



Settimana seminariale sulla biologia e
conservazione degli elasmobranchi
18-22 maggio 2015

**Diagnosi morfologica delle capsule
ovigere dei condroitti mediterranei.
Metodiche di studio, biologia e chiavi
di determinazione specifica**

cecilia mancusi & fabrizio serena

Mazara del Vallo

ISTITUTO PER L'AMBIENTE MARINO COSTIERO
MAZARA DEL VALLO

SEMINARIO

DIAGNOSI MORFOLOGICA DELLE CAPSULE
OVIGERE DEI CONDROITTI MEDITERRANEI.
METODICHE DI STUDIO, BIOLOGIA E
CHIAVI DI DETERMINAZIONE SPECIFICA



Mazzara Del Vallo 2015

PREPARAZIONE DI QUESTO DOCUMENTO

Questo documento è stato preparato nell'ambito del coordinamento internazionale che da molti anni consente l'acquisizione delle informazioni relative al programma comunitario *Data Collection Framework* per la valutazione delle risorse ittiche dei mari europei. La raccolta di numerose capsule ovigere durante le normali operazioni di pesca scientifica, ma anche quella relativa alle capsule ritrovate sulle spiagge, ha suggerito e stimolato la produzione di questo documento al fine di realizzare uno strumento per il riconoscimento della specie corrispondente. Lo studio delle capsule ovigere è utile non solo per la determinazione di appartenenza specifica, ma anche per la valutazione di aspetti ecologici come l'identificazione di habitat sensibili quali ad esempio le aree di riproduzione e soprattutto quelle di reclutamento. Inoltre le capsule ovigere, una volta deposte nell'ambiente esterno, sono soggette a predazione da parte di altri organismi marini quali, molluschi gasteropodi, echinodermi, altri pesci cartilaginei, ecc. La predazione è un fattore importante che può influenzare e condizionare la struttura delle popolazioni residenti di pesci ossei e cartilaginei. La variabilità spaziale e temporale di tale predazione potrebbe causare variazioni nel reclutamento e generare fluttuazioni nell'abbondanza delle popolazioni di elasmobranchi ovipari (Cox et al., 1999).

A cura di: Cecilia Mancusi e Fabrizio Serena

Assistenza editoriale e revisione scientifica: Fabio Fiorentino

Hanno collaborato: Daniela Massi e Antonino Titone

Mancusi C., Serena F., 2017. Diagnosi morfologica delle capsule ovigere dei condroitti mediterranei. Metodiche di studio e chiavi di determinazione specifica. Seminario IAMC-CNR, Mazara del Vallo (TP). CNRSOLAR, cod. 8512BC2017. 75 pp.

Abstract

Le capsule ovigere possono assumere importanza fondamentale nella determinazione indiretta della specie di appartenenza. A tal fine è stata impostata una chiave dicotomica per il loro riconoscimento specifico. Viene descritto inoltre il ciclo biologico dei condroitti, in particolare il processo che porta alla formazione della capsula da parte della ghiandola nidamentale. Delle capsule sono forniti i particolari morfologici e le varie misure da acquisire allo scopo di procedere a un'analisi in grado di separarle automaticamente tramite l'impiego di un semplice programma in excel. Per ogni specie è stata redatta una scheda che riporta le principali caratteristiche, la descrizione della capsula e la distribuzione nel bacino mediterraneo. Infine, poiché i gusci rilasciati nell'ambiente possono essere predati tramite un foro realizzato sulla loro superficie da parte di vari predatori, quali echinodermi, molluschi gasteropodi, ecc., è stato fatto un tentativo di mettere in relazione la forma dei buchi con l'organismo che li ha prodotti.

RINGRAZIAMENTI

Si ringrazia la FAO per aver concesso l'uso di alcune immagini originali così come i vari autori che gentilmente hanno accordato la riproduzione delle loro fotografie tra i quali Maria Cristina Follesa (Università di Cagliari), Samuel P. Iglesias (MNHN Concarneau), Gabriel Morey (CSIC/UIB, Mallorca), J. Rey (IEO, Malaga), Peter H.F. Bor (Leiden, Olanda), Elena Luchetti (MNHN, Concarneau), Shark Trust (UK), Jim R. Ellis (CEFAS Lowestoft, UK), Hajime Ishihara (W&I Associates co. Ltd. Giappone), Francesca Gravino (Malta), Laura Castellani (Acquario Genova).

Un particolare ringraziamento va a Monica Barone per aver letto criticamente il capitolo del ciclo riproduttivo, a Eleonora De Sabata (MedShark) per averci suggerito l'idea di sviluppare il capitolo sulla predazione delle capsule ovigere e infine a Gerald R. Hoff (Alaska Fisheries Science Center NMFS-NOAA, USA) per i preziosi suggerimenti sulla struttura delle capsule ovigere.

INTRODUZIONE

RINGRAZIAMENTI

CONSIDERAZIONI GENERALI
Strategia riproduttiva

CONSIDERAZIONI SPECIFICHE
Ciclo riproduttivo
Ovario
Ostium
Ovidotto anteriore
Ghiandola nidamentale
Istmo
Ovidotto posteriore o utero
Cervice:
Seno urogenitale
Fasi ormonali del Ciclo
Formazione delle capsule
Squali
Batoidei
Olocefali

CHIAVI DICOTOMICHE DI IDENTIFICAZIONE DELLE CAPSULE
Schede specifiche

PROTOCOLLO DI LAVORO
Modalità operative
Acquisizione dati in laboratorio
Analisi dei dati

PREDAZIONE DELLE CAPSULE

BIBLIOGRAFIA CITATA

ALLEGATO 1

INTRODUZIONE

Circa 84 specie di pesci cartilaginei vivono in Mediterraneo, di questi solo tre batoidi sono endemici e altri due potrebbero essere considerati tali. La seguente tabella sinottica riassume la struttura della composizione specifica per ordini e famiglie in relazione anche a quella che è la situazione della fauna mondiale secondo Compagno 1999. Recentemente Ebert et al., (2014) hanno rivisto la composizione degli squaliformi aggiornando la lista faunistica che oggi considera oltre 500 specie valide.

Mediterranean fauna <i>Sensu Serena, 2005</i>							World fauna <i>Sensu Compagno, 1999</i>
Taxa	Orders	SubOrders	Families	Genera	Species	Med/World	Species
Sharks	5		17	26	47	10%	~ 470
Batoids	1	4+1	8+1	15+1	33+2	5%	~ 650
Chimaeras	1		1	1	1		~ 50
Total	7		27	42	83+2	7%	~1170

I pesci cartilaginei che vivono in Mediterraneo costituiscono il 7% della fauna mondiale. Circa il 40% di questa fauna è ovigera, adottando una strategia riproduttiva nell'ambito della quale le femmine, soprattutto di razze, producono capsule per proteggere l'uovo fecondato una volta che questo è rilasciato nell'ambiente esterno.

Gli squali e le razze sono due raggruppamenti caratterizzati da una spiccata diversità biologica. In particolare le razze costituiscono più del 20% delle specie valide di elasmobranchi (Compagno, 2005). Risolvendo i problemi tassonomici, anche con l'impiego di nuove tecniche di analisi come quella genetica, il numero di specie è destinato a salire nel tempo; sicuramente sarà fatta molta chiarezza sulla validità di certe specie, soprattutto di razze.

Uno dei metodi per mezzo dei quali è possibile distinguere una specie da un'altra è il riconoscimento delle capsule ovigere che questi pesci riescono a produrre. La forma delle capsule, così come gli pterigopodi per i maschi, sono strutture uniche di una determinata specie, per tale motivo possono essere utilizzati per identificare la specie di appartenenza (Ishiyama, 1958).

Quindi l'uso delle capsule come strumento tassonomico per la determinazione specifica e lo studio filogenetico è un aspetto interessante e utile da sviluppare. Tuttavia, l'identificazione esatta della specie di appartenenza della capsula può essere viziata da interpretazioni erranee da parte di chi fa la lettura. Occorre evitare di basarsi su presupposti che possono risultare fuorvianti, come ad esempio ritenere che una capsula ritrovata in una determinata area appartenga ad una specie che frequenta la stessa area. In questo caso non ci può essere la certezza assoluta, questa è fornita solamente quando è possibile estrarre la capsula direttamente dall'utero di un esemplare in procinto di espellerla nell'ambiente esterno.

CONSIDERAZIONI GENERALI

Strategia riproduttiva

I pesci cartilaginei sono caratterizzati da una strategia riproduttiva di tipo k. Questo comporta un accrescimento lento, il raggiungimento della maturità sessuale a un'età relativamente tarda, la produzione di pochi neonati con basso tasso di mortalità naturale, ecc.; in definitiva tutta la popolazione si accresce in maniera molto lenta (Hoenig & Gruber, 1990). In base alla teoria di selezione r/K, gli elasmobranchi, infatti, non rispondono velocemente ai cambiamenti di riduzione della popolazione dovuti a motivi naturali o al prelievo di pesca e difficilmente recuperano la perdita di biomassa; di fatto, sono poco resilienti (Ricklefs, 1979).

Le modalità riproduttive, molto complesse e articolate in diverse fasi biologiche, prevedono due principali raggruppamenti:

Ovipari sviluppo dell'embrione esterno al corpo della madre
Vivipari sviluppo dell'embrione interno al corpo della madre

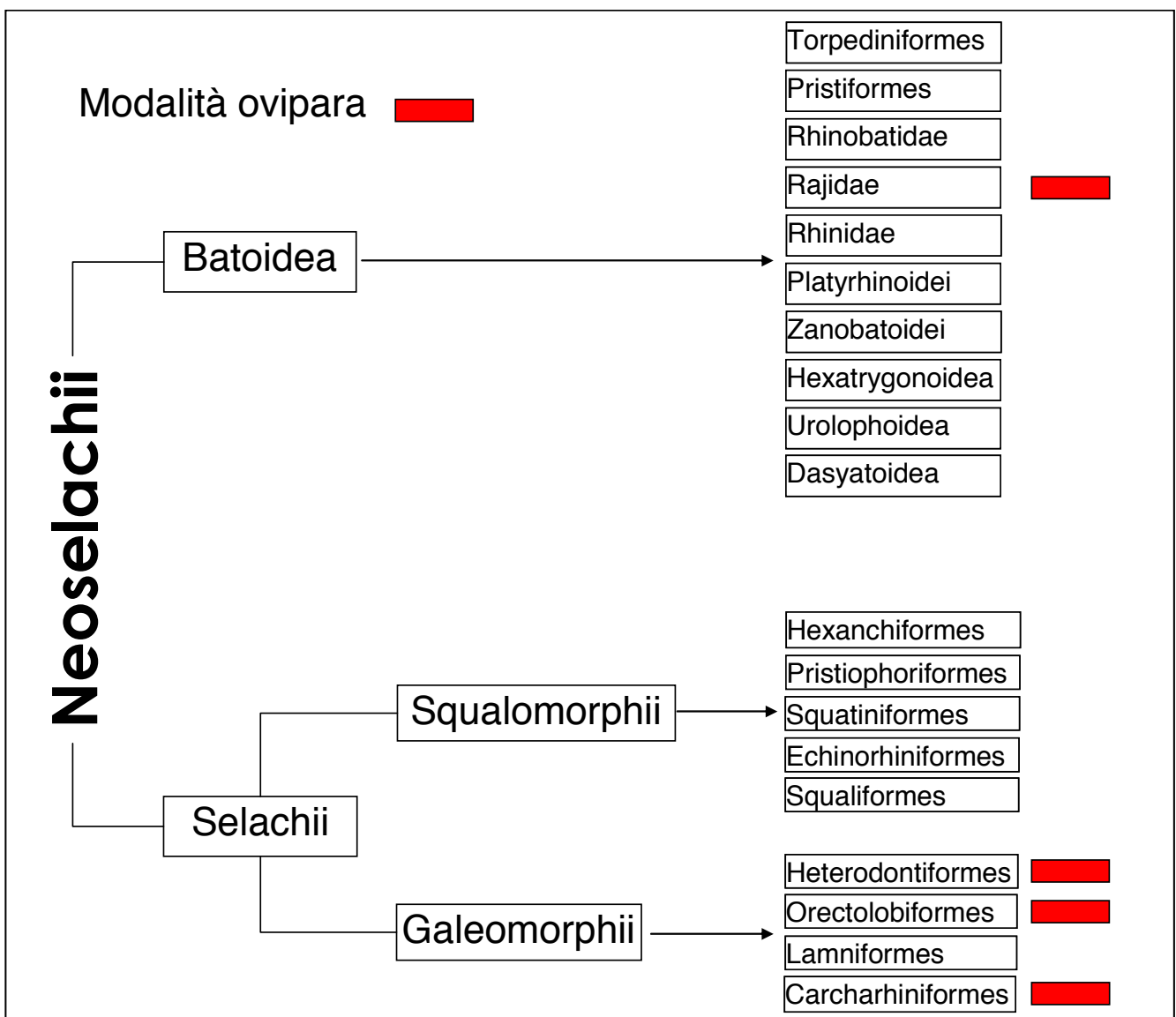
L'oviparità presuppone la produzione di giovani organismi lecitotrofici che sfruttano un sacco vitellino per alimentarsi nei primi stadi di vita. L'oviparità può essere singola, (con deposizione della capsula all'esterno e conseguente sviluppo dell'embrione), in questo caso la femmina depone una sola capsula per ovidutto (*Scilyorhinus canicula*) o multipla (con conservazione all'interno delle capsule e conseguente sviluppo dell'embrione prevalentemente sempre all'interno) per la quale, negli ovidutti, possono essere trattenute fino a 10 capsule ovigere prima di deporle sul fondo del mare (*Galeus melastomus*). I vivipari possono presentare entrambe le possibilità e gli embrioni essere lecitotrofici o matrotrofici (vedi tabella successiva).

