



INSTITUTO DEL MAR DEL PERÚ

INFORME

ISSN 0378-7702

Volumen 43, Número 4



Octubre - Diciembre 2016
Callao, Perú

PROTOCOLO PARA MUESTREO BIOLÓGICO Y BIOMÉTRICO DE CEFALÓPODOS

PROTOCOL FOR SAMPLING BIOLOGICAL AND BIOMETRIC CEPHALOPODS

Ricardo Tafur¹Luis Mariátegui¹Walter Condori²Betsy Buitrón¹

RESUMEN

TAFUR R, MARIÁTEGUI L, CONDORI W, BUITRÓN B. 2016. Protocolo para muestreo biológico y biométrico de cefalópodos. *Inf Inst Mar Perú*. 43(4): 375-401.- El Instituto del Mar del Perú, tiene como objetivo la evaluación de los recursos marinos, destacando entre los moluscos cefalópodos el calamar gigante *Dosidicus gigas* (d'Orbigny, 1835), calamar común *Doryteuthis (Amerigo) gahi* (d'Orbigny, 1835) y pulpo *Octopus mimus* (Gould, 1852). De estas tres especies, *D. gigas* es de amplia distribución latitudinal y longitudinal, mientras que *D. gahi* y *O. mimus* habitan dentro de la plataforma continental. *D. gigas* es la de mayor importancia económica debido a sus desembarques, que representan el recurso más extraído por la pesquería artesanal. En este documento se describen los procedimientos metodológicos en los muestreos biológico y biométrico de cefalópodos.

PALABRAS CLAVE: Cefalópodos, muestreo biológico – biométrico

ABSTRACT

TAFUR R, MARIÁTEGUI L, CONDORI W, BUITRÓN B. 2016. Protocol for sampling biological and biometric cephalopods. *Inf Inst Mar Perú*. 43(4): 375-401.- The Instituto del Mar del Peru, aims to evaluate marine resources, most notably the cephalopods the squid giant *Dosidicus gigas* (d'Orbigny, 1835), the common squid *Doryteuthis (Amerigo) gahi* (d'Orbigny, 1835) and octopus *Octopus mimus* (Gould, 1852). Of these three species, *D. gigas* is latitudinal and longitudinal wide distribution, while *D. gahi* and *O. mimus* live within the continental shelf. *D. gigas* is the most economically important because of their landings, representing the most important resource in the artisanal fishery. This document describes the methodological procedures for biological and biometric samples of cephalopods.

KEYWORDS: Cephalopods, biological sampling – biometric

INTRODUCCIÓN

El aumento de la explotación de los recursos de peces, y el agotamiento de algunas de las principales poblaciones que anteriormente fueron parte de la pesca a escala industrial, originó que la atención de los pesqueros se desvíe hacia los llamados “recursos marinos no convencionales”, que incluyen numerosas especies de cefalópodos (JEREB y ROPER 2010).

Los cefalópodos son especies poco longevas y de crecimiento rápido que están muy influenciadas por la variabilidad ambiental (RODHOUSE et al. 2014). Los calamares representan la gran mayoría de las capturas (Fig. 1) y tras un descenso en 2009 sus capturas se han visto representadas por el calamar gigante (*Dosidicus gigas*) en el Pacífico oriental y por la pota argentina (*Illex argentinus*) en el Atlántico sudoccidental. Desde 2008, las capturas de sepias y pulpos se han mantenido relativamente estables en aproximadamente 300.000 y 350.000 toneladas, respectivamente, si bien esto supone una disminución en el caso de las sepias y un aumento en el de los pulpos en comparación con años anteriores (FAO 2016).

La demanda y el consumo de cefalópodos (sepia, calamar y pulpo) han aumentado ligeramente en los últimos años. España, Italia y Japón siguen siendo los principales consumidores e importadores de estas especies. Tailandia, España, China, Argentina y Perú fueron los mayores exportadores de calamar y sepia, mientras que Marruecos, Mauritania y China fueron los principales exportadores de pulpo (FAO 2016).

1 IMARPE. Área funcional de investigaciones de invertebrados marinos y macroalgas. rtafur@imarpe.gob.pe

2 IMARPE Ilo Jr. Mirave N° 101, La Chalaca, Ilo

Las capturas de *Dosidicus gigas* han aumentado, así entre 2013 y 2014 han tenido una variación positiva de 37,1% (FAO 2016). *Doryteuthis (Amerigo) gahi* es el segundo calamar Loliginidae más importante en la pesca comercial en todo el mundo.

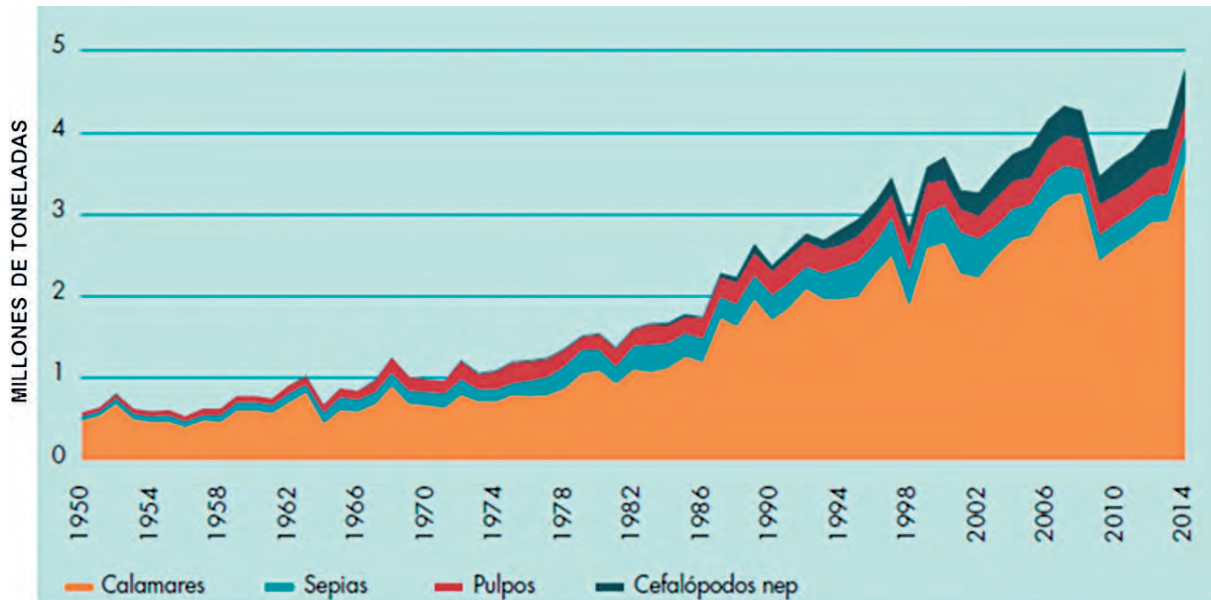


Figura 1.- Tendencias de las capturas de los grupos de especies de cefalópodos. (Fuente: FAO 2016)

En Perú, el calamar común (*D. gahi*) (Fig. 2) se captura durante todo el año, con dos estaciones principales, a fines de verano (marzo) y primavera (setiembre). Las capturas están influenciadas por los fenómenos El Niño y La Niña y mientras que el primero tiene efecto negativo, el segundo genera efecto positivo (VILLEGAS 2001).

El pulpo (*Octopus mimus*) (Fig. 3) soporta la pesca comercial, como parte de la cosecha del intermareal (por pescadores conocidos como pulperos) y recogida submareal en la zona de rompiente por los buceadores de snorkel y más profunda por los buzos hookah (DEFEO y CASTILLA 1998).

La pota o calamar gigante (*Dosidicus gigas*) (Fig. 4) es una especie endémica de la región Este del Océano Pacífico, distribuida verticalmente entre la superficie y los 1200 m y con un rango geográfico comprendido entre 40°N (California, Estados Unidos) y 47°S (sur de Chile). En la región del Ecuador, su rango se extiende y estrecha hacia el oeste, llegando a los 140°W. De acuerdo con esto, existe una población residente en el Pacífico Tropical Este (PTE), pero la pota no solo se distribuye al norte y sur del PTE, sino que además lo hace en concentraciones importantes en las áreas subtropicales de ambos hemisferios.

A finales de 1999, se observó incremento en la abundancia relativa (disponibilidad) de pota, particularmente en la zona norte (Talara, Paita, Sechura) y la zona sur del país (Matarani), donde se desarrollan una serie de pesquerías de importancia nacional, tales como las pesquerías de merluza y anchoveta negra, y a la vez se encuentran grandes concentraciones de vinciguerría y eufáusidos. En los siguientes años, la presencia de pota en los caladeros de pesca nacionales se incrementó y se extendió a la zona central (especialmente en años Niño), aumentando su importancia en la fauna acompañante de las pesquerías de perico y otras especies oceánicas (tiburones y peces espada) desarrolladas en la zona oceánica. A partir del 2012 los desembarques nacionales de pota han sido íntegramente artesanales (flota artesanal potera y ocasionalmente por la flota de cerco). La pesquería de pota o calamar gigante es la segunda más importante del

