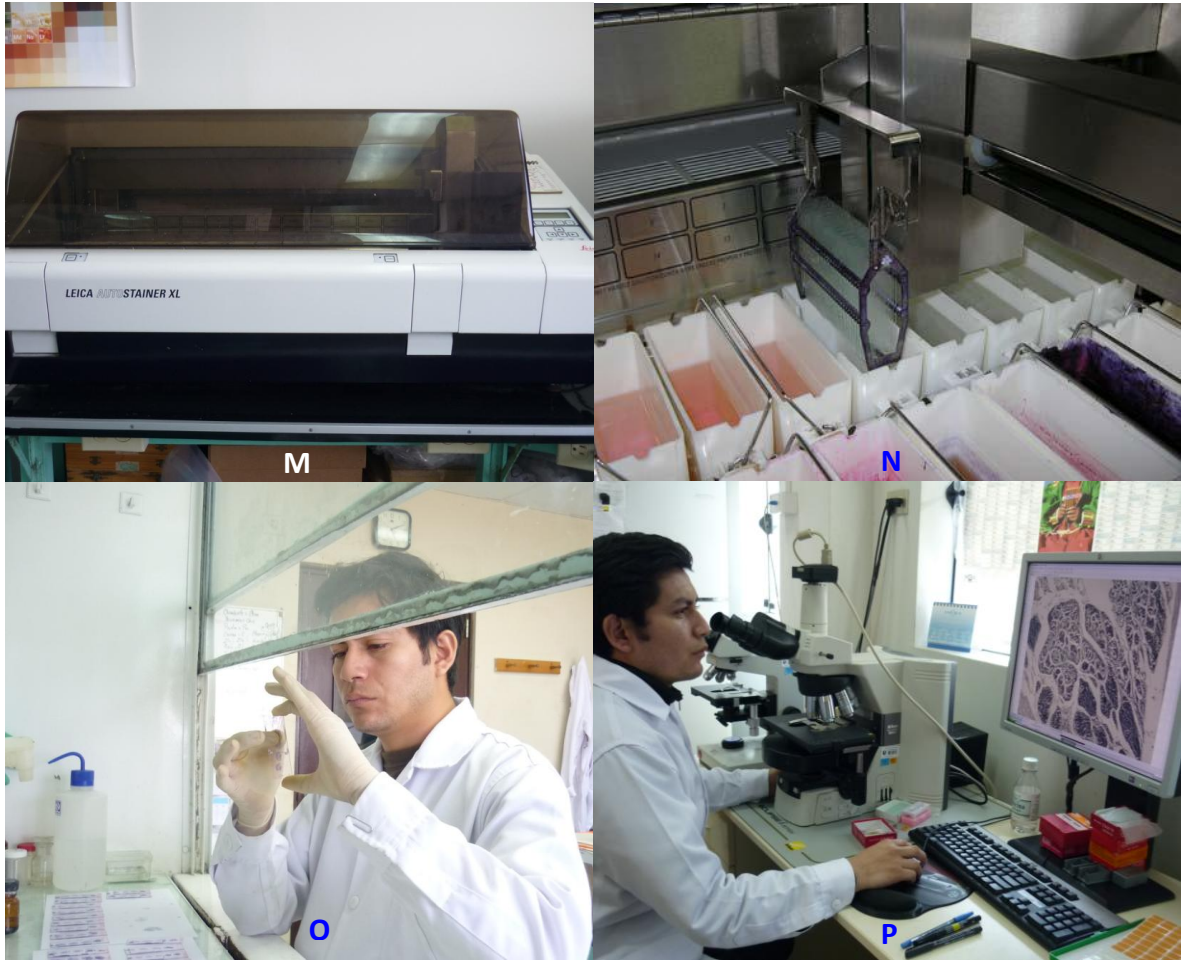


Figura 11c.- Procesamiento de la muestra de *Tagelus dombeii* “navaja” desde el paso M (coloración propiamente dicho) hasta el paso P (observación y toma de fotografías).



LABORATORIO COSTERO: PAITA
MUESTREO BIOMETRICO DE INVERTEBRADOS

ESPECIE:

EMBC														
FECHA														
OPER.														
P.CAP.														
P.MTR														
AREA														
TSM C														
LONG.			LONG.			LONG.			LONG.			LONG.		
0			0			0			0			0		
1			1			1			1			1		
2			2			2			2			2		
3			3			3			3			3		
4			4			4			4			4		
5			5			5			5			5		
6			6			6			6			6		
7			7			7			7			7		
8			8			8			8			8		
9			9			9			9			9		
0			0			0			0			0		
1			1			1			1			1		
2			2			2			2			2		
3			3			3			3			3		
4			4			4			4			4		
5			5			5			5			5		
6			6			6			6			6		
7			7			7			7			7		
8			8			8			8			8		
9			9			9			9			9		
0			0			0			0			0		
1			1			1			1			1		
2			2			2			2			2		
3			3			3			3			3		
4			4			4			4			4		
5			5			5			5			5		
6			6			6			6			6		
7			7			7			7			7		
8			8			8			8			8		
9			9			9			9			9		
0			0			0			0			0		
1			1			1			1			1		
2			2			2			2			2		
3			3			3			3			3		
4			4			4			4			4		
5			5			5			5			5		
6			6			6			6			6		
7			7			7			7			7		
8			8			8			8			8		
9			9			9			9			9		
0			0			0			0			0		
1			1			1			1			1		
2			2			2			2			2		
3			3			3			3			3		
4			4			4			4			4		
5			5			5			5			5		
6			6			6			6			6		
7			7			7			7			7		
8			8			8			8			8		
9			9			9			9			9		
TOTAL			TOTAL			TOTAL			TOTAL			TOTAL		

RESPONSABLE

Figura 13.- Ficha de Muestreo Biométrico

➤ **FORMOL BUFFERADO AL 10%** (Para 10 litros de formol)

Difosfato de sodio (Na_2HPO_4 , granular anhidro). $7\text{H}_2\text{O}$	65 g
Monofosfato de sodio (NaH_2PO_4 , granular). H_2O	40 g
Solución de Formaldehído al 40%	1 L
Agua	9 L
Total	10 L

➤ **HEMATOXILINA** (Para 200 ml)

Acido acético glacial	2- 3 gotas
Alcohol etílico	10 ml
Hematoxilina	1 g
Sulfato de amonio o potasio	20 g
Oxido mercuríco	0,5 g
Agua destilada	200 ml

La hematoxilina se disuelve en alcohol. El sulfato de potasio se disuelve en agua y se hierve por medio minuto. Se agrega el mercurio y se enfría rápidamente. Se agrega el acido acético para sacar el residuo metálico y aclarar el núcleo.

➤ **EOSINA** (Para 250 ml)

Eosina Y	0,25 g
Alcohol etílico al 70 %	250 ml
Acido acético glacial	2- 3 ml