In questa nota viene presa in considerazione l'oviparità e di questa saranno sviluppate solamente le due modalità che producono capsule ovigere.

MODALITÀ RIPRODUTTIVE DEI CONDROITTI				
Oviparità		Lecitotrofici	Matrotrofici	esempi
	Singola	*		<i>S. canicula</i> , <i>R. clavata</i> , <i>R. brachyura</i>
	Multipla	*		<i>G. melastomus</i>
Viviparità				
	Sacco vitellino	*		<i>E. spinax</i> , <i>S. rostratus</i>
	Lipid Histotrophy		*	
	Carcarinidi Oofagia		*	
	Lamnidi Oofagia		*	
	Placenta		*	

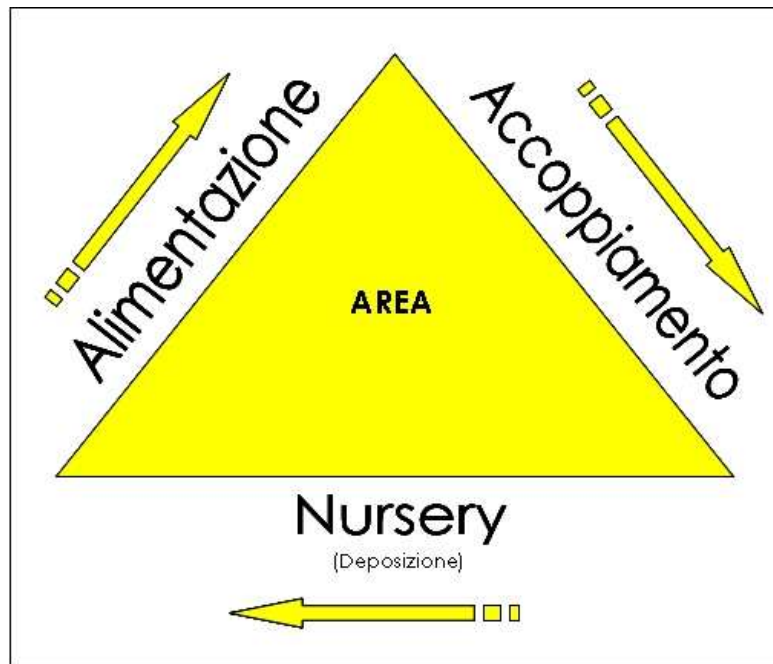
Tutti gli elasmobranchi sono considerati monofiletici (Compagno, 1977; Maisey et al., 2004) e raggruppati nella sottoclasse dei Neoselachii che si dividono in due coorti: batoidi (Batoidea) e squali (Selachii). Gli squali sono ulteriormente suddivisi in due superordini: Squalomorphii e Galeomorphii (Bigelow and Schroeder, 1953; Maisey et al., 2004).

Senza rispettare la classificazione tassonomica, viene di seguito rappresentato uno schema che riassume tutti i gruppi di elasmobranchi, mettendo in evidenza quelli che hanno modalità riproduttiva ovipara.



In ogni caso si assisterà sempre all'accoppiamento tra i due sessi. La copula prevede l'introduzione di uno dei due pterigopodi del maschio nella cloaca della femmina, ciò consente allo sperma maschile di defluire seguendo le pareti convolute simili a una colea che facilitano il movimento del liquido spermatico.

Una volta riprodottisi gli elasmobranchi seguono una logica che li porta a spostarsi dalle aree di accoppiamento (*Mating areas*) verso le zone dove faranno nascere i piccoli o deporranno le capsule ovigere (*Nursery areas*), dove le femmine di solito tendono a concentrarsi in gruppi numerosi. I giovani, accrescendosi, cercheranno le aree di alimentazione (*Feeding areas*) (Serena, 2011).



CONSIDERAZIONI SPECIFICHE

Ciclo riproduttivo

I pesci cartilaginei, unici vertebrati insieme agli anfibi, sono organismi anamniotici privi di sacco amniotico, corion e allantoide fondamentali nello sviluppo embrionale. La fertilizzazione interna è comune a tutti i condroitti ciò richiede specifiche attività biologiche compreso quelle comportamentali, nonché alcuni meccanismi morfologici e fisiologici che assicurano la buona riuscita dell'accoppiamento tra i due sessi il che comporta, appunto, l'atto della copula.

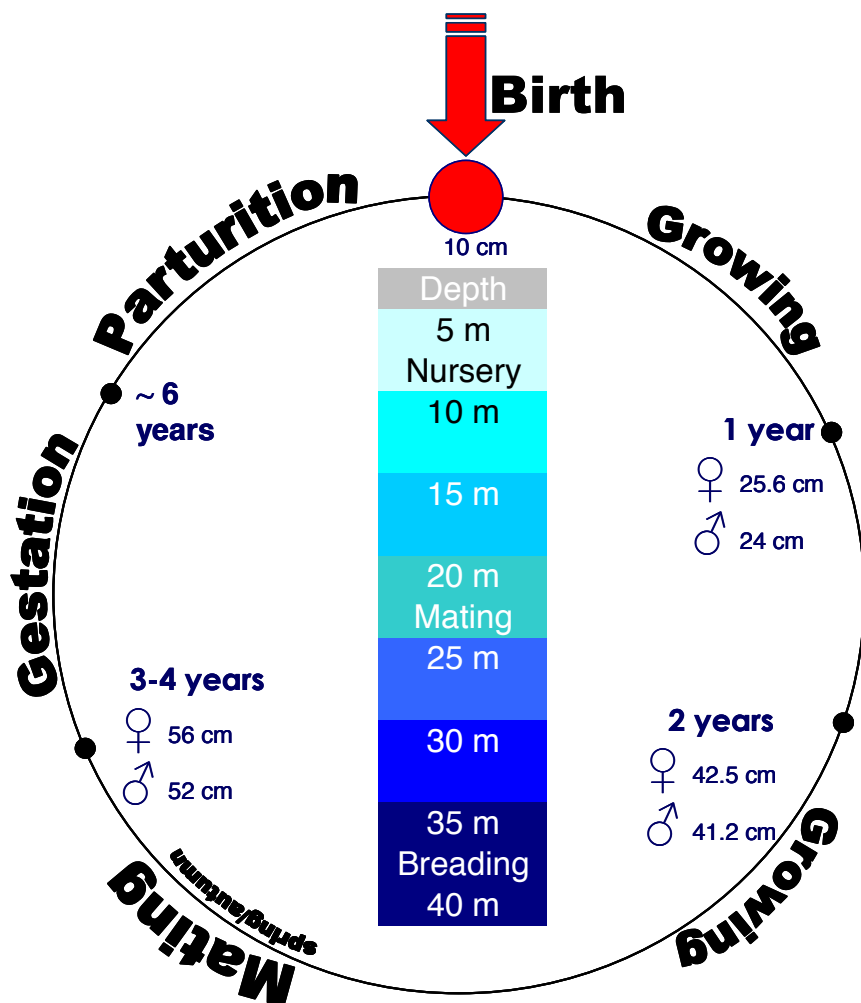
Le femmine sono soggette a un complesso controllo endocrino che induce, a sua volta, comportamenti e stimoli chimici nei maschi. Una volta avvenuta la copula e l'inseminazione, nell'ambito della quale le femmine hanno un comportamento passivo, il liquido seminale è conservato presumibilmente all'interno dell'ovidutto (Pratt, 1993) in alcuni casi per alcuni mesi e anche più, per poi utilizzarlo per fecondare le uova prodotte (ovulate).

In genere il ciclo riproduttivo dei condroitti, e degli elasmobranchi in particolare, non è ben conosciuto, solo in pochi casi si è riusciti a documentare le varie fasi che lo determinano.

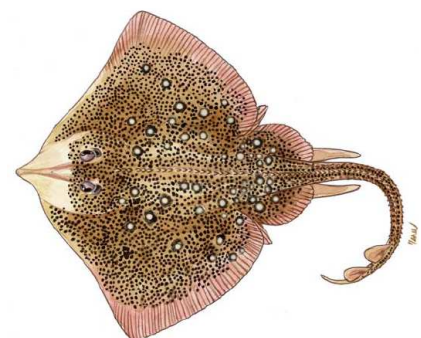
Per gli ovipari la tendenza generale è la produzione di uova per tutto l'anno con eventuali situazioni più significative in certe stagioni come quella primaverile-estiva. I vivipari presentano invece un ciclo annuale ben circoscritto e l'intera popolazione mostra uno specifico sincronismo riguardante l'accoppiamento, gestazione e parto. Per molte specie il periodo di gestazione è assai lungo anche un anno, più raramente oltre 20 mesi.

Il momento del parto è strettamente legato alle condizioni ambientali ed ecologiche quali la temperatura, la relativa abbondanza di alimento per i neonati, ecc. Per tale motivo le femmine sono solite tornare negli stessi luoghi ogni anno (Castro 1993). Dopo questi momenti importanti per il rinnovo della popolazione, possono passare anche due anni di seguito prima che le femmine si rendano nuovamente disponibili per un altro accoppiamento (Mellinger, 1974).

Di seguito è mostrato il ciclo riproduttivo di *Raja asterias* ricostruito grazie alle informazioni raccolte nell'ambito dei vari programmi di ricerca condotti nel tempo e supportati da osservazioni personali. Queste ultime, infatti, hanno consentito di chiudere le fasi che caratterizzano il ciclo, compreso il momento dell'accoppiamento tra i due sessi che avviene in circa 20 metri d'acqua.



Ciclo riproduttivo di *Raja asterias*



Il sistema riproduttivo della femmina consiste di due, oppure un singolo ovario, e di due ovidotti. Questi ultimi sono differenziati in un ostium, l'ovidotto anteriore, comprendente la ghiandola nidamentale, l'istmo, una regione terminale dilatata che può modificarsi in utero, la cervice e il seno urogenitale comune.

- **Ovario:** questa struttura è deputata a tre principali funzioni: a) generazione di cellule germinali; b) acquisizione e accumulo del grasso; c) biosintesi e secrezione degli ormoni, soprattutto steroidi. Come detto sopra, le femmine possono avere due ovari appaiati in grado di produrre uova oppure un solo ovario funzionante. Nei batoidei i due ovari sono simili, certe volte quello di sinistra si sviluppa maggiormente, mentre negli squaliformi gli ovari possono essere asimmetrici anche in maniera evidente.

Nelle femmine adulte l'ovario contiene ovociti. Questi ultimi derivano da cellule germinali differenziate in un sito extraovarico che all'inizio dell'ontogenesi migrano verso l'ovario, dove vanno incontro alla differenziazione in follicoli. I follicoli sono, di fatto, oociti circondati da una lamina basale e da uno strato di cellule epiteliali dette cellule della granulosa. Nell'ovario si possono osservare follicoli di varie dimensioni corrispondenti a diverse fasi di differenziazione; sono contemporaneamente presenti anche follicoli preovulatori in fase di atresia e corpi lutei, tutti incorporati in un tessuto connettivo stromatico. Numero e dimensioni dei follicoli dipendono dalle modalità riproduttive e dal momento del ciclo riproduttivo. Gli ovari degli individui subadulti di squali e razze hanno soprattutto follicoli di piccole dimensioni. Negli stadi di maturità più avanzati, i follicoli si sviluppano seguendo un gradiente dimensionale dorso-ventrale e negli individui maturi diventano ben visibili anche ad occhio nudo, soprattutto nella zona apicale dell'ovario, dove si concentrano.

- **Ostium:** è un'apertura a forma di imbuto popolata da semplici cellule colonnari dotate di ciglia. In alcune specie gli ovidotti possono aprirsi anche in un singolo ostium.

- **Ovidotto anteriore:** in tutti gli elasmobranchi, le uova rilasciate nella cavità peritoneale sono raccolte dall'ostium al quale arrivano mosse dalle ciglia presenti sulle pareti della cavità peritoneale, quindi sono trasportate, attraverso l'ovidotto anteriore, alla ghiandola nidamentale (oviducal gland detta anche shell).

- **Ghiandola nidamentale:** la dimensione della ghiandola cresce in relazione alla condizione dell'ovario che si predispone a rinnovate ovulazioni, inoltre lo sviluppo e la complessità strutturale sono strettamente correlata alla modalità riproduttiva. La sua struttura prevede quattro specifiche zone: una prossimale, una papillare, una zona di setto, che produce vari tipi di capsule e una zona terminale (Hamlett, 1999). La ghiandola nidamentale è anche il luogo principale dove sono conservati gli spermatozoi dopo l'avvenuta inseminazione (Pratt, 1993), ciò consente di estendere nel tempo la fecondazione.