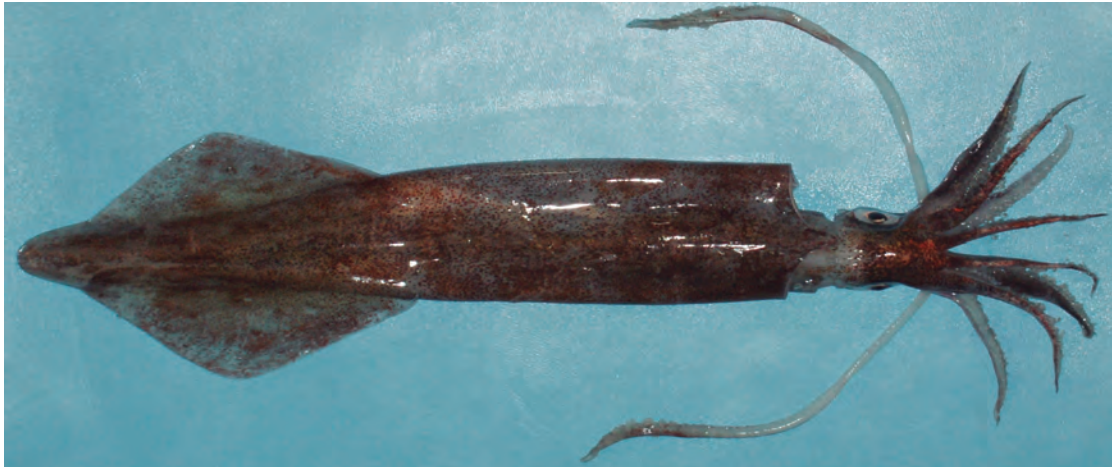


Figura 2.- Calamar *Doryteuthis (Amerigo) gahi*



Figura 3.- Calamar gigante o pota *Dosidicus gigas*

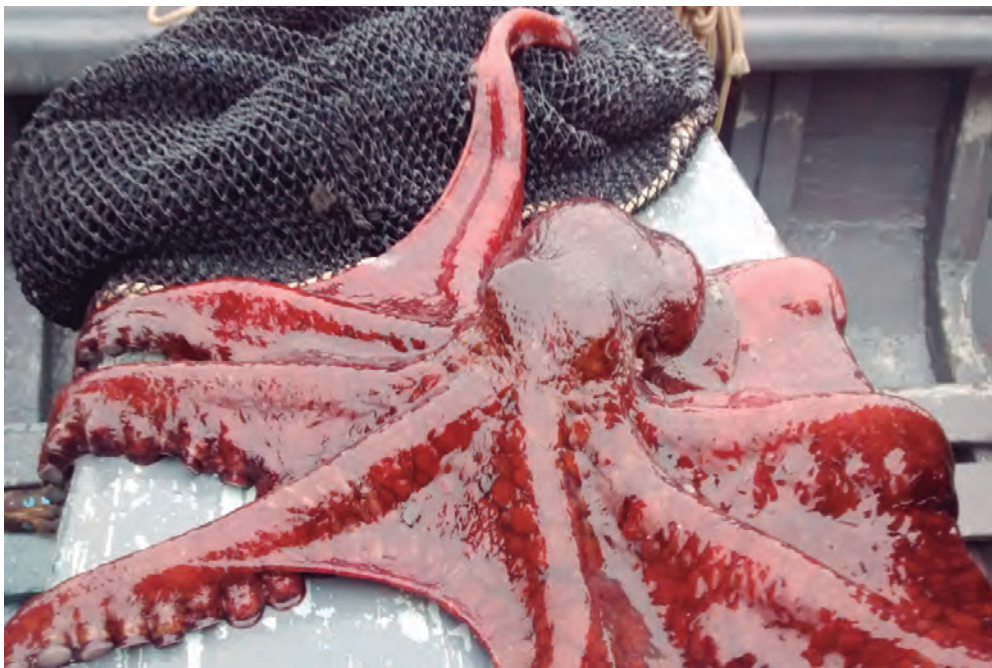


Figura 4.- Pulpo *Octopus mimus*

Perú, tanto en términos de volumen de captura (PRODUCE 2014) como en términos de valor exportado (PROMPERU 2015).

En este documento se describen procedimientos metodológicos para los muestreos biológico y biométrico de los cefalópodos (incluyendo a *Lolliguncula panamensis* y *L. diomedea*) que han sido consensuados por profesionales de las sedes descentralizadas del IMARPE y de la Sede Central, para alcanzar una estandarización metodológica (Taller: Estandarización de Protocolos de Muestreo Biológico y Biométrico de Invertebrados Marinos. IMARPE, mayo 2015).

MATERIAL Y MÉTODOS

Los materiales que se utilizan en este proceso se listan a continuación.

- Tablero
- Cinta métrica
- Balanza electrónica con una precisión de 0,01 g
- Equipo de disección: Tijeras, pinzas de relojero, pinzas rectas
- Cuchillo de acero
- Calibrador Vernier o Pie de rey
- Bandejas, taper o caja hermética de plástico
- Material de escritorio: Lapiceros, Lápiz, borrador, corrector
- Papel secante
- Delantal plástico
- Cartones portadores de otolitos (“otoliteros”)
- Formulario de muestreo biométrico
- Formulario de muestreo biológico
- Alcohol al 70%
- Frascos pastilleros de 5 mL
- Papel canson para etiquetas

TIPO DE MUESTREO

El tipo de muestreo que se considera en crustáceos se realiza de la siguiente forma:

- Para el caso del muestreo biométrico será al azar simple
- Para el caso del muestreo biológico será al azar estratificado

OBTENCIÓN DE LA MUESTRA EN MUELLE O DESEMBARCADERO

- El técnico o profesional destacado para este fin debe portar una identificación institucional o vestir uniforme del IMARPE o del ente institucional al que pertenece para su fácil acceso a las instalaciones de los desembarcaderos artesanales o lugares de descarga.
- Adquirir la muestra directamente del pescador, evitando en lo posible la intervención de intermediarios (acopiadores), la muestra será representativa de la captura total (estructura por tallas de la muestra debe ser igual a la estructura observada en la captura).
- Registrar los datos importantes como: arte y/o método de pesca empleados, zona de captura (en lo posible geo-referenciada), profundidad (brazadas y/o metros), composición por especie (kg), captura total (kg) y otras observaciones relevantes.
- Registrar el nombre y matrícula de la embarcación, número de tripulantes, así como el nombre del patrón (si es posible).
- El número de ejemplares de las especies en estudio para los muestreos biométricos y biológicos se detallan en la Tabla 1.

Tabla 1.-Tamaño de muestra para muestreos biométricos y biológicos por especie

Nombre común	Especie	Número de ejemplares por quincena	
		Biométrico	Biológico
Calamar común	<i>Doryteuthis gahi</i>	Mínimo 120 ejemplares	120 ejemplares
Pulpo	<i>Octopus mimus</i>	Mínimo 25-35 ejemplares	25-35 ejemplares
Calamar gigante o pota	<i>Dosidicus gigas</i>	240	

TRANSPORTE Y TRATAMIENTO DE LA MUESTRA

Transportar la muestra al laboratorio en un tiempo no mayor a 2 horas.

El muestreo debe realizarse inmediatamente después de llegada la muestra al laboratorio. En caso de no ser posible, preservar la muestra en refrigeración (5 a 15 °C)

MUESTREO BIOMÉTRICO

- Antes del muestreo biométrico y/o biológico registrar el peso de la muestra en gramos.
- La dimensión a medir es la longitud del manto en mm con una cinta métrica, desde el extremo proximal del manto hasta el extremo distal siguiendo la pluma en línea recta (LM).
- Registrar las frecuencias por tallas de los ejemplares con barras verticales o sistema de “palotes”, formando grupos de 5 (la 5ta barra debe unir transversalmente las cuatro anteriores), en el formulario de muestreo biométrico Formato – 01 como también fecha, zona de pesca, peso de la captura (kg), peso de la muestra (kg), nombre de la embarcación y nombres de las personas que realizaron el muestreo.

MUESTREO BIOLÓGICO

CALAMAR COMÚN (*Doryteuthis gahi*)

- Los ejemplares para el muestreo biológico deben proceder del respectivo muestreo biométrico, por lo que se recomienda trabajar toda la muestra, estableciendo rangos de 5 cm de LM y 10 ejemplares por rango.
- Medir la longitud dorsal del manto en mm, con una cinta métrica desde el extremo proximal del manto hasta el extremo distal (LM) (Fig. 5)
- Colocar los ejemplares ordenadamente (de izquierda a derecha y de arriba hacia abajo) en bandejas de plástico.
- Determinar el peso total por individuo y registrarlo en el formulario de muestreo biológico.
- Proceder a la disección, determinar el sexo; en el caso de ejemplares hembra anotar la copulación, para lo cual se observará:
 - a. El receptáculo seminal localizado en la parte inferior del velo oral o membrana bucal (Fig. 6).
 - b. Observar los restos de la copulación en la base de la branquia izquierda.

En el caso de los machos se debe observar el brazo hectocotilizado (IV brazo ventral izquierdo) (Fig. 7).

- Medir la glándula nidamental (mm).

- Separar la branquia izquierda y extraer las siguientes estructuras: oviducto distal, proximal, ovario y la glándula nidamental; ordenarlas de izquierda a derecha y de arriba hacia abajo en bandejas de plástico (Fig. 8).
- En los machos, antes de proceder a la disección, catalogar la madurez gonadal utilizando la escala propuesta por BOYLE y NGOILE (1993) luego separar el complejo espermatofórico y testículo y ordenarlos en una bandeja (Fig. 9).
- El testículo será medido al mm con una cinta métrica.
- Separar la glándula digestiva y el estómago, que serán colocados en un recipiente plástico, para su congelación y posterior envío a la sede central.

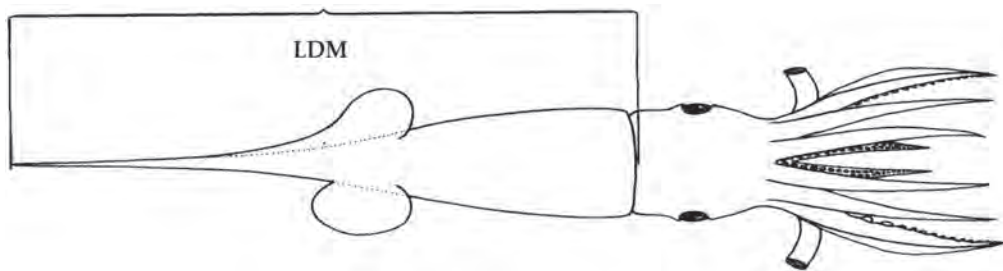


Figura 5.- Diagrama de la vista dorsal de un calamar. LDM= Longitud dorsal del manto.
Fuente: ROPER y Voss, 1983