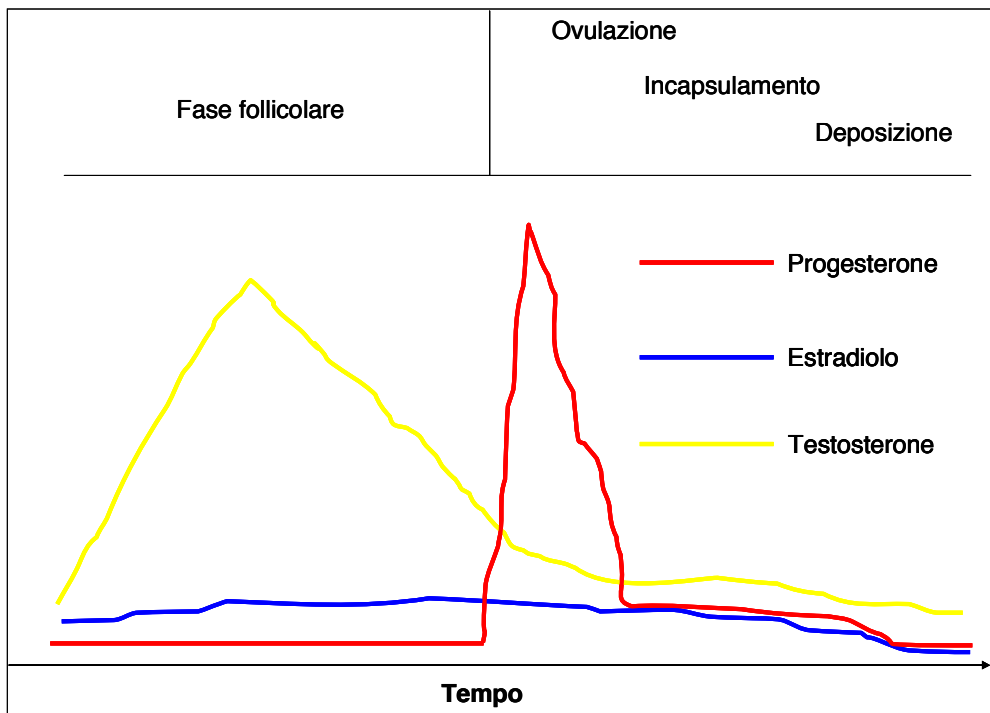
- **Istmo:** l'istmo collega la ghiandola nidamentale con l'utero e previene eventuali reflussi del contenuto dall'utero verso la cavità addominale.

- **Ovidotto posteriore o utero:** l'utero ospita le uova durante la sclerotizzazione delle capsule che le racchiudono, fino alla loro deposizione.

- **Cervice:** il collegamento tra l'utero e il seno urogenitale è delimitato da una costrizione le cui pareti sono composte di un denso tessuto connettivale inestensibile. Durante la "gravidanza" questa struttura rimane chiusa, ma nel "parto" permette il passaggio della capsula contenente l'embrione a termine.

- **Seno urogenitale:** questa struttura si allarga, ingrandendosi, in concomitanza con la maturità sessuale, costituendo una caratteristica sessuale secondaria. Le capsule ovariche possono essere ospitate all'interno del seno urogenitale anche per diverse ore prima di essere espulse.

- **Fasi ormonali del Ciclo:** nel plasma i cambiamenti dei livelli di estradiolo, testosterone e progesterone sono strettamente correlati all'ovulazione, all'incapsulamento delle uova, alla loro conservazione e quindi alla deposizione. Nella fase preovulatoria, estradiolo e testosterone predominano. Il primo si mantiene pressoché costante durante tutto il ciclo ovulatorio, manifestando una lieve diminuzione prima dell'ovulazione. Viceversa, il testosterone mostra un evidente picco massimo, che si può verificare 5-6 giorni prima dell'ovulazione a seconda della specie. Il progesterone è pressoché assente fino a 1-2 giorni prima dell'ovulazione, dopodiché raggiunge velocemente un picco, superiore anche al massimo raggiunto dal testosterone. Il valore di progesterone rimane elevato solo per un tempo molto limitato per poi crollare altrettanto velocemente a un valore di base, corrispondente alla fase della deposizione esterna delle capsule (vedi figura successiva).



Da Hamlett 1999, modificato

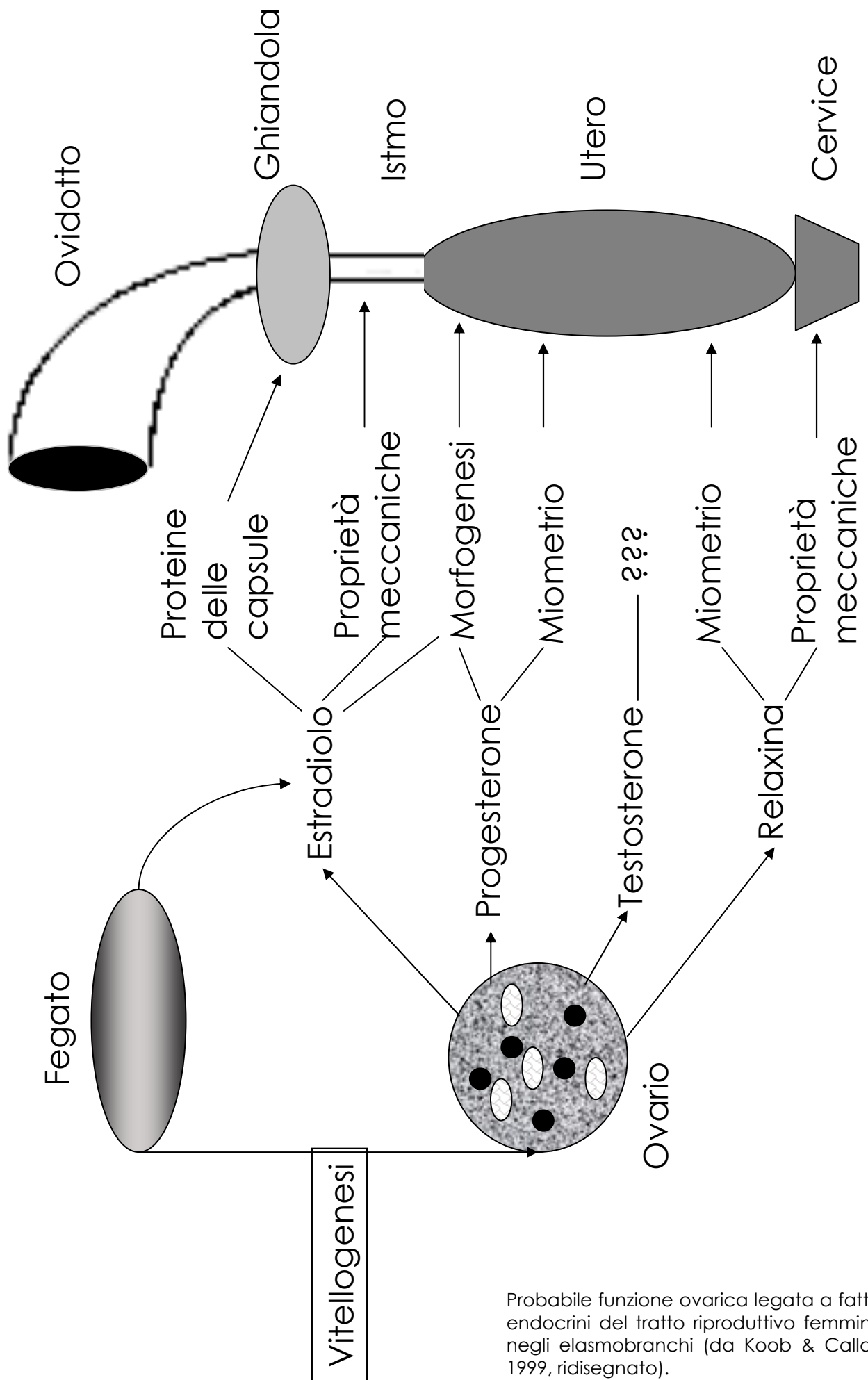
Non si sa molto sui processi che regolano l'azione degli ormoni implicati nel ciclo riproduttivo, comunque sulla base delle correlazioni trovate è stato possibile schematizzare la funzione degli ormoni steroidei coinvolti.

In sintesi, la modalità riproduttiva degli elasmobranchi ovipari è caratterizzata dalla produzione di uova fertilizzate e incapsulate in una struttura complessa e dura. Le capsule ovigere sono rilasciate giornalmente o settimanalmente per un periodo lungo che può protrarsi diversi mesi. L'incubazione può durare alcuni mesi o anche più di un anno. Le femmine scelgono substrati adatti al rilascio delle capsule e tornano nello stesso luogo anno dopo anno.

- **Formazione delle capsule:** l'incapsulamento delle uova è un processo fondamentale che gli tutti i condroitti non hanno mai abbandonato durante la loro evoluzione. Evidentemente tale strategia riproduttiva da sempre garantisce una buona riuscita del rinnovo della popolazione. Tutti gli ovipari producono una complessa capsula con specifiche morfologiche e biochimiche tipiche della specie. La formazione della capsula è un processo molto rapido che si compie nell'arco di 12-24 ore (Prasad, 1948). Per tale motivo la ghiandola nidamentale, sulla base di precisi stimoli, sintetizza le capsule precursore che per un certo periodo, precedente all'ovulazione, sono mantenute in un compartimento citoplasmatico specializzato.

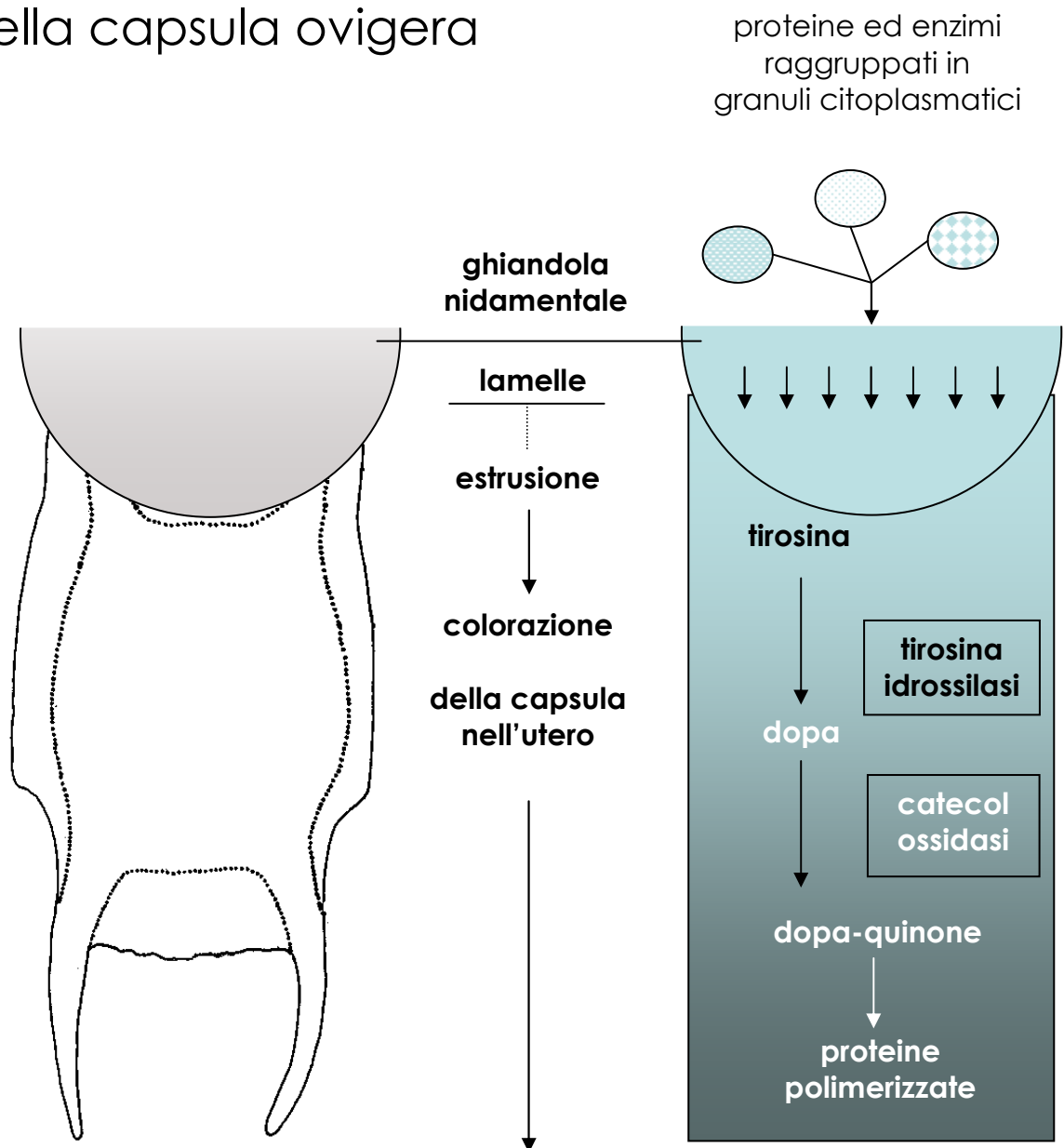
La funzionalità della ghiandola nidamentale è quasi certamente sotto il controllo endocrino, primo per indurre e mantenere la sintesi di proteine ed enzimi, secondo per causare la secrezione e l'assemblaggio della capsula precursore intorno all'uovo che sta arrivando. Quale fatto induca l'inizio di questo processo è ancora sconosciuto, ma sicuramente coinvolge segnali endocrini provenienti dall'ovario.

Varie forme di tirosina e due particolari enzimi sono contenuti nei granuli citoplasmatici delle cellule epiteliali presenti ai bordi dei tubuli della ghiandola. In seguito all'induzione endocrina, avviene la secrezione della capsula precorritrice da parte delle cellule nei tubuli, dove si mescolano per formare un'amalgama. Quest'ultima è spinta verso le lamelle nelle quali le capsule potranno assemblarsi durante l'uscita verso il lume della ghiandola (Hamlett, 1999). Dopo che la capsula precorritrice è uscita dal lume della ghiandola, metà delle tirosine residue sono convertite dalla decarbossilasi (DOPA - Didrossifenilalanina - Dihydroxyphenylalanine) in peptidi. Circa metà dei peptidi residui sono ossidati dal catechol oxidase a DOPA quinone il quale polimerizza le proteine delle capsule. Quindi l'assemblaggio della capsula avviene dentro la ghiandola, mentre l'ispessimento delle sue pareti, nonché l'acquisizione del tipico colore, si verifica quando questa è all'interno dell'utero. La formazione sincrona di una coppia di capsule inizia prima dell'ovulazione e quando l'uovo entra nella capsula questa è formata a metà (Hobson, 1930). In ogni caso possono essere deposte anche capsule prive di uovo.



Probabile funzione ovarica legata a fattori endocrini del tratto riproduttivo femminile negli elasmobranchi (da Koob & Callard 1999, ridisegnato).

Processo di sviluppo della capsula ovigera



- **La capsula ovigera:** le capsule ovigere sono prodotte dagli squali, dai batoidi ovipari e dalle chimere; in tutti i casi, la struttura corrisponde a una conformazione tipicamente oblunga con un lato dorsale e uno ventrale, il primo solitamente convesso correlato alla superficie interna dell'ovidutto dove permane per un certo periodo.

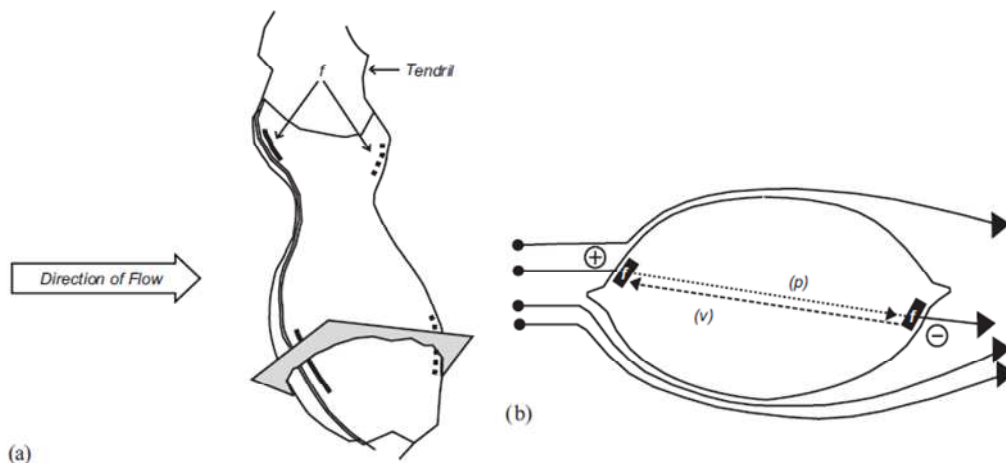
Le capsule ovigere sono deposte all'esterno sul fondo del mare al quale si ancorano grazie a speciali fibre adesive che avvolgono il guscio oppure si legano ai vari substrati disponibili grazie agli arricciamenti (viticci) delle corna. In questo caso la femmina, al momento della deposizione, cerca ad esempio un ramo di gorgonia e inizia a girarci intorno permettendo alla capsula di rimanere impigliata con i cirri. Le chimere infine, producono una capsula con un peduncolo il cui filamento terminale spesso si inserisce nel substrato.

Squali

Le capsule ovigere, a forma di vaso, sono di colore giallo chiaro o bruno scuro quando sono fresche e possono essere ricoperte da 12-15 creste longitudinali in parte evidenti che rinforzano la struttura. L'involucro può essere diversamente ispessito e risultare più o meno trasparente tanto da far intravedere l'embrione con il suo sacco vitellino.

Il bordo anteriore della capsula è diritto, mentre quello posteriore è semicircolare con le corna che tendono a riunirsi. Le due estremità anteriori e posteriori della capsula continuano, infatti, con piccoli prolungamenti detti corna che in alcune specie si prolungano ancora di più riducendosi notevolmente, diventando filamenti e arricciandosi come viticci, utili per ancorare la capsula a un substrato idoneo (gorgonie, ecc.) e quindi consentire la dovuta ossigenazione.

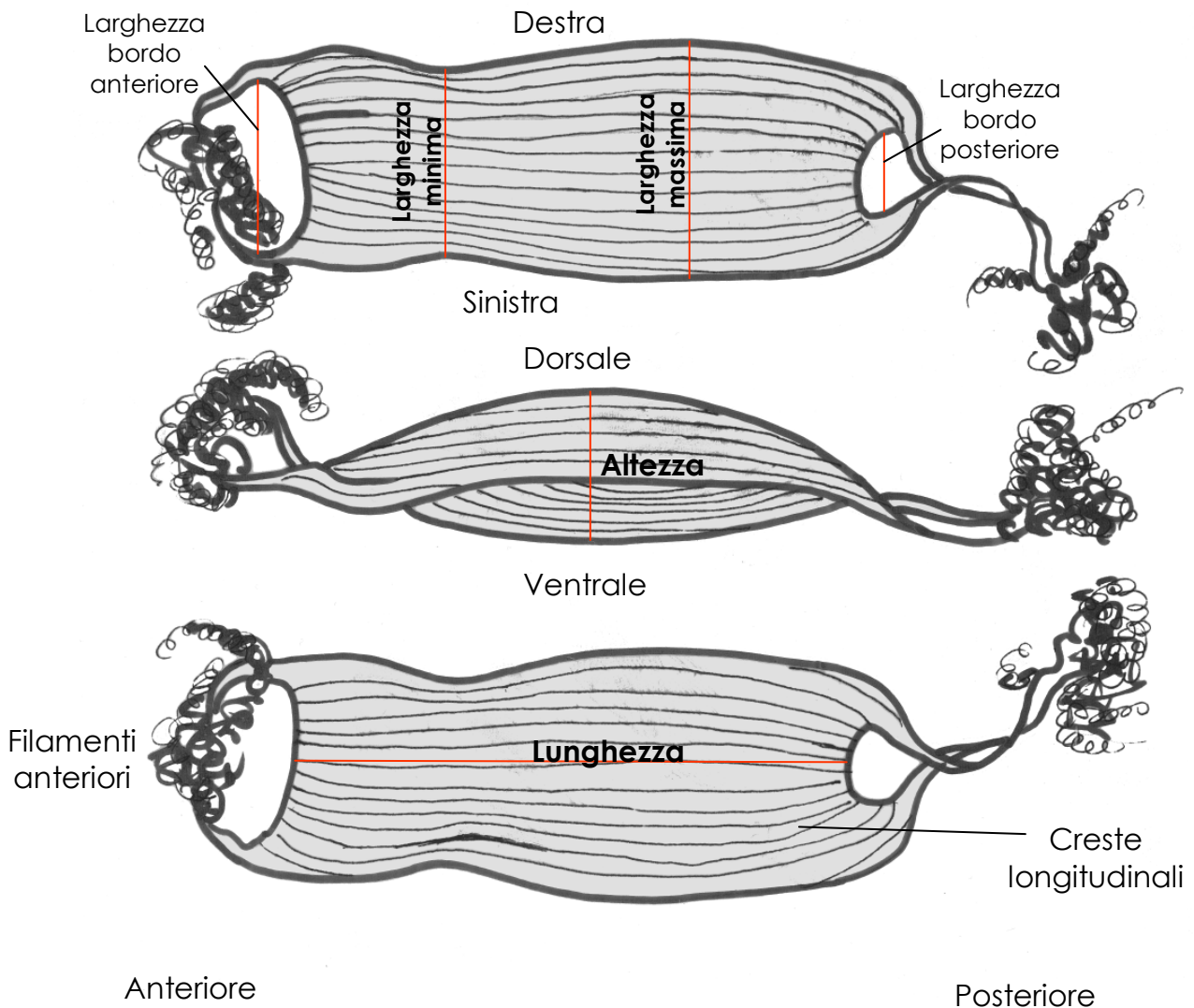
Alle estremità della capsula, prima dell'inizio delle corna, ci sono piccole aperture e fessure rispettivamente sul lato dorsale e ventrale. Tenendo presente queste strutture si può ipotizzare allora uno schema teorico di ventilazione passiva di una capsula ovigera. La direzione del flusso, da destra verso sinistra, esercita una maggiore pressione (+) sulla superficie di impatto, mentre dalla parte opposta, dove gli strati dell'acqua defluiscono, la pressione è minore (-).



Da Brooke et al 2007

È possibile descrivere dettagliatamente le varie parti che compongono la capsula ovigera seguendo le indicazioni di Ebert et al. (2006). Tali indicazioni sono utili per eventuali misurazioni ai fini di una determinazione tassonomica. Pertanto si riconoscono le seguenti parti della capsula: larghezza del bordo anteriore (anterior border width - ABW), larghezza anteriore della capsula (anterior capsule width - ACW), larghezza della cintura (waist width - WCW), larghezza posteriore della capsula (posterior capsule width - PCW), larghezza del bordo posteriore (posterior border width - PBW), lunghezza delle fessure respiratorie anteriori (anterior respiratory fissure length - AFL), altezza della capsula ovigera (egg capsule height - CHI), lunghezza delle fessure respiratorie posteriore (posterior respiratory fissure length - PFL), lunghezza della capsula ovigera (egg capsule length - ECL).

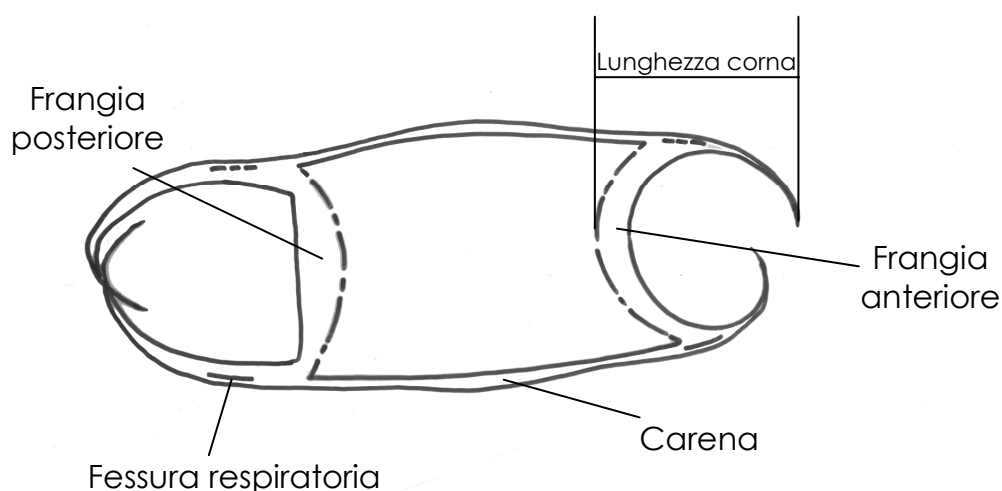
Componenti della capsula



Da Concha et al., 2009. Ridisegnato

Batoidei

La capsula ovigera delle razze è solitamente di forma rettangolare con un processo corneo ad ogni angolo più o meno chiuso, un margine anteriore, attraverso cui l'embrione, nella maggior parte dei casi, fuoriesce e un margine posteriore più o meno appiattito. Le superfici dorsale e ventrale sono più o meno convesse, la dorsale più rialzata rispetto alla ventrale. I lati longitudinali della capsula sono generalmente carenati o frangiati. Le chiglie laterali in alcune specie possono estendersi anteriormente e posteriormente alle corna. Le dimensioni delle corna variano da molto corte, inferiore alla lunghezza della capsula, a molto lunghe, più di due volte la lunghezza della capsula, con le corna affusolate che diventando filamentose, filiformi o si appiattiscono verso le punte. In certe specie le capsule possono avere, sulla loro superficie, lamine fibrose simili al bisso, che permettono di aderire al fondo del mare. Questo rivestimento fibroso può essere sottile o piuttosto spesso. I margini laterali di alcune capsule, secondo la specie, possono avere fibre di fissaggio. La posizione di queste fibre, se presenti, varia da specie a specie e la superficie dorsale e ventrale della capsula può essere liscia e lucida o ricoperta di creste longitudinali o striature, che possono essere diritte o ondulate e papillose, rendendo la superficie ruvida e/o vellutata con aspetto opaco. Anche per le razze, una volta che la capsula è stata deposta all'esterno, si rende necessario una opportuna ossigenazione che è garantita dalle solite fessure presenti alle estremità della capsula, prima dell'inizio delle corna, sia sul lato dorsale, sia ventrale.