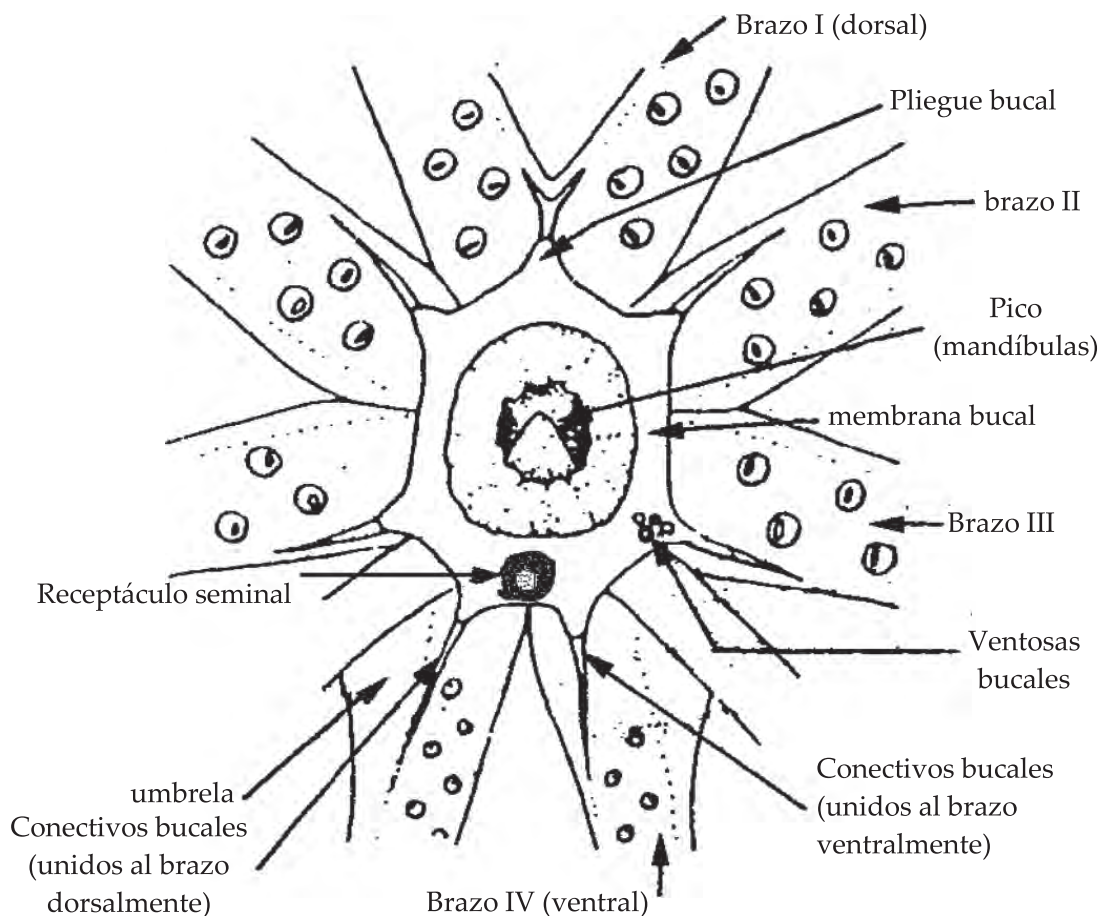


Figura 6.- Esquema de la superficie oral de la corona braquial y de la membrana bucal.
Fuente: FISCHER et al. 1995

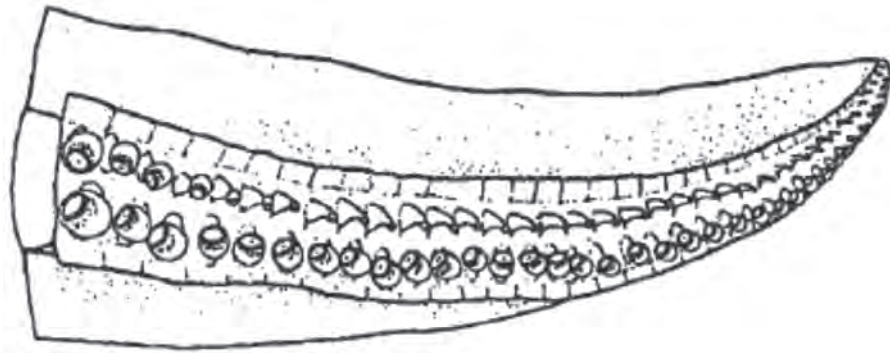


Figura 7.- Detalle del brazo hectocotilizado de *Doryteuthis gahi*.
Fuente: GRIEB 1976

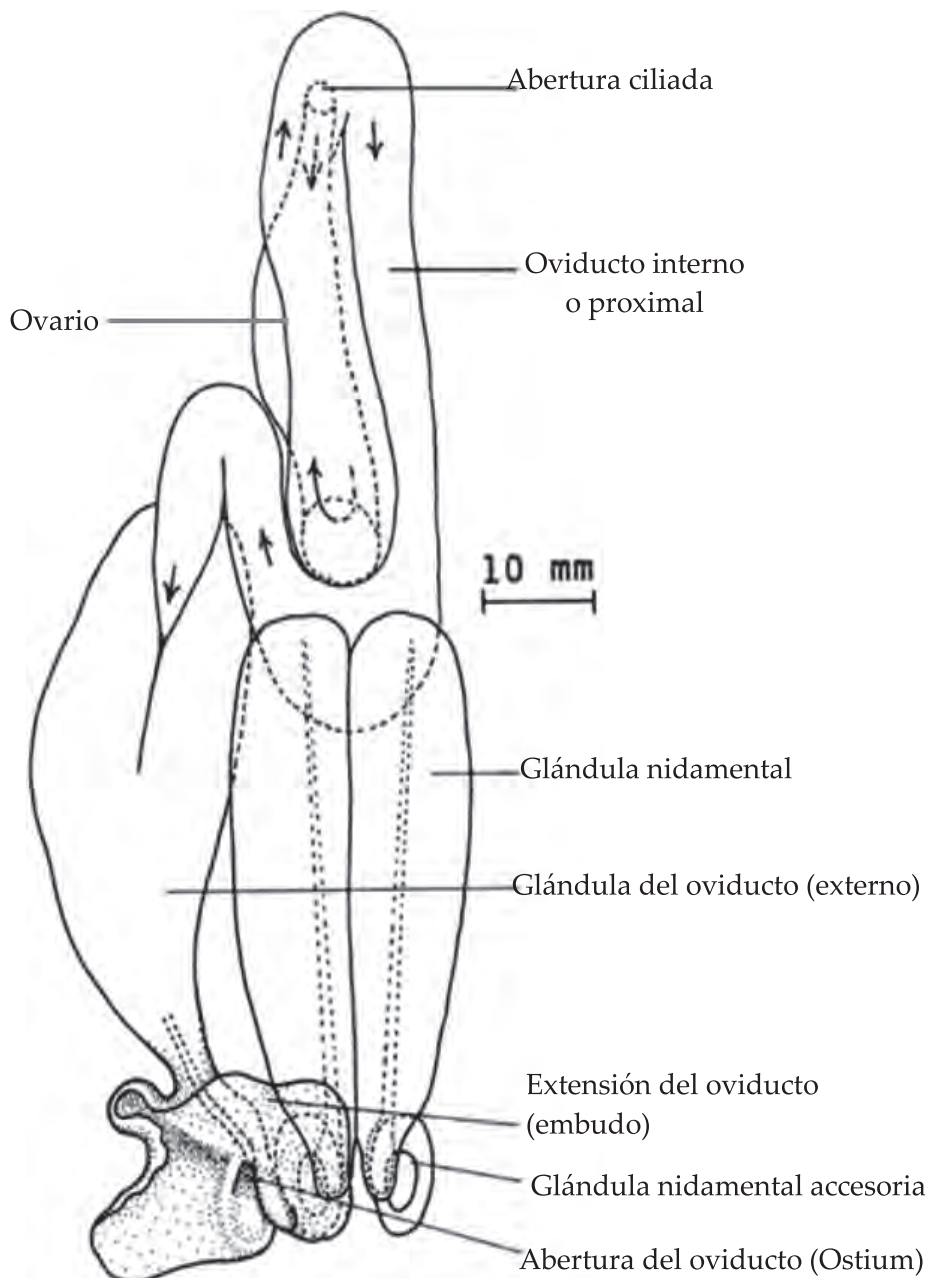


Figura 8.- Aparato reproductor de calamar hembra. Fuente: FIELDS 1965

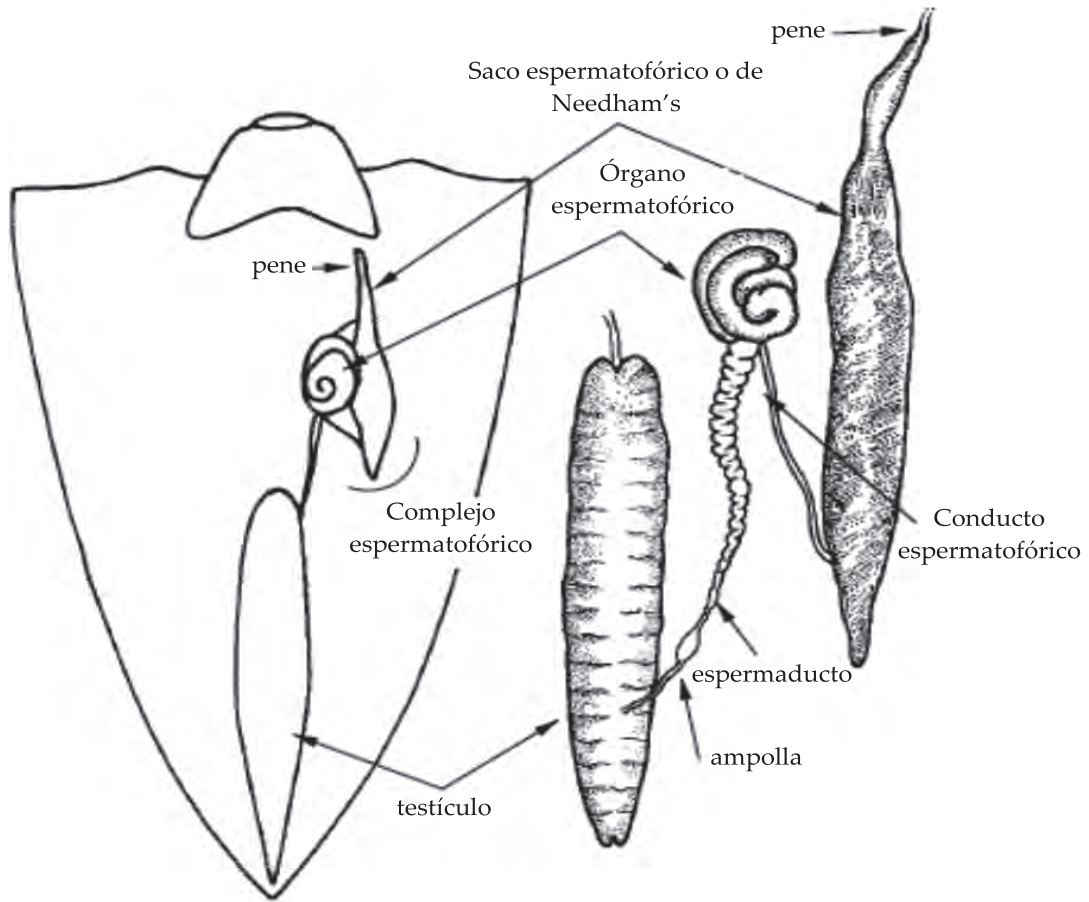


Figura 9.- Aparato reproductor de calamar macho. Fuente: GRIEB 1976

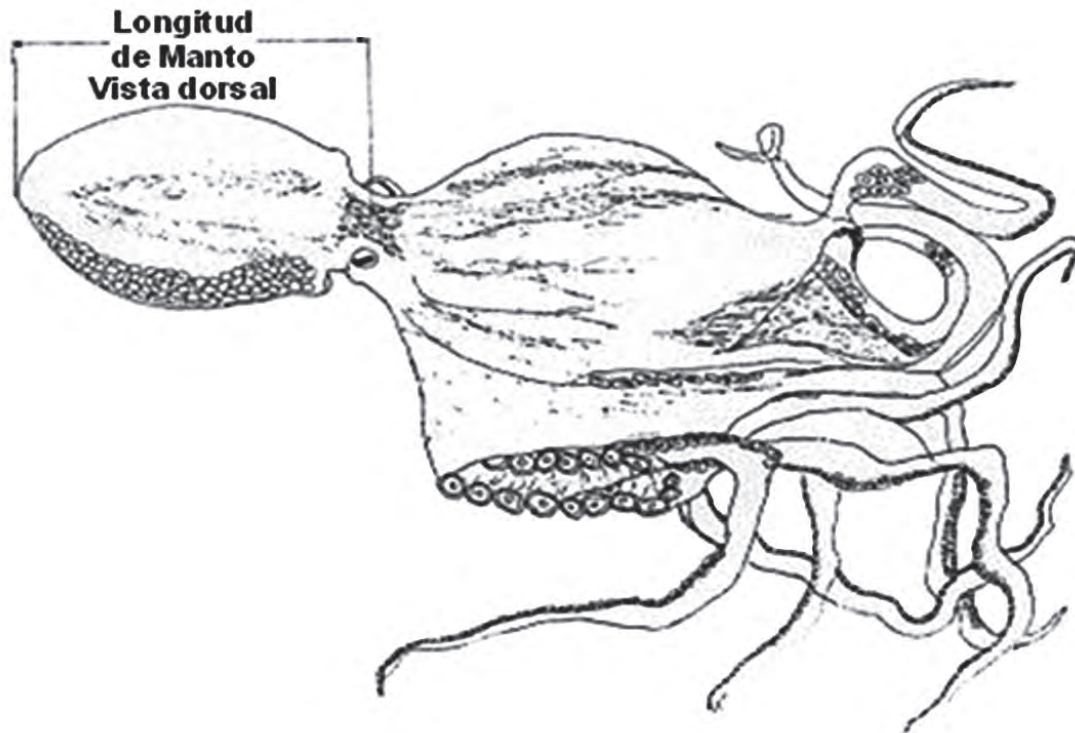


Figura 10.- Esquema de medición de longitud del manto de pulpo

- Separar la cabeza del cuerpo a fin de poder extraer los estatolitos, para lo cual se utilizará un cuchillo y una pinza de relojero. Colocar los estatolitos en cartones “otoliteros”, debidamente rotulados, los cuales serán enviados al Laboratorio de Edad y Crecimiento de la sede central.
- Finalmente limpiar el manto de los restos de vísceras y proceder a pesarlo.
- Toda esta información será registrada en el formulario de muestreo biológico de cefalópodos (F05 – BM/IMP Muestreo Biológico).
- La información registrada en los formularios será digitada en una hoja Excel.

PULPO (*Octopus mimus*)

- Medir la longitud dorsal del manto (LDM) en mm con una cinta métrica, desde el ápice del manto hasta el punto medio de la línea imaginaria que une a los dos ojos (Fig. 10).
- Colocar en bandejas los ejemplares ordenadamente (de izquierda a derecha y de arriba hacia abajo).
- Determinar el peso total por individuo y registrarlo en el formulario de muestreo biológico.
- Proceder a la disección de machos y hembras separando las gónadas (Figs. 11, 12) (CASTELLANOS 2008), glándula digestiva, aparato digestivo (Fig. 13 a, b) y colocar en una bandeja en forma ordenada.

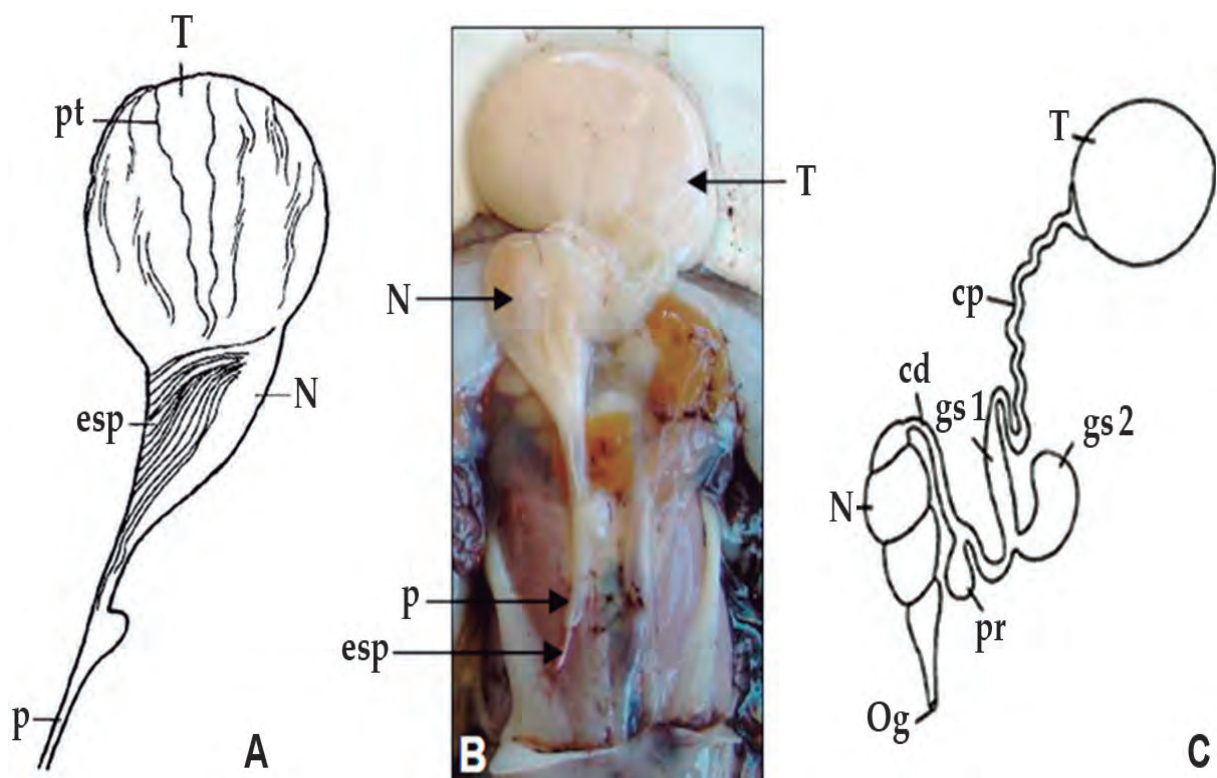


Figura 11.- Anatomía del sistema reproductor masculino. A-B: Anatomía externa (T) testículo, (pt) pared del testículo, (N) complejo de la bolsa de Needham, (esp) espermatóforos, (p) ducto excurrente o pene; nótese el espermatóforo en figura B.

C: Anatomía interna del complejo de la bolsa de Needham extendido, (cp) conducto deferente proximal, (gs 1,2) vesícula seminal, (pr) próstata, (cd) conducto deferente distal, (N) saco de Needham, (og) orificio genital (A: tomado de GUERRA, 1975; B: Foto original de CASTELLANOS (2008) de la especie *Octopus bimaculatus*; C: tomado de BUDELMANN et al. 1997)

- Determinar el sexo, y catalogar el estadio de madurez gonadal de acuerdo a NACARINO (1997).
- Pesar la glándula digestiva.

Con un calibrador vernier, realizar las siguientes mediciones:

- En los machos, la longitud del conducto deferente distal "pene" (Fig. 9)
- En hembras, medir el diámetro de la glándula del oviducto (Fig. 11)

Pesar las estructuras reproductivas:

- En machos: pesar por separado el testículo y el complejo de la bolsa de Needham (Fig. 11-B) e indicar si hubo copulación, la que se evidencia por presencia o ausencia de espermátóforos en el oviducto distal (Fig. 11 A).
- En hembras: pesar el ovario, los oviductos, y las glándulas oviductales (Fig. 12).