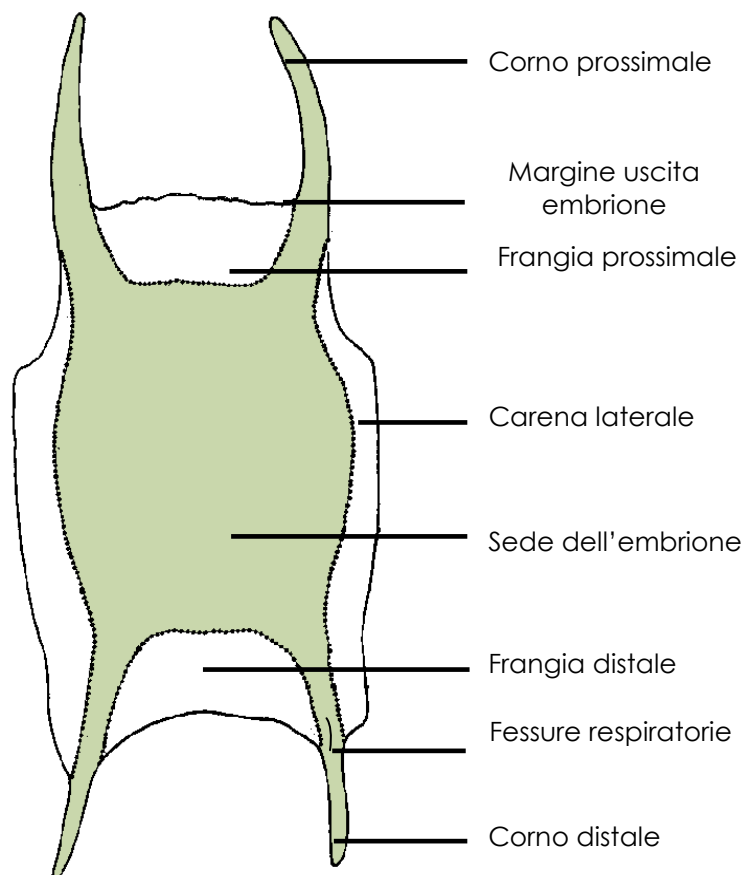


Da Ishiyama & Ishihara, 1977 ridisegnato

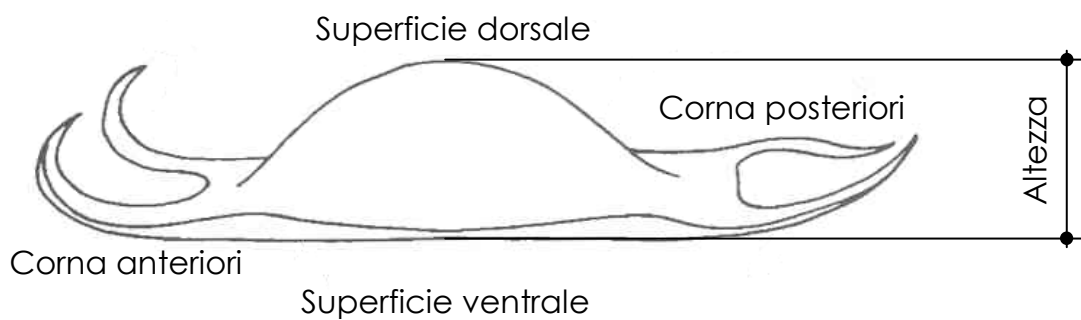
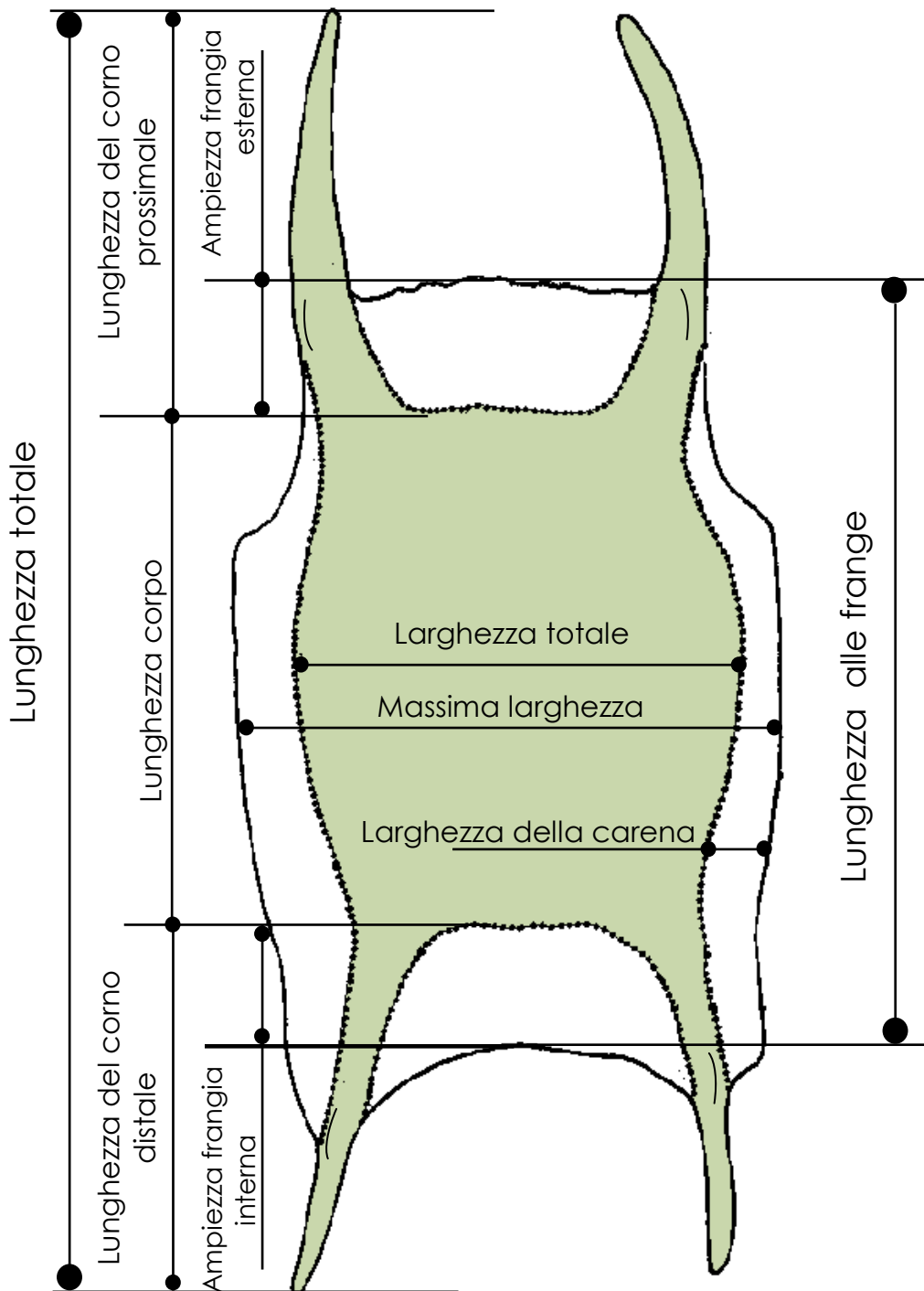
Rocha et al., 2010 studiando *Psammobatis extenta*, una piccola razza costiera, endemica delle coste brasiliane fino alla Patagonia, hanno descritto la presenza di fessure di ventilazione su ogni corno. Le fessure di ventilazione sulle corna anteriori, posizionate a circa metà della loro lunghezza, avevano confini rettilinei, mentre quelle sulle corna posteriori erano ondulate e posizionate circa a un quarto della lunghezza del corno. Probabilmente la presenza delle fessure sulle corna facilita la ventilazione dovendo, la capsula, rimanere a diretto contatto con il fondo marino.

Anche per le capsule ovigere delle razze è possibile dettagliare le varie parti che caratterizzando la loro forma seguendo le indicazioni di Ebert & Davis 2007: lunghezza della capsula (egg case length - ECL), utilizzata come variabile indipendente per le dimensioni proporzionali di altre strutture della capsula, è la misura longitudinale tra i bordi liberi anteriore e posteriore del "grembiule" che unisce le parti iniziali delle corna; larghezza del bordo anteriore (anterior border width - ABW), è la distanza compresa tra la base delle due corna anteriori; lunghezza del corno anteriore (anterior horn length - AHL), è la distanza tra la base e l'estremità del corno; larghezza del bordo posteriore (posterior border width - PBW), è la distanza compresa tra la base delle due corna posteriori; lunghezza del corno posteriore (posterior horn length - PHL), è la distanza tra la base e l'estremità del corno posteriore; larghezza massima della capsula (maximum case width - MAW), la larghezza trasversale della capsula sul piano laterale nella parte più larga; larghezza minima della capsula (minimum case width - MIW), la larghezza trasversale della capsula sul piano laterale nella parte più stretta; larghezza della carena laterale (lateral keel width - LKW), è la distanza dal punto di giunzione della capsula con la carena laterale e il suo bordo più esterno.

Componenti della capsula



Misure della capsula

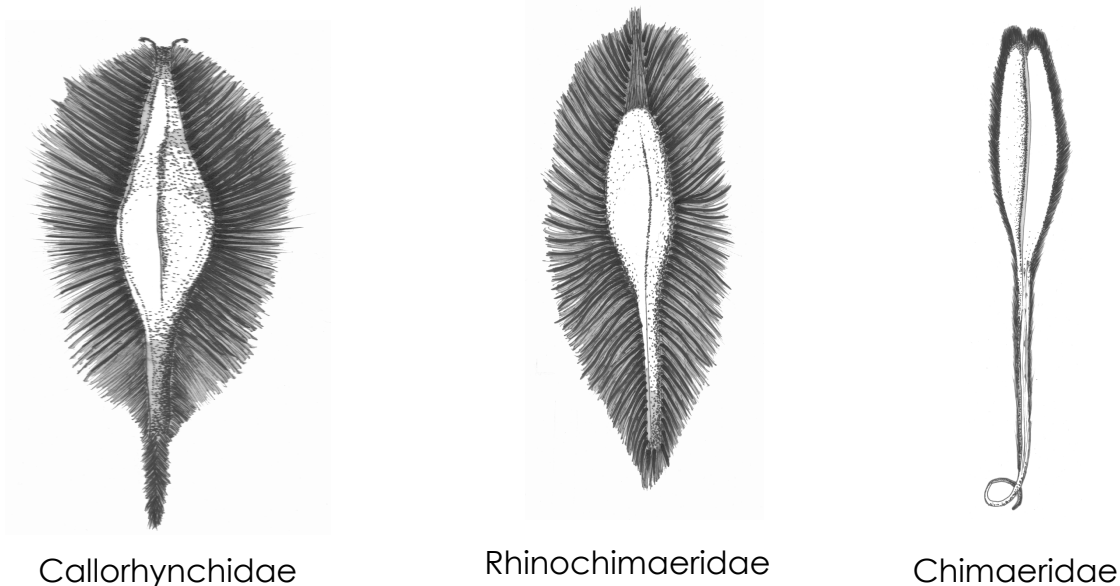


Olocefali

Le capsule degli olocefali sostanzialmente sono prodotte con le stesse modalità degli elasmobranchi. La femmina depone sempre due capsule per volta; queste, passando attraverso l'utero, si portano verso l'apertura esterna che, contrariamente agli elasmobranchi, è duplice, poiché i due canali uterini corrono indipendenti l'uno dall'altro anche nel tratto terminale. Al momento della schiusa la capsula si rompe lungo la cucitura laterale che garantiva la chiusura ermetica.

Le capsule sono composte di materiale cheratinoso flessibile. Si riconoscono tre distinte forme corrispondenti alle tre famiglie riconosciute:

- Callorhynchidae, capsula relativamente larga e ovoidale.
- Rhinochimaeridae, capsule molto simili alle precedenti, ma la porzione centrale del fuso è più ristretta come fosse una pera.
- Chimaeridae, questa famiglia è rappresentata anche nel bacino mediterraneo con l'unica specie *Chimaera monstrosa*. Le capsule sono più piccole, più afusolate e con una frangia molto meno evidente.