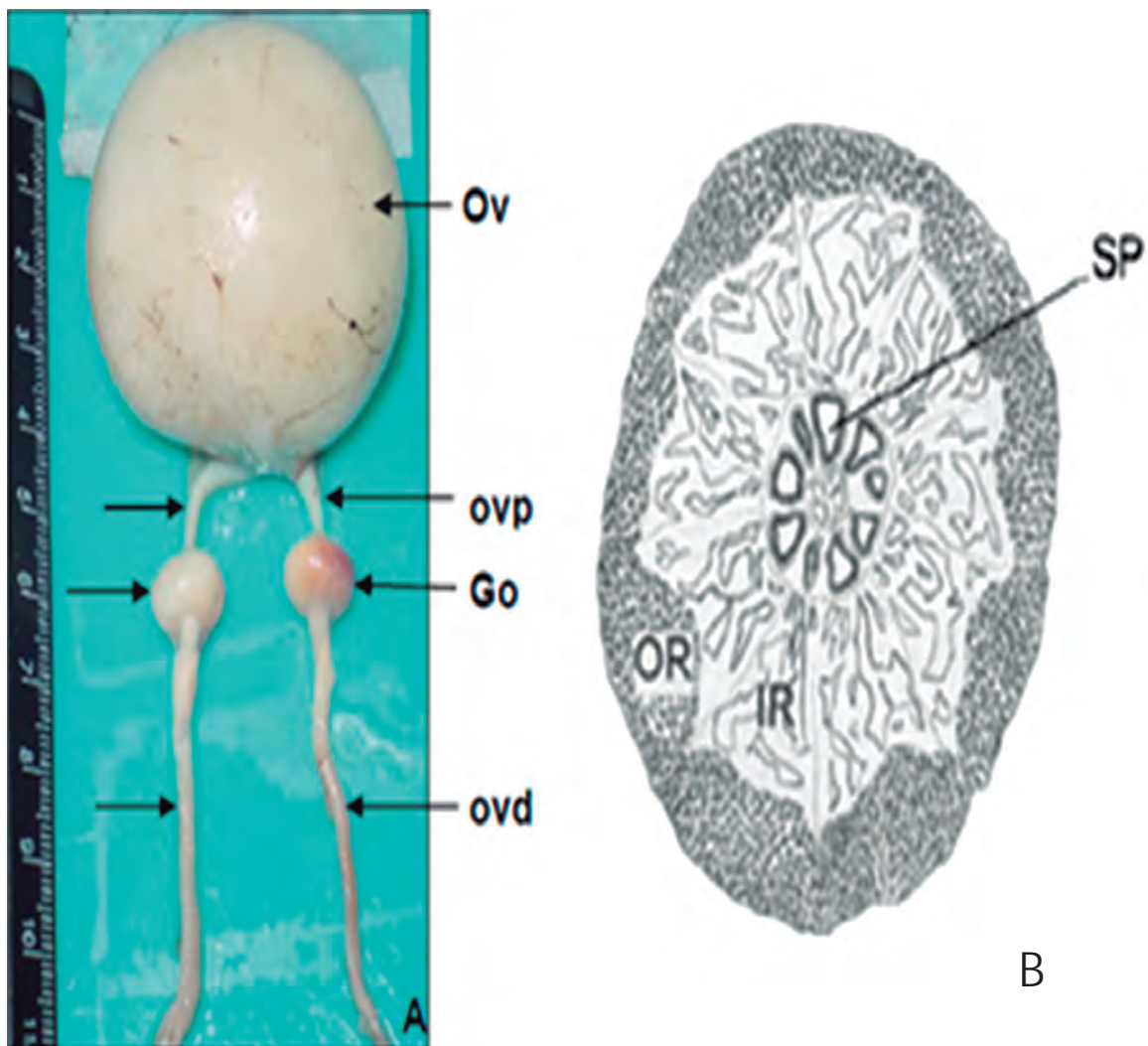


Figura 12.- Anatomía del sistema reproductor femenino A: Anatomía externa. (Ov) ovario, (Go) glándulas oviductales; (ovp) Oviducto proximal; (ovd) Oviducto distal. B: Esquema de la sección transversal de glándula Oviductal (SP) espermateca, (OR) región externa y (IR) región interna, ambas con respecto a la luz del oviducto. (A: Original de *Octopus bimaculatus*, CASTELLANOS 2008; B: Tomado de DI COSMO et al. 2001)

- Pesar al pulpo eviscerado.
- Colectar el sistema digestivo (Fig. 13 a, b), para ser analizado en el Laboratorio de Ecología Trófica. Adicionalmente, coleccionar los estiletes (que consisten en un par de pequeñas estructuras quitinosas, separadas, como varillas incrustadas dentro del músculo del manto (BIZIKOV 2004), en lo posible de 30 ejemplares por sexo, zona de pesca y por mes, para los estudios de edad y crecimiento, los que deberán ser almacenados en etanol al 70% hasta su preparación (REGUEIRA et al. 2015).

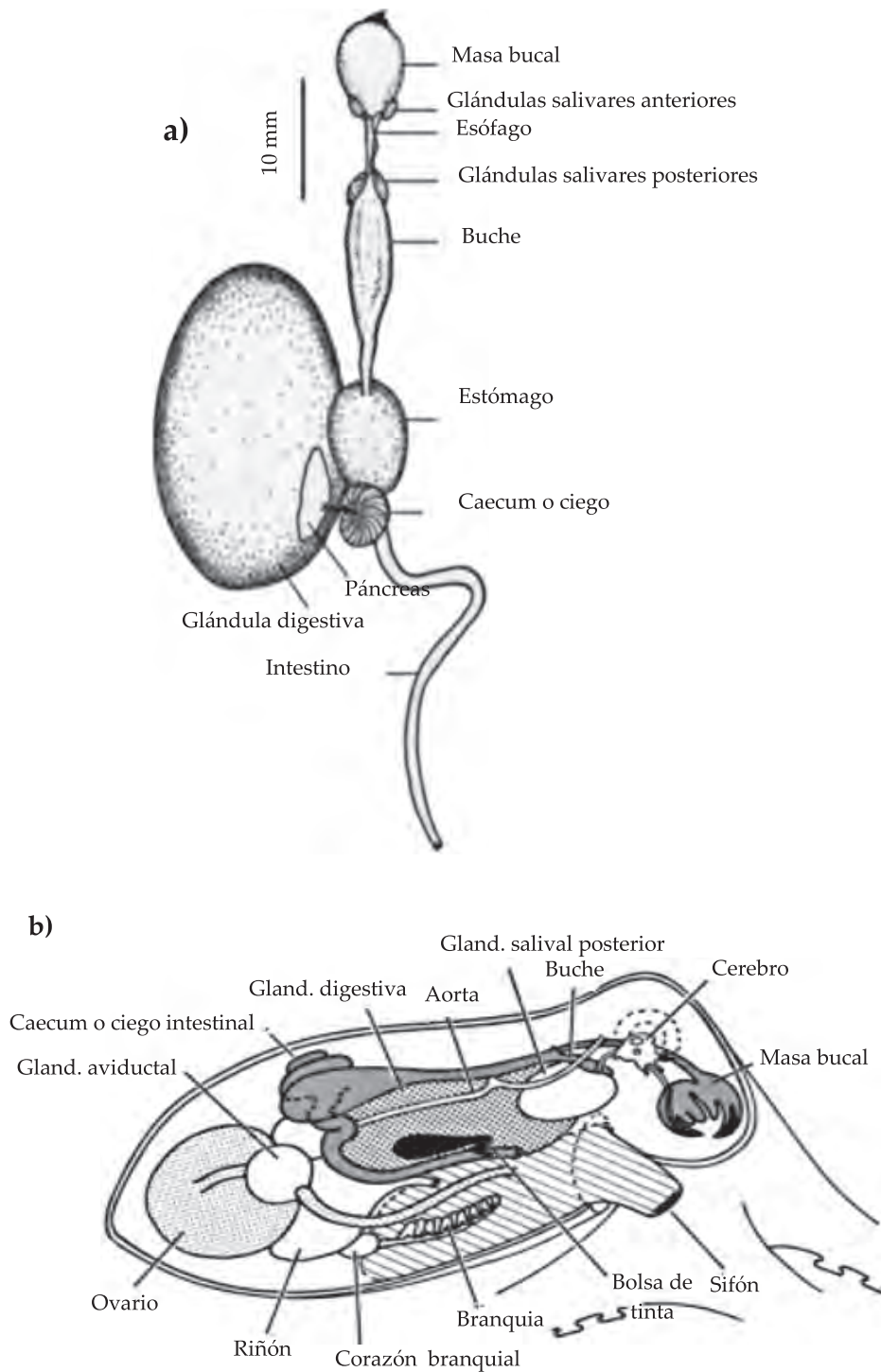


Figura 13.- Anatomía del Sistema digestivo (a) Tomado de IBAÑEZ, 2012 y ubicación dentro del manto (b) Tomado de BOYLE, en HUBRECHT y KIRKWOOD 2010

- Esta información será registrada en el formulario de muestreo biológico de cefalópodos. Anexo 3 (F05 – BM/IMP Muestreo Biológico).
- La información registrada en los formularios se digitalará en una hoja Excel.

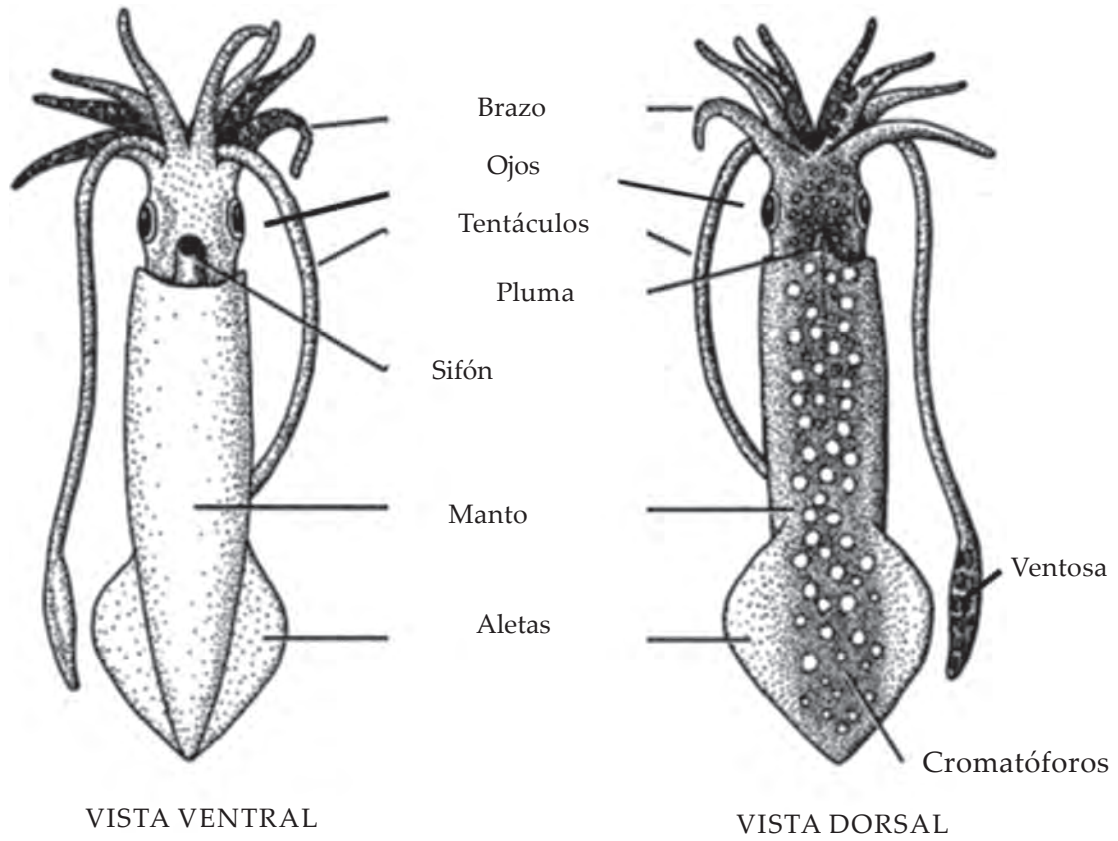
Calamar gigante o Pota (*Dosidicus gigas*)

- Con una cinta métrica se mide la longitud del manto (LM) de cada ejemplar al centímetro inferior, y se pesa en una balanza de 50 kg de capacidad y 1 g de aproximación. En los muestreos a bordo se puede utilizar una balanza romana de 50 kg.
- Se realiza la disección de los ejemplares colocados en posición ventral y se determina el grado de madurez gonadal utilizando la escala propuesta por SÁNCHEZ (2011).
- En el caso de las hembras se mide la longitud de la glándula nidamental (mm) y se separan las estructuras reproductivas: glándulas nidamentales, oviductos, glándula oviductal y el ovario. En los machos se separa el complejo espermatofoórico (saco y órgano) y el testículo, cuya longitud se mide al mm. Las estructuras reproductivas de machos y hembras se pesan en una balanza de precisión, aproximación de 0,01 g.
- La glándula digestiva se separa y se pesa.
- Se determina el grado de llenura del estómago de acuerdo a una escala empírica de 4 estadios (0= vacío, 1= medio lleno, 2= lleno y 3= completamente lleno o full), se separa el estómago para su disección y análisis cualitativo de los ítems alimenticios, los cuales se clasifican en peces (P), crustáceos (C), calamar (Cal), otros (O), liquido rojo (LR). En los muestreos se colectan los estómagos para su análisis en el Laboratorio de Ecología Trófica de IMARPE, de acuerdo al protocolo establecido.
- En el caso de las hembras se observa y registra la presencia o ausencia de espermatoforos en el velo oral.
- Se colectan los estatolitos, los que se encuentran en la región nugal (debajo del sifón), con la ayuda de una hoja de bisturí para realizar un corte transversal, y con la ayuda de una pinza tipo relojero se extrae el par de estatolitos, se limpian y se colocan en cartones otoliteros (el rotulado será el número de serie o la longitud y sexo).
- Se pesa el manto.