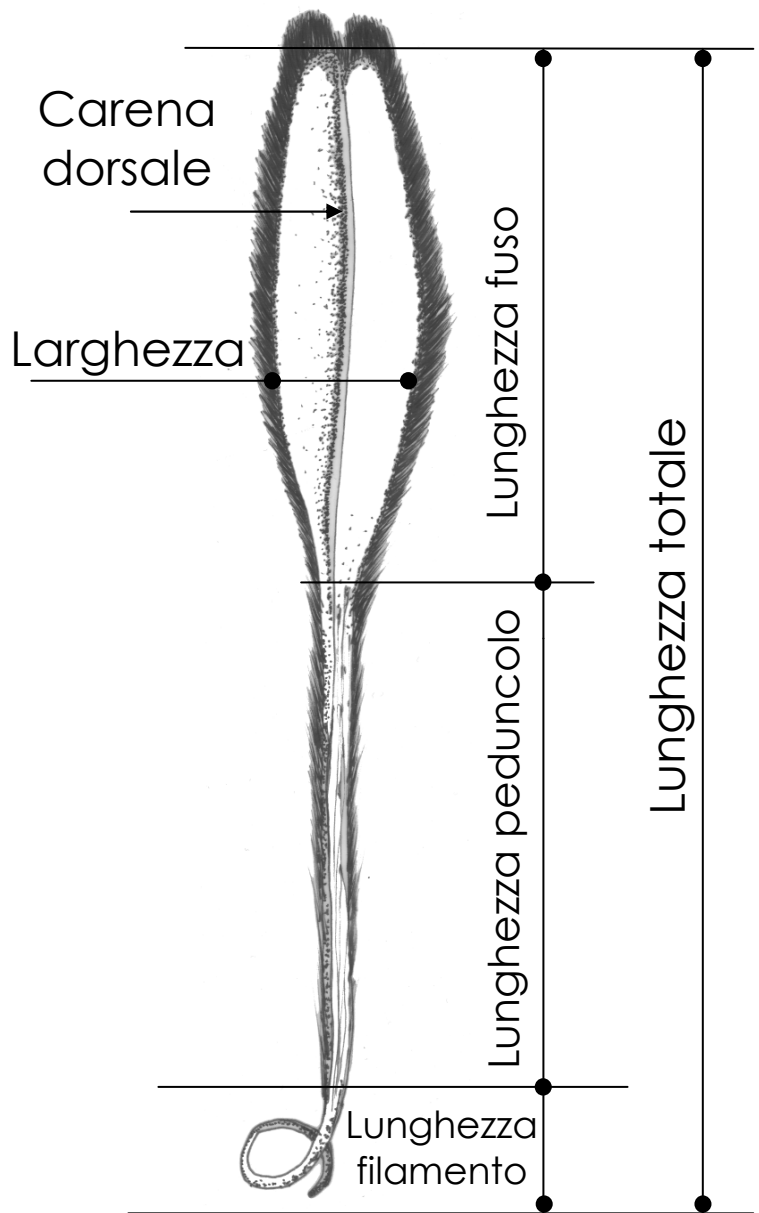
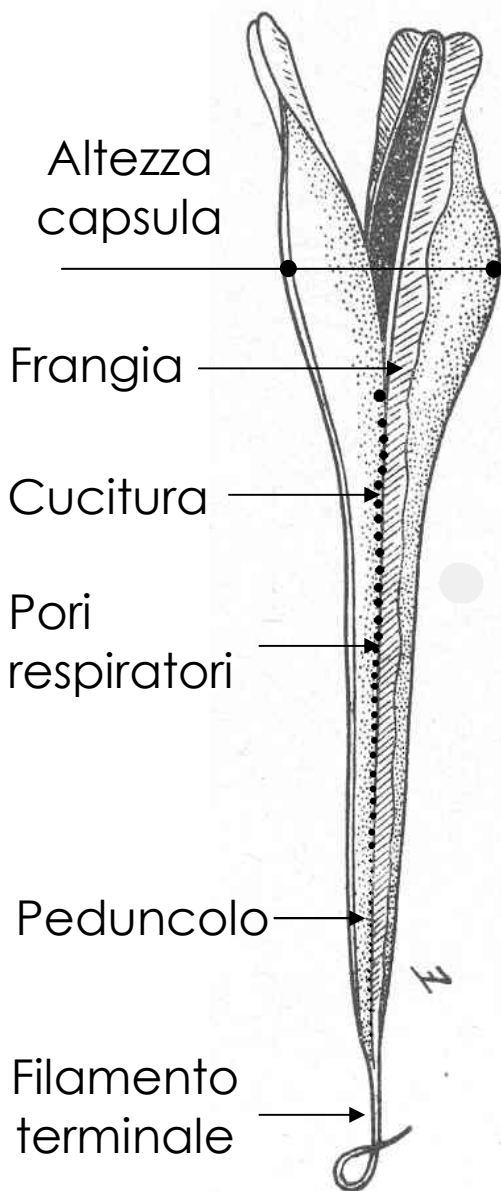
Le capsule di chimera hanno una forma a goccia, bulbosa che nella parte posteriore si assottiglia divenendo una coda allungata. Sui lati delle cuciture è presente una sorta di tela. La superficie dorsale ha, nella parte mediana, una carena longitudinale. Lungo i bordi del fuso centrale e della guaina o coda, vi è una serie di piccoli pori che all'atto della deposizione della capsula sono ben chiusi. I pori si aprono gradualmente durante le successive fasi di sviluppo embrionale per consentire il passaggio dell'acqua e quindi permettere l'ossigenazione dell'embrione.

L'estremità anteriore del fuso ha fessure che al momento opportuno si aprono per consentire il rilascio dell'embrione. Una specie di labbro sollevato si estende tutt'intorno al bordo anteriore della capsula. Questo labbro delimita l'apertura attraverso cui l'embrione fuoriesce dalla capsula. Il labbro è ermeticamente sigillato durante le prime fasi di sviluppo e si scioglie progressivamente, lungo il suo bordo, durante lo sviluppo dell'embrione.

Estremità prossimale

Lato laterale

Lato dorsale



Estremità distale

CHIAVI DICOTOMICHE DI IDENTIFICAZIONE DELLE CAPSULE

L'uso della tassonomia per la determinazione di appartenenza delle capsule ovigere a una determinata specie è stato ben utilizzato e sviluppato da Ishiyama (1958), Hubbs e Ishiyama (1968), Ishihara e Ishiyama (1985), Ebert (2005) e Ebert e Davis (2007). In questa nota si tenta di adottare lo stesso metodo per riuscire a creare una chiave dicotomica di determinazione delle capsule delle specie di squali, razze e chimere che vivono nel bacino mediterraneo.

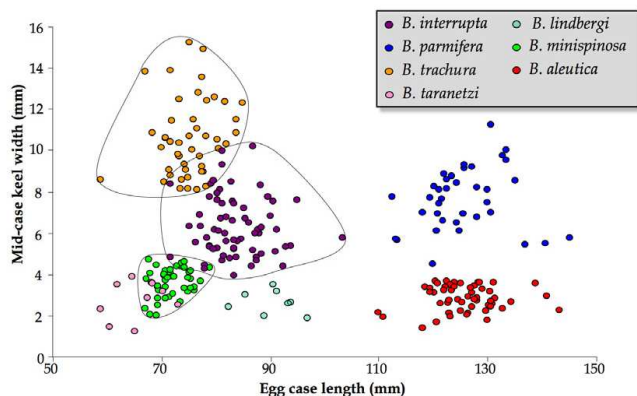
Alcuni caratteri diagnostici sono fondamentali per la corretta identificazione della specie di appartenenza delle capsule ovigere. Questi caratteri possono essere la struttura della superficie della capsula, la trama che la caratterizza, la presenza di filamenti sulla carena e sulle corna, la larghezza della carena al livello mediano della capsula, ecc.

In generale le capsule delle specie che vivono in profondità hanno carene strette e file di spine allungate sulla superficie che la rendono ruvida. Le specie costiere presentano capsule con carene laterali ampie, mentre la superficie è caratterizzata dalla presenza di piccole spine che la rendono meno ruvida.

La presenza e la conformazione dei filamenti sulle corna o sulla parte anteriore della capsula può costituire una buona chiave di determinazione quando si ha la capsula fresca, così come utili sono le caratteristiche morfometriche che mettono in relazione la larghezza con la lunghezza della capsula. Tutti questi aspetti evidenziano l'importanza di studiare le capsule ai fini della corretta determinazione specifica, ma questo non è l'unico aspetto di interesse. Infatti, anche le relazioni tassonomiche tra le varie specie (Ishihara, 1990), sono fondamentali ai fini dell'inquadramento generale di questi pesci. Ad esempio *R. clavata* dovrebbe essere inclusa nel genere *Malacoraja*, così come l'indagine accurata e interpretativa delle caratteristiche morfologiche delle capsule ovigere, consente di identificare due grandi raggruppamenti per il Mediterraneo (Ishihara et al., 2012):

- Genere *Dipturus*, *Leucoraja*, *Raja*: superficie liscia, stessa lunghezza moderata delle corna, fessure respiratorie presenti all'apice delle corna.
- Genere *Rostroraja*: superficie ruvida, corna nastriformi, corna anteriori estremamente lunghe, carena laterale ben sviluppata.


Acquisendo queste informazioni ed elaborando le correlazioni che intercorrono tra le varie caratteristiche è possibile stabilire similarità attendibili e mettere in evidenza i raggruppamenti corrispondenti alle varie specie prese in considerazione.



È il caso di queste 7 razze del genere *Bathyraja* che vivono nelle acque dell'Alaska.

Hoff (mimeo)

1a	Capsula conica, corna e filamenti assenti	<i>Chimaera monstrosa</i>		
1b	Capsula rettangolare con corna; presenza di filamenti		2	
2a	larghezza della capsula mai superiore a 2 volte la lunghezza alle frange		3	
2b	larghezza della capsula maggiore di 2 volte la lunghezza alle frange		6	
3a	corni con ricci filiformi	<i>Scyliorhinus</i>	4	
3b	corni senza ricci filiformi	<i>Galeus</i>	5	
4a	superficie della capsula con creste longitudinali poco visibili o assenti. LF ≤ 75 mm	<i>S. canicula</i>		
4b	superficie della capsula con creste longitudinali ben visibili. LF ≥ 80 mm	<i>S. stellaris</i>		
5a	lunghezza alle frange della capsula non superiore a 3,5 cm	<i>G. atlanticus</i>		
5b	lunghezza alle frange della capsula superiore a 4 cm	<i>G. melastomus</i>		
6a	Corna corte	<i>Dipturus</i>	7	
6b	Corna lunghe		9	
7a	Superficie della capsula densamente ricoperta di fibre.	<i>D. oxyrinchus</i>		
7b	Superficie della capsula non ricoperta di fibre		8	
8a	Larghezza alle frange della capsula minore di 2 volte la lunghezza alle frange	<i>D. batis</i>		
8b	Larghezza alle frange della capsula circa uguale a 2 volte la lunghezza alle frange	<i>D. nidarosiensis</i>		
9a	Lunghezza delle corna anteriori superiore a due volte quella delle corna posteriori.		10	
9b	Lunghezza delle corna anteriori inferiore a due volte quella delle corna posteriori.	<i>Raja</i>	14	
10a	Lunghezza alle frange della capsula > 10 cm. Lunghe carene laterali.	<i>Rostroraja alba</i>		
10b	Lunghezza alle frange della capsula < 10 cm. Carene laterali assenti	<i>Leucoraja</i>	11	

11a	Lunghezza delle corna ant. circa 3 volte le posteriori	<i>L. naevus</i>		
11b	Lunghezza delle corna ant. meno di 3 volte le posteriori		12	
12a	Lunghezza alle frange della capsula > 6 cm < 10 cm		13	
12b	Lunghezza alle frange della capsula < 6 cm	<i>L. melitensis</i>		
13a	Capsula liscia, biconvessa, trasparente, di colore ambrato più o meno scuro. Corna lunghe	<i>L. circularis</i>		
13b	Capsula biconvessa, di colore ambrato, quasi trasparente. Corna molto più lunghe della capsula	<i>L. fullonica</i>		
14a	Carena presente		15	
14b	Carena assente		18	
15a	Larghezza della capsula pressoché uguale alla lunghezza, di solito < 6 cm. Forma quadrata	<i>R. clavata</i>		
15b	Larghezza della capsula non uguale alla lunghezza. Forma non quadrata		16	
16a	Lunghezza alle frange > 6-7 cm	<i>R. brachyura</i>		
16b	Lunghezza alle frange < 6 cm		17	
17a	Frangia ant. ben sviluppata. Carena non evidente	<i>R. miraletus</i>		
17b	Frangia anteriore relativamente breve. Carena evidente	<i>R. asterias</i>		
18a	Larghezza capsula > 4,5 cm	<i>R. undulata</i>		
18b	Larghezza capsula < 4,5 cm		19	
19a	Lunghezza capsula fino a 7 cm	<i>R. montagui</i>		
19b	Lunghezza capsula < 6 cm		20	
20a	Lunghezza capsula fino a 5 cm; lunghezza delle corna circa più della metà della lunghezza del corpo, mai più lunghe di questo	<i>R. polystigma</i>		
20b	Lunghezza capsula fino a 6 cm; lunghezza delle corna meno della metà della lunghezza del corpo	<i>R. radula</i>		

Schede specifiche delle capsule ovigere

Galeus atlanticus Rafinesque, 1810

FAO: Atlantic catshark

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France, Israel, Italy, Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain, Tunisia, Turkey



Caratteristiche: . corpo moderatamente sottile, con una breve testa, il muso è lungo a forma di campana. La cavità orale è nera. La pinna caudale ha margine scuro con l'estremità bianca. Il colore è grigio-marrone con macchie più scure. Fino a 46 cm di lunghezza totale (LT).