En Anexos, se presentan diversos esquemas y fotografías que permiten conocer la morfología de calamares y el sistema de trabajo durante los muestreos.

ANEXO I

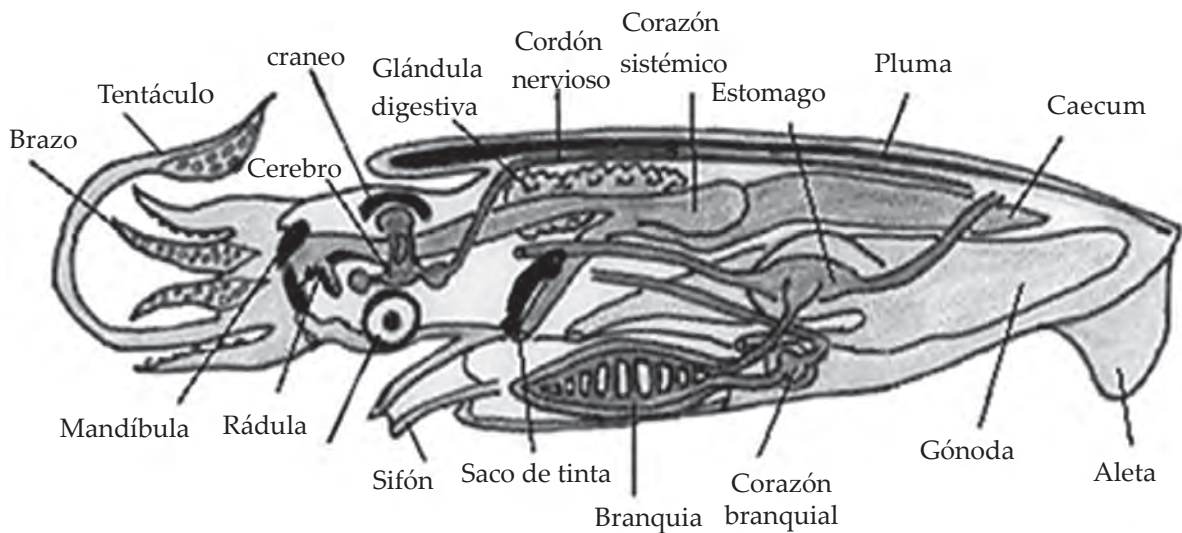
ANATOMÍA EXTERNA DEL CALAMAR



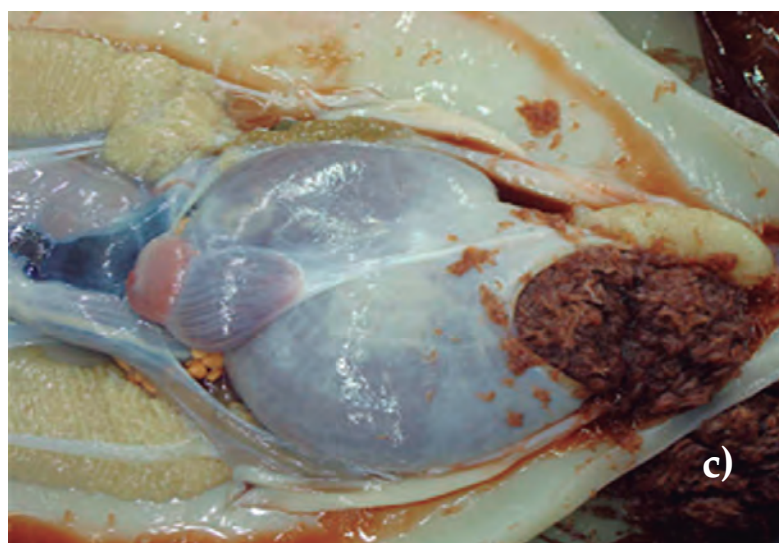
(Adaptado por Anne Maben del HMSS Living Ocean)

ANATOMÍA INTERNA DEL CALAMAR

CORTE SAGITAL

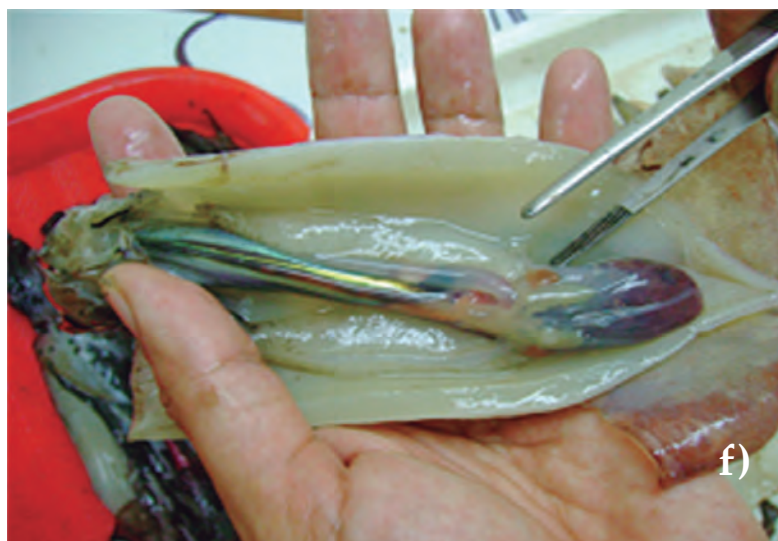
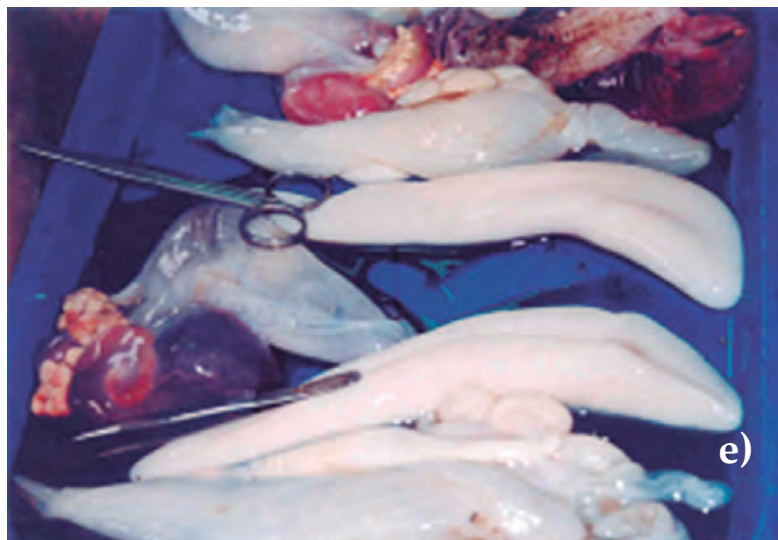


ANEXO II



Diversas etapas del muestreo a bordo de embarcaciones científicas
a) Muestreo en sala de proceso del BIC. Humboldt de ejemplares pequeños, b) Velo oral de hembra con evidencias de copulación, c) Estómago con restos de eufáusidos

ANEXO II (continuación)



Diversas etapas del muestreo a bordo de embarcaciones científicas
d) Disección de ejemplares muy grandes, e) Bandeja con estructuras
internas de macho, f) Disección de ejemplares pequeños

ANEXO III



Muestreo de calamar: medición de *Doryteuthis (A.) gahi*

ANEXO III (continuación)



Muestreo de calamar: disección de *Doryteuthis (A.) gahi*




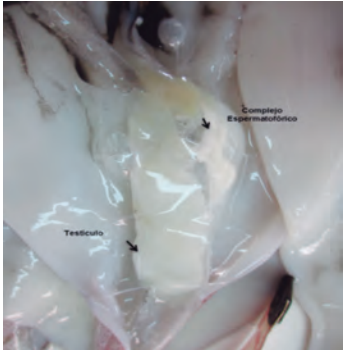
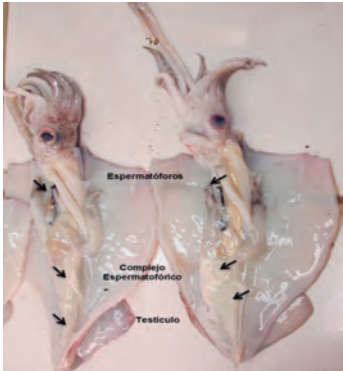
Muestreo de pota a bordo de embarcaciones calamareras de la flota industrial.
a) Muestreo biométrico de ejemplares medianos en cubierta, b) Muestreo biométrico de ejemplares muy grandes, c) Pluma de ejemplar muy grande