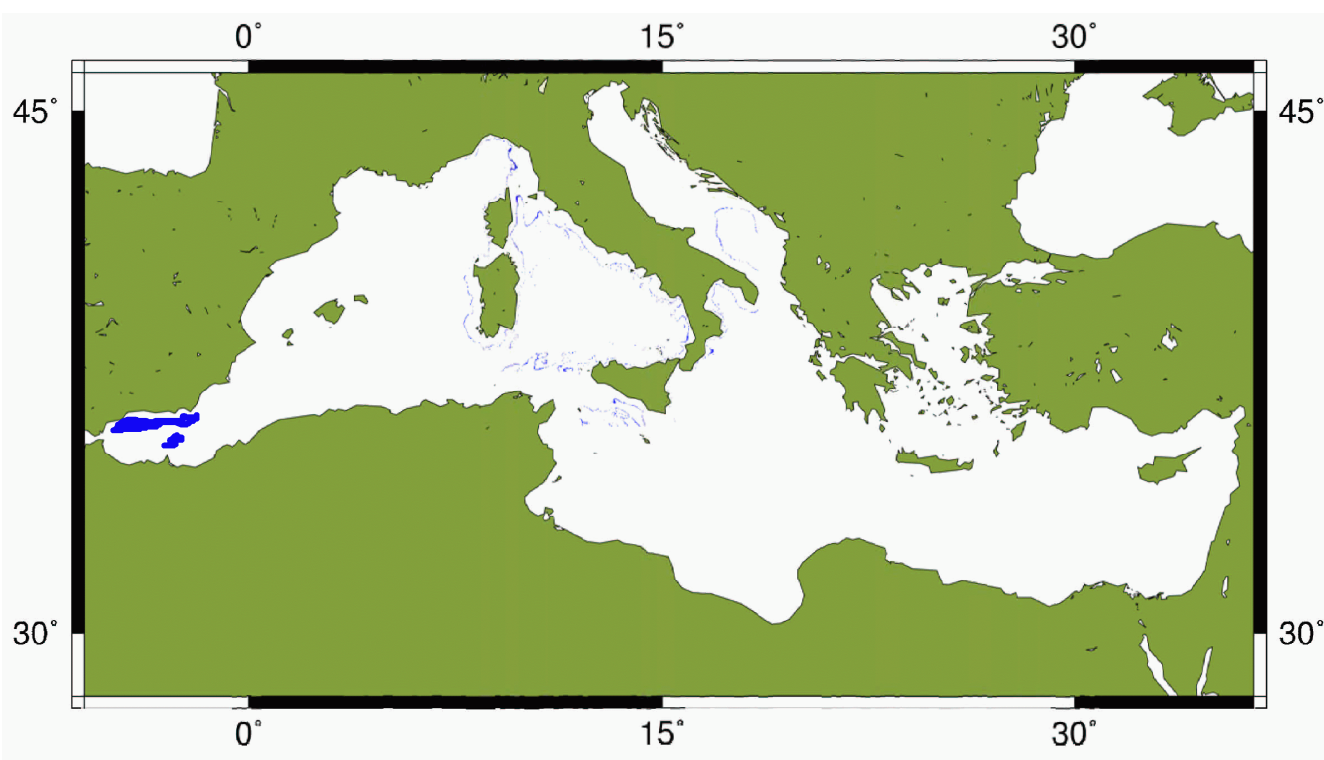
Capsula ovigera: uova coriacee, di colore marrone scuro, senza filamenti, molto simile a quelle di *G. melastomus* ma più piccole.

Dimensione: lunghezza 3,8-4 cm, larghezza 1,1-1,3 cm (Bauchot, 1987; Munoz-Chapuli e Ortega, 1985). Il periodo di incubazione è breve, ma non definito. La riproduzione dura tutto l'anno. I maschi sono maturi a 33-42 cm, le femmine a 37-45 cm. Le dimensioni alla nascita non sono ben note, ma i più piccoli individui visti nuotare erano lunghi 15-17 cm.

Habitat: specie batiale, preferibilmente frequenta i fondali compresi tra 400 m e 600 m, fino a circa 800 m.

Stato di Conservazione: NT

Distribuzione: questa specie è stata trovata nel Golfo di Cadice a sud del Portogallo fino alle coste del Marocco. In Mediterraneo la presenza di questa specie è limitata al solo Mar di Alboran.



Galeus melastomus Rafinesque, 1810

FAO: Blackmouth catshark

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France, Israel, Italy, Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain, Tunisia, Turkey



Caratteristiche: Corpo allungato con la porzione dorsale grigia-marrone e macchie scure di forma più o meno arrotondata. Il ventre è biancastro così come le estremità delle pinne dorsali e caudale. Interno della bocca nera. Cresta di denticoli dermici tricuspideali lungo il bordo superiore della pinna caudale. Fino a 90 cm LT.



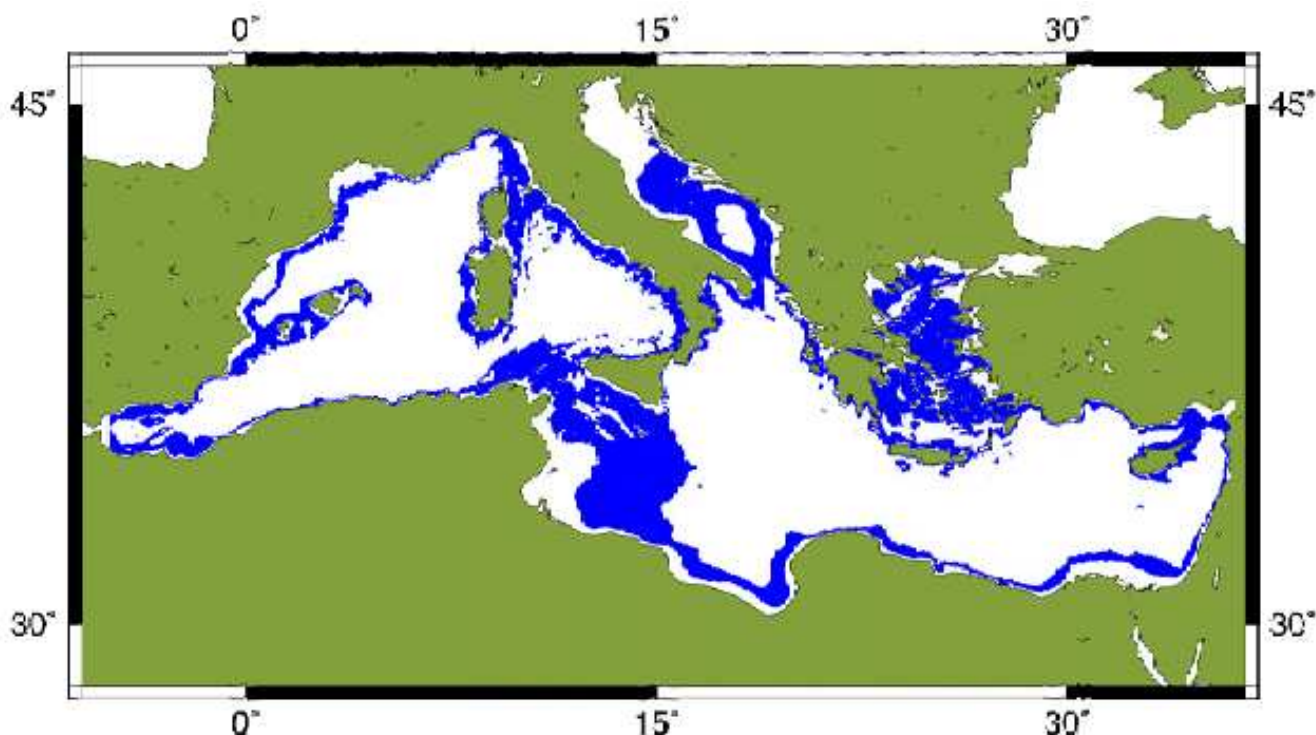
Capsula ovigera: forma della capsula a “vaso” con una leggera carena lungo i margini laterali; l'estremità prossimale è squadrata, con una coppia di cortissime corna arrotondate e tozze agli angoli, mentre l'estremità distale è arrotondata. Le uova sono deposte tutto l'anno, con un picco in primavera ed estate (Bauchout, 1987).

Dimensione: lunghezza 4,2-4,8 cm, larghezza 1,8-2,5 cm, peso 3,7-4,4 g (Capapè e Zaouali, 1977); lunghezza 3,6-5 cm, larghezza 1,4-2,1 cm, peso 3,5-5 g (Capapè et al., 2007).

Habitat: specie demersale, vive preferenzialmente sui fondi molli della parte esterna della piattaforma continentale e della scarpata. Abbondante tra i 200 e i 500m di profondità, ma il suo range di distribuzione è molto più ampio da circa 50 m fino a 2000 m e oltre.

Stato di Conservazione: LC

Distribuzione: comune in tutto il Mediterraneo tranne che nel medio e alto Adriatico. Assente nel Mar Nero. Nell'area Atlantica orientale è comune dalle isole Far Oer e Trondheim a nord fino alle coste meridionali del Senegal.



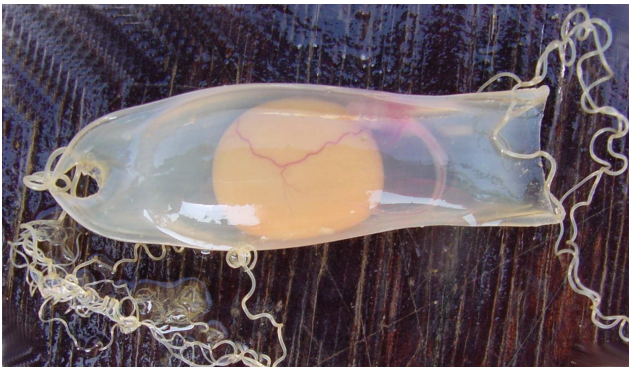
Scyliorhinus canicula (Linnaeus, 1758)

FAO: Smallspotted catshark

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France, Israel, Italy, Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain, Tunisia, Turkey



Caratteristiche: corpo allungato con testa smussata. Gli occhi sono ellittici e hanno pieghe sub-oculari ben sviluppate lunghe quanto l'occhio. Il dorso del corpo è marrone-grigiastro con piccole macchie scure. La colorazione del ventre è grigio-biancastra senza macchie. Rispetto alla specie congenere, *S. stellaris*, il gattuccio ha dimensioni più piccole e una colorazione più chiara.



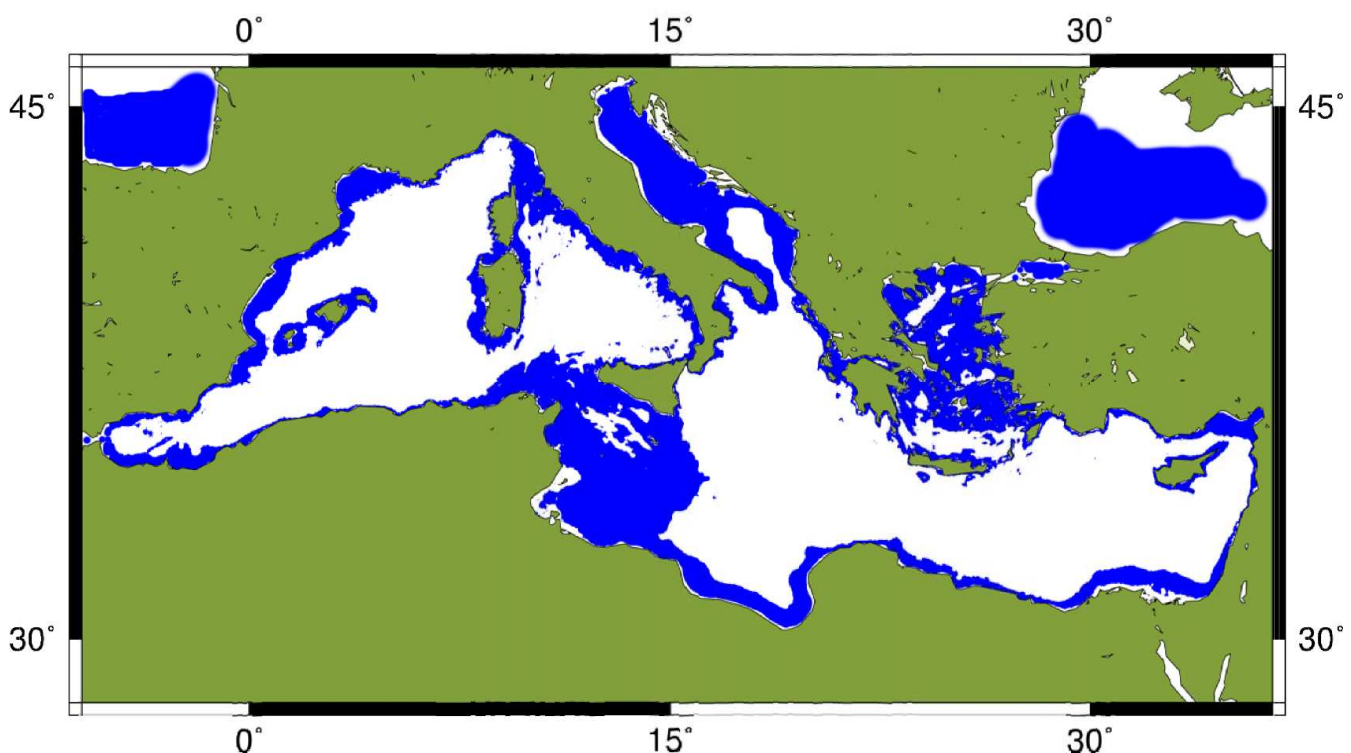
Capsule ovigere: capsula liscia e di colore bianco-giallastro traslucido. La forma è rettangolare piuttosto allungata e ai quattro lati della capsula sono presenti dei lunghi cirri, molto sottili e convoluti, tipo "viticcio". L'estremità prossimale è squadrata, mentre all'estremità distale i due angoli, ed i rispettivi filamenti, convergono incontrandosi spesso quasi a rendere questa estremità arrotondata. Lo sviluppo embrionale dura circa 5-6 mesi (Ellis e Schackley, 1997).