REFERENCIAS

- BIZIKOV V A. 2004. The Shell in Vampyropoda (Cephalopoda): Morphology, Functional Role and Evolution, Ruthenica, Moscow.
- BOYLE P R, NGOILE M A K. 1993. Assessment of Maturity State and Seasonality of Reproduction in *Loligo forbesi* (Cephalopoda: Loliginidae) from Scottish Waters. Pp. 37–48. En: Okutani T, O'Dor R K, Kobodera T. (Eds). Recent Advances in Cephalopods Fisheries Biology Tokai University Press, Tokyo.
- BOYLE P, PIERCE G J, HASTIE L C. 1995. Flexible reproductive strategies in the squid *Loligo forbesi*. Marine Biology 121: 501-508.
- BUDELMANN BU, SCHIPP R, VON BOLETZKY S. 1997. Cephalopoda. In: Microscopic Anatomy of Invertebrates, Vol. 6A, Mollusca II. Eds Harrison F W and Kohn A. pp. 119 – 414. Wiley - Liss, New York.
- CASTELLANOS S. 2008. Reproducción del pulpo *Octopus bimaculatus* Verrill (1883) en bahía de Los Ángeles, Baja California, México. Tesis para obtener el grado Académico de Maestro en Ciencias. Instituto Politécnico (CICIMAR). Pp. 95.
- DEFEO O, CASTILLA J C. 1998. Harvesting and economic patterns in the artisanal *Octopus mimus* (Cephalopoda) fishery in a northern Chile cove. Fisheries Research, 38: 121-130.
- DI COSMO A, DI CRISTO C, PAOLUCCI A. 2001. Sex steroid hormone fluctuations and morphological changes of the reproductive system of the female of *Octopus vulgaris* throughout the annual cycle. Journal of Experimental Zoology. 289: 33–47.
- FAO. 2016. El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2016. Contribución a la seguridad alimentaria y la nutrición para todos. Roma. 224 pp.
- FIELDS W. 1965. The Structure, Development, Food Relations, Reproduction, and Life History of the Squid *Loligo opalescens* Berry. Fish Bulletin 131.
- FISCHER W, KRUPP F, SCHNEIDER W, SOMMER C, CARPENTER K E, NIEM V H. 1995. Guía FAO para la identificación de especies para los fines de la pesca. Pacífico centro-oriental. Volumen I. Plantas e invertebrados. Roma, FAO. Vol I: 1-646 p.
- GUERRA A. 1975. Determinación de las diferentes fases de desarrollo sexual de *Octopus vulgaris* Lam. mediante un índice de madurez. Invest. Pesq. 39: 397–416.
- GRIEB T M. 1976. A study of spermatogenesis in the spawning population of the squid, *Loligo opalescens* (Cephalopoda, Decapoda). M.A. Thesis, San Francisco State, University (USA). 102 pp.
- HUBRECHT R, KIRKWOOD J. (Eds). 2010. The UFAW Handbook on The Care and Management of Laboratory and Other Research Animals: Eighth Edition. The Universities Federation for Animal Welfare. ISBN: 978-1-405-17523-4
- IBAÑEZ C M, PARDO-GANDARILLAS M C, POULIN E, SELLANES J. 2012. Morphological and molecular description of a new record of *Graneledone* (Cephalopoda, Octopodidae) in the southeastern Pacific Ocean. Revista de Biología Marina y Oceanografía Vol. 47, N° 3: 439-450. Doi 10.4067/S0718-19572012000300007.
- JEREB P, ROPER C F E (eds). 2010. Cephalopods of the world. An annotated and illustrated catalogue of cephalopod species known to date. Volume 2. Myopsid and Oegopsid Squids. FAO Species Catalogue for Fishery Purposes. No. 4, Vol. 2. Rome, FAO. 605p. 10 color plates.
- NACARINO M. 1997. Aspectos reproductivos del pulpo *Octopus mimus* en la zona de Pucusana. Tesis para optar la Licenciatura en la Universidad Particular Ricardo Palma. Pp.98.
- PRODUCE. 2014. Estadísticas pesqueras disponibles en el portal oficial del Ministerio de la Producción del Perú. Información disponible en: <<http://www.produce.gob.pe/index.php/component/content/article/189informacion-estadistica/2520-informacion-estadistica>>
- PROMPERU. 2015. Promoción del Perú para la Exportación y Turismo. Desarrollo del comercio exterior pesquero en el Perú.
- REGUEIRA M, GONZÁLEZ A F, GUERRA A. 2015. Determination of age and growth of the horned octopus *Eledone cirrhosa* (Cephalopoda: Octopoda) using stilet increment analysis. Scientia Marina 79(1), 71-78.
- RODHOUSE P G K, PIERCE G J, NICHOLS O C, SAUER W H H, ARKHIPKIN A I, LAPTIKHOVSKY V V, LIPINSKI M R, RAMOS J E, GRAS M, KIDOKORO H, SADAYASU K, PEREIRA J, LEFKADITOU E, PITA C, GASALLA M, HAIMOVICI M, SAKAI M, DOWNEY N. 2014. Environmental effects on cephalopod population dynamics: implications for management of fisheries. Advances in Marine Biology, 67: 99 233.
- ROPER C F E, VOSS G. 1983. Guidelines for taxonomic descriptions of cephalopod species. Memoirs of the National Museum Victoria N° 44.
- SÁNCHEZ J. 2011. Escala de madurez gonadal y fecundidad de *Dosidicus gigas* (d'Orbigny, 1835) (Mollusca: Cephalopoda) calamar gigante o pota. Tesis para optar el Título Profesional de Licenciado en Biología Univ. Nac. Federico Villarreal, 69 p.
- VILLEGAS P. 2001. Growth, life cycle and fishery biology of *Loligo gahi* (d'Orbigny, 1835) off the Peruvian coast. Fisheries Research 54: 123-131



ESCALA DE MADUREZ GONADAL Calamar (*Doryteuthis (A.) gahi*)

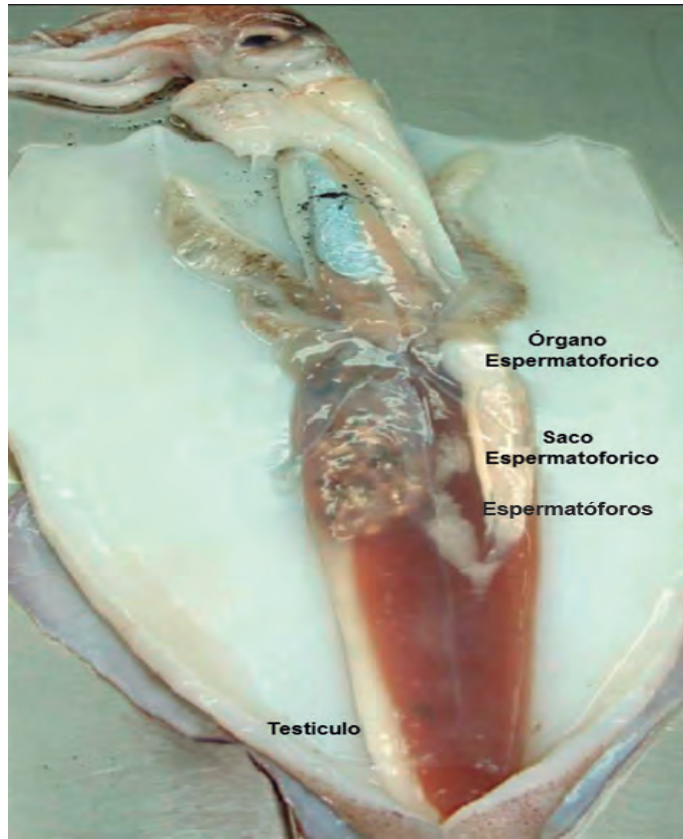
Observación macroscópica de machos. BOYLE y NGOILE (1993), BOYLE et al. (1995)

Estadio	Descripción	Estructuras reproductivas
<p>I Inmaduro</p>	<p>Las partes reproductivas en este estadio solo pueden ser identificadas con la ayuda de un microscopio estereoscopio El testículo es transparente y membranoso y es reconocido por el trazado de la aorta genital. Desde el extremo posterior del estómago aparece como un alargamiento de la aorta genital. El órgano espermatofórico aparece como una gotita inmediatamente por debajo (posterior) a la base del ctenidium (branquia) izquierdo. La abertura del pene está localizada dorsalmente a la base del ctenidium izquierdo.</p>	
<p>II Madurante</p>	<p>Todos los componentes del sistema reproductivo pueden ser vistos a simple vista. El testículo es pequeño, translúcido y suave. El complejo espermatofórico es translúcido y fácilmente distinguible en sus componentes: saco espermatofórico, órgano espermatofórico y pene. La abertura del pene es anterior a la base del ctenidium izquierdo. No hay espermatozoides en el saco espermatofórico. El vaso deferente es transparente y no es fácilmente visible. La hectocotilización del cuarto brazo izquierdo ha comenzado.</p>	
<p>III Madurante</p>	<p>El testículo es largo y se extiende desde el extremo posterior del estómago hasta el ápice posterior del manto, es opaco y rígido. El vaso deferente está lleno de esperma y aparece blanco cremoso. El complejo espermatofórico con una línea blanca. El saco espermatofórico sin espermatozoides funcionales. El pene se extiende hasta la mitad de la longitud de la glándula de la tinta. La hectocotilización del cuarto brazo izquierdo es fácilmente reconocible.</p>	
<p>IV Maduro</p>	<p>El testículo se extiende anteriormente pasando el extremo posterior del estómago. Es largo, opaco y rígido. El saco espermatofórico empaquetado con espermatozoides funcionales. El extremo del pene al nivel del ano y de abertura del saco de la tinta. Vaso deferente lleno de esperma. Hectocotilización completa.</p>	
<p>V Completamente maduro</p>	<p>Como en el estadio IV. Pene con espermatozoides.</p>	

ESCALA DE MADUREZ GONADAL Calamar (*Doryteuthis (A.) gahi*)

Observación macroscópica de hembras, Fuente: BOYLE y NGOILE (1993)




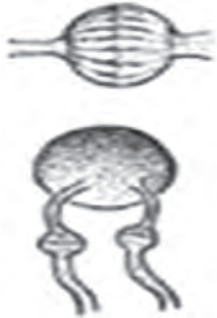
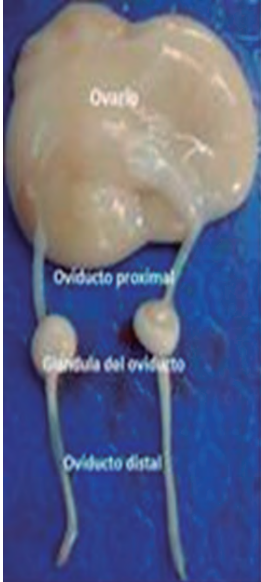

Estadio	Descripción	Estructura reproductivas
I Inmaduro	<p>Las partes reproductivas en este estadio solo pueden ser identificadas con la ayuda de un microscopio binocular. Las glándulas nidamentales son transparentes y aparecen como dos cordones anteriores al estómago y por debajo de la glándula digestiva. Las glándulas nidamentales accesorias son transparentes y no pueden ser distinguidas de las glándulas nidamentales. El oviducto y la glándula oviductal son transparentes y aparecen como gotitas posteriores a la base del ctenidium (branquia) izquierdo. El ovario es transparente y membranoso</p>	
II Madurante	<p>La glándula nidamental accesoria aparece como una mancha escarlata dorsalmente, a los extremos de las glándulas nidamentales. La glándula nidamental es opaca. El oviducto y la glándula oviductal son translúcidos y no pueden ser distinguidos uno del otro. La abertura del oviducto puede ser localizada dorsalmente por la base del ctenidium izquierdo. El ovario es translúcido y aparece como motas de algodón emanando de la aorta genital.</p>	
III Madurante	<p>Las glándulas nidamentales accesorias son moteadas escarlatas y pardo rojizas, parcialmente cubiertas por los extremos anteriores de las glándulas nidamentales. Las glándulas nidamentales han incrementado su tamaño y son opacas. El oviducto es largo y transparente y su abertura se encuentra a la mitad de la longitud de la glándula de la tinta. La glándula oviductal es opaca. Los huevos y el ovario pueden ser observados a simple vista.</p>	
IV Maduro	<p>Las glándulas nidamentales accesorias son moteadas escarlatas, pardo oscuras y naranjas, y son muy grandes.</p> <p>Las glándulas nidamentales son largas y segregan un fluido viscoso cuando se corta o estruja, el extremo anterior sobrepasa la glándula nidamental accesoria. Los huevos están presentes en el oviducto proximal. Las glándulas oviductales son blancas cremosas con un parche de color marrón en el extremo posterior. Ovario con huevos de diferentes tamaños. Huevos libres encontrados en la cavidad del cuerpo. La espermateca podría contener espermatozoides, en cuyo caso aparece como manchas blancas en el área oral ventral.</p>	
V Totalmente maduro	<p>Como en el IV. Oviducto distal con huevos. Espermateca con espermatozoides.</p>	



Calamar macho (arriba) y hembra (abajo) en estadio desovante o totalmente maduro (V). Hembra copulada con espermatóforos adheridos a la branquia izquierda

ESCALA DE MADUREZ GONADAL Pulpo (*Octopus mimus*)

Observación macroscópica de hembras. (NACARINO 1997)

Estadios	Descripción	Foto	Diagrama
I Inmaduro	Ovario traslúcido, glándulas del oviducto u oviductales sin división. El ovario pequeño de color blanquecino semitransparente. Oviductos bien delgados, transparentes o bien los oviductos distales pueden ser blancos en su parte final, lo cual podría indicar presencia de espermatozoides. Las glándulas oviductales son pequeñas, semitransparentes o en algunos casos se aprecia una zona blanquecina (en el extremo cercano al oviducto proximal), que constituye la región anterior denticular de la glándula.		
II En desarrollo	Ovario mediano. Su color varía desde el blanquecino hasta amarillo tenue translucido. Los oviductos presentan las mismas características que en el estadio anterior, pero son de mayor calibre. Las glándulas oviductales presentan 3 regiones: la anterior color blanquecina y denticulada, la media traslúcida a cremosa y la posterior blanquecina.		
III En maduración	Ovario grande. Los ovocitos se distinguen claramente a través de la membrana que recubre la gónada y se desprenden unos de otros fácilmente. Los ovocitos de mayor desarrollo son color amarillo translucido y los de menor desarrollo blanquecino, lo que en conjunto le da a la gónada coloración amarillenta translúcida. Los oviductos proximales se presentan ensanchados, vacíos semitransparentes y de estructura estriada. Los oviductos distales son más anchos que el estadio anterior y generalmente adquieren coloración blanquecina por presencia de espermatozoides. Las glándulas oviductales tiene 3 regiones: a) anterior: blanca y delgada, b) media: cremosa y beige c) posterior: color nácar y de mayor área que las otras dos regiones.		

**IV
Madurez
total**

Ovario es muy grande, mantiene el color amarillento traslucido, y los ovocitos se visualizan fácilmente a través de la membrana que recubre el ovario ya que se presenta muy dilatada por el desarrollo alcanzado y estos se desprenden fácilmente al hacer una pequeña incisión en la membrana. Oviductos distales con mayor ensanchamiento, pueden adquirir coloración marfil, por estar lleno de esperma o pueden también presentarse vacíos. Los oviductos proximales se presentan ensanchados, con estrías, pueden encontrarse vacíos o con ovocitos libres, distinguiéndose fácilmente a través de la pared de este ducto. La región anterior de la glándula oviductal toma el color blanco, la región media marrón y la región posterior es de color nácar.



**V
Post freza**



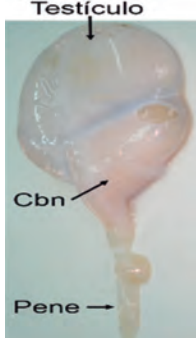

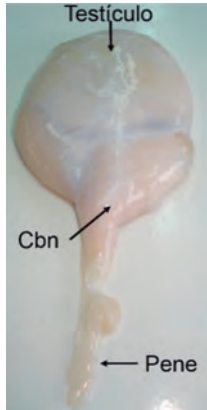



Desove total. Presentan una reducción general de su condición y muestran síntomas claros de agotamiento. El ovario se reduce de tamaño, sus membranas son flácidas y frágiles sin ningún ovocito en su superficie. Es de color rojo ladrillo. Los oviductos proximales se mantienen gruesos, surcados con bandas blanquecinas y vacías. La región anterior de las glándulas oviductales presenta coloración blanquecina, la región media color crema a parda y la posterior es crema a rojo ocre.



ESCALA DE MADUREZ GONADAL

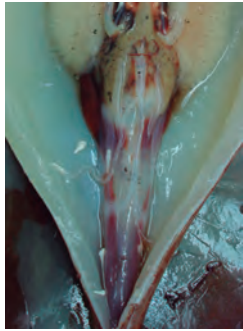
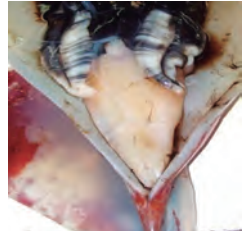

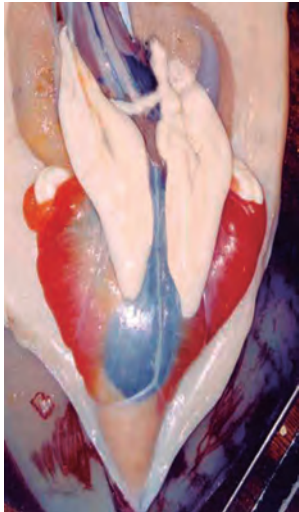
Pulpo (*Octopus mimus*)

Observación macroscópica de machos (NACARINO 1997)

Estadios	Descripción	Fotos	Diagrama
I Inmaduro	<p>Testículo pequeño, color blanco. El complejo de la bolsa de Needham (Cbn) se encuentra poco diferenciado con pocos espermatozoides o a veces vacío.</p> <p>Complejo espermatozoario translúcido, sin espermatozoides.</p>		
II Maduro	<p>Testículo en constante desarrollo de color marfil.</p> <p>El complejo de la bolsa de Needham está totalmente diferenciado y lleno de espermatozoides y la parte media de ésta adquiere una coloración ocre.</p>		
III Desovante	<p>El crecimiento del testículo cesa estabilizándose, de color marfil. La bolsa de Needham es muy voluminosa casi del mismo peso que el testículo.</p> <p>La parte media de la bolsa de Needham presenta un color ocre fuerte.</p>		
IV Testículo en Post-Freza	<p>Testículo pequeño, de color pajizo y zonas transparentes en su superficie.</p> <p>El complejo de la bolsa de Needham también pequeño, pero en relación a su peso, supera al del testículo, la bolsa aún contiene espermatozoides y presenta su parte media una coloración ocre.</p>		

ESCALA DE MADUREZ GONADAL


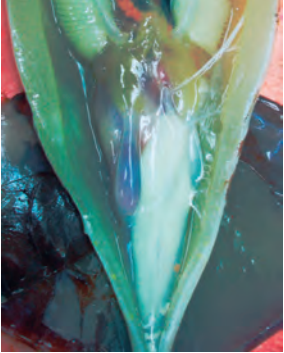
Calamar gigante o pota (*Dosidicus gigas*)
 Observación macroscópica de hembras (SÁNCHEZ 2011)

Estadios	Descripción	Fotos
I Inmaduro	El ovario tiene forma de saco piriforme, alargado, no granuloso, de aspecto claro, siendo translúcido en la etapa inicial de este estadio. La pared del ovario es muy delgada.	
II En Maduración	Ovario de aspecto granuloso, opaco, de color crema o ligeramente amarillento.	
III Maduro	De mayor tamaño y turgente, de aspecto más piriforme, de color crema amarillento a ámbar, por la presencia de gran cantidad de ovocitos maduros. La pared del ovario delgada. Oviducto de gran tamaño por estar lleno de ovocitos maduros avanzados. Glándula nidamental desarrollada y turgente. Presenta ovocitos inmaduros, en maduración y maduros.	
IV En Desove	Menos turgente, granuloso, con gran cantidad de ovocitos color crema y ámbar, con predominancia de estos últimos, dándole una tonalidad naranja al ovario. Pared del ovario muy delgada. Glándula nidamental flácida. Los oviductos pueden estar compactos y de gran tamaño por estar llenos de ovocitos maduros avanzados o algo flácidos debido a la evacuación de estos. Además, en la parte externa de la glándula oviductal se observan algunos ovocitos maduros avanzados, señal de desove en el calamar. Se observan ovocitos inmaduros, en maduración y maduros. En los oviductos, estos se encuentran llenos de ovocitos en máxima madurez y ovulados. Microscópicamente en el ovario, se observa la presencia de folículos post-ovulatorios.	

ESCALA DE MADUREZ GONADAL

Calamar gigante o pota (*Dosidicus gigas*)

Observación macroscópica de machos (SÁNCHEZ 2011)

Estadios	Descripción	Fotos
<p>I Inmaduro</p>	<p>Testículo de tamaño pequeño, flácido, alargado, de color blanco y translúcido.</p>	
<p>II En Maduración</p>	<p>Testículo de mayor tamaño, con cierta consistencia, de color blanquecino a crema, pero no translúcido. Saco espermatofórico blanquecino.</p>	
<p>III Maduro</p>	<p>Testículo de tamaño más desarrollado con respecto a los estadios anteriores, turgente, de color blanco y de aspecto lechoso. Saco espermatofórico lleno de espermatozoides, observándose espermatozoides libres en la cavidad abdominal.</p>	