Dimensione: lunghezza 3,8-4,8 cm, larghezza 1,4-1,9 cm, peso 2,3-4,2 g (Capapè, 1977a); lunghezza 4,1-5,9 cm, larghezza 1,6-2,0 cm, peso 4,1-5,9 g (Capapè et al., 2007).

Habitat: la specie vive sui fondali sabbiosi e fangosi o di sabbia grossolana del largo, dalle acque costiere fino a 550 m di profondità, più comunemente frequenta la piattaforma continentale fra 50 e 250 metri. La sua presenza è legata spesso alla biocenosi caratterizzata dal crinoide *Leptometra phalangium*, associata a specie come *Raja clavata*, *Zeus faber*, *Lepidotrigla cavillone*

Stato di Conservazione: LC

Distribuzione: è uno dei più abbondanti elasmobranchi dell'Atlantico nord-orientale e del bacino Mediterraneo, incluso il Mar Nero. In Atlantico è presente dalle coste norvegesi e isole britanniche fino al Senegal.



Scyliorhinus stellaris (Linnaeus, 1758)

FAO: Nursehound

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France, Israel, Italy, Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain, Tunisia, Turkey



Caratteristiche: testa e corpo moderatamente largo. Nessuna scanalatura naso orale, lembi nasali anteriori non ampliati che finiscono poco prima della bocca. Superficie della pelle relativamente ruvida con denticoli abbastanza grandi e semi eretti. Origine della prima pinna dorsale sopra l'inserimento posteriore della pinna pelvica. Numerose piccole e grandi macchie nere a volte intervallate da macchie bianche, spesso irregolari; talvolta le macchie sono espanse e possono coprire completamente il corpo. Fino a 160 cm. LT.

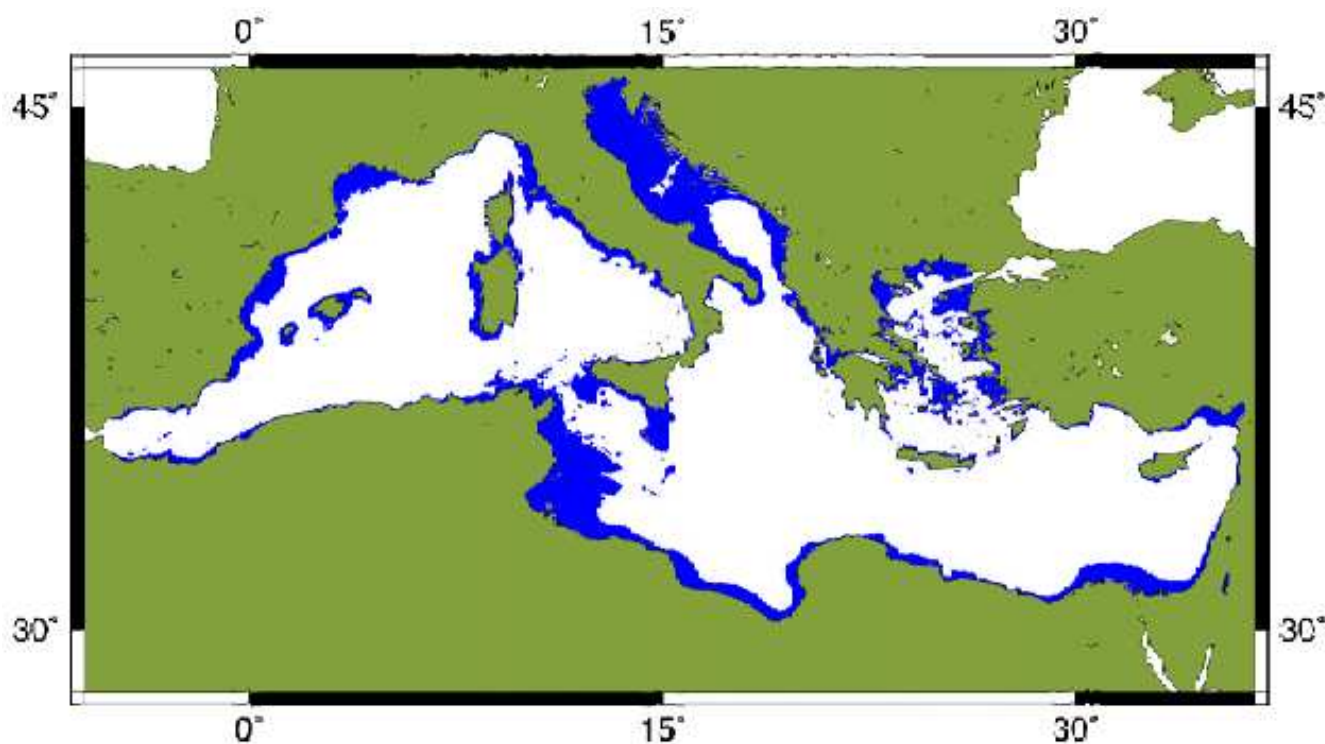


Capsula ovigera: capsula molto simile a quella del gattuccio, ma di dimensioni maggiori. Superficie esterna della capsula con numerose creste longitudinali ben visibili, consistenza coriacea. Capapè et al. (2006) hanno notato che in cattività il periodo di sviluppo embrionale va da 10 a 12 mesi, in accordo con quanto osservato da Moreau (1881) e Ehrenbaum (1927) in Atlantico e nel Mare del Nord. Dimensione: lunghezza 9,2-9,6 cm, larghezza 3,7-3,9 cm, peso 28,2-29,5 g (Capapè, 1977b); lung. 9,4 cm, largh. 3,7 cm, peso 29 g (Capapè et al., 2000).

Habitat: specie costiera della piattaforma continentale, da 1 o 2 m fino ad almeno 125 m, più comune a profondità inferiori a 60 m. Spesso frequenta i fondali rocciosi del coralligeno.

Stato di Conservazione: NT

Distribuzione: dalla Scandinavia e Isole Britanniche al Mediterraneo. Marocco, Senegal, Gambia? Guinea? Liberia,? Gabon a Zaire.



Dipturus batis Linnaeus, 1758 complex

FAO: Skate

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France, Israel, Italy, Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain, Tunisia, Turkey



Caratteristiche: muso lungo e appuntito, disco romboidale. Superficie superiore e inferiore liscia nei giovani, parzialmente ruvida e pungente negli adulti. Lato dorsale del disco grigio oliva o marrone con macchie scure e chiare. Lato ventrale da grigiocenero a grigio-blu. Pori mucosi su entrambi i lati del disco. Fino a 250 cm LT.



Shark trust

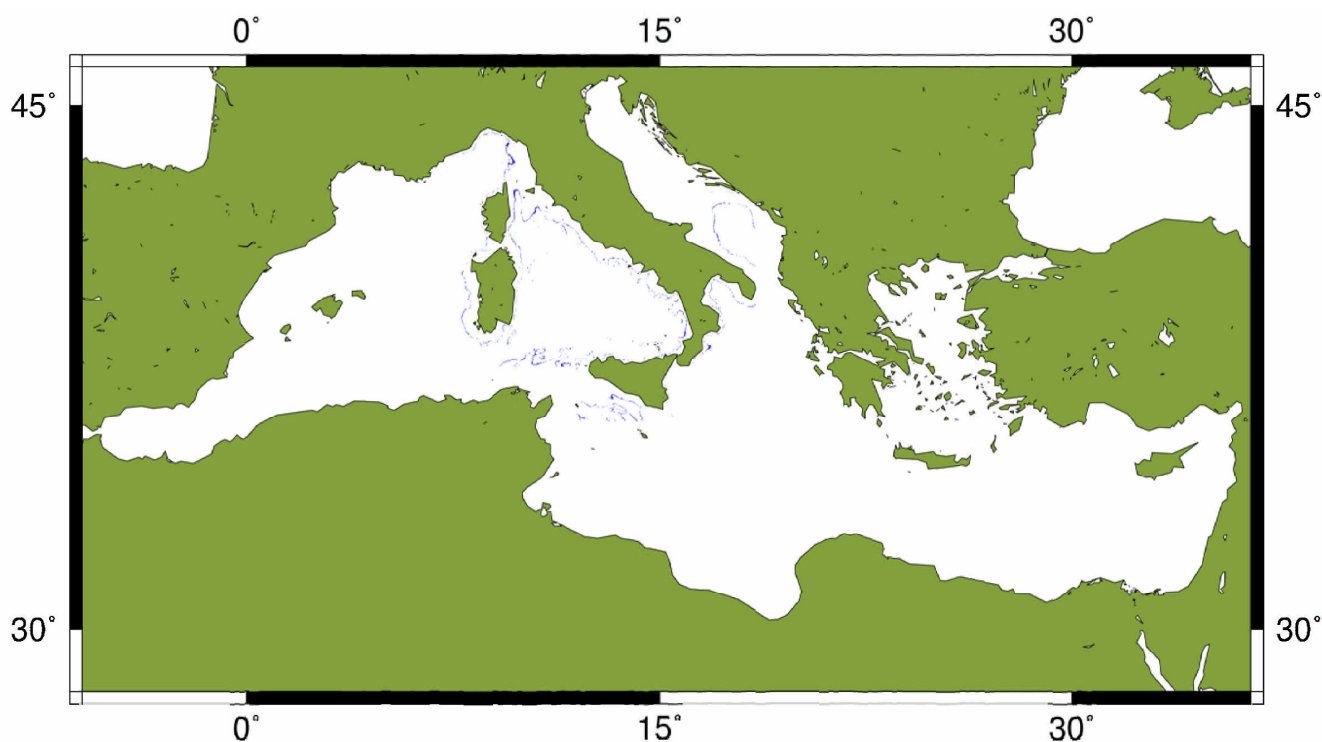
Capsula ovigera: capsula allungata, con frange prossimale e distale molto sviluppate. Corna molto corte, quasi interamente inglobate dalle frange. Su ognuno dei due lati, all'estremità posteriore, alla base delle corna, presenza di un lungo "viticcio" color oro costituito da numerosi sottilissimi filamenti setosi, intrecciati insieme in un soffice pennacchio simile a una corda, piuttosto lunga, più della capsula stessa.

Quando fresca la capsula è di colore ambra chiaro, quasi dorato. La sezione della capsula mostra due strati che si separano. Quello più esterno è di color ambra chiaro ed è formato da fibre parallele longitudinali; quello più interno è più scuro, più fragile e mostra numerose crepe in ogni direzione. Questo strato è più spesso lungo la sutura laterale della capsula, riempiendo l'angolo dove è di colore più chiaro del resto, soprattutto nella parte centrale. Presenza di aperture nella parte più interna delle estremità delle corna (Williamson, 1913). Si osserva un piccolo riproduttivo a marzo-aprile, ma le uova sono prodotte e fecondate durante tutto l'anno. Lo sviluppo richiede 9-10 mesi, con un tasso di crescita maggiore nei mesi estivi rispetto a quelli invernali (Beard, 1890). Dimensioni: 10,6-24,55 cm di lunghezza e 5-14,5 di larghezza (Bor, 1998). Lunghezza 14,3 cm (senza corna), larghezza 8,0 cm (Clark, 1922).

Habitat : bentica, da acque poco profonde fino a oltre 600 m su fondali sabbiosi.

Stato di Conservazione: CR A2bcd+4bcd

Distribuzione: vive lungo le coste atlantiche da Madera al nord de Marocco e verso nord fino all'Islanda, le isole Faroes, coste settentrionali della Norvegia; Mare del Nord, e a ovest del Baltico. E' presente nel Mediterraneo occidentale e lungo le coste italiane soprattutto nello Stretto di Sicilia. Recentemente la presenza e la validità di questa specie, soprattutto per il Mediterraneo, è stata messa in serio dubbio dalle analisi genetiche. Per tale motivo è considerata specie *complex*.



Dipturus nidarosiensis (Storm, 1881)

FAO: Norwegian skate

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France, Israel, Italy, Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain, Tunisia, Turkey



Caratteristiche: disco più largo che lungo con margini anteriori concavi. Rostro acuto triangolare, la sua lunghezza sta 4-4,5 volte nella larghezza del disco. Dorso liscio nei giovani, tutto spinuloso nelle femmine in gran parte liscio nei maschi. Ventre liscio o in parte spinuloso sul muso. Lato dorsale grigio bruno, ventre uniformemente scuro con pori ampollari pigmentati scuri. Fino a 200 cm LT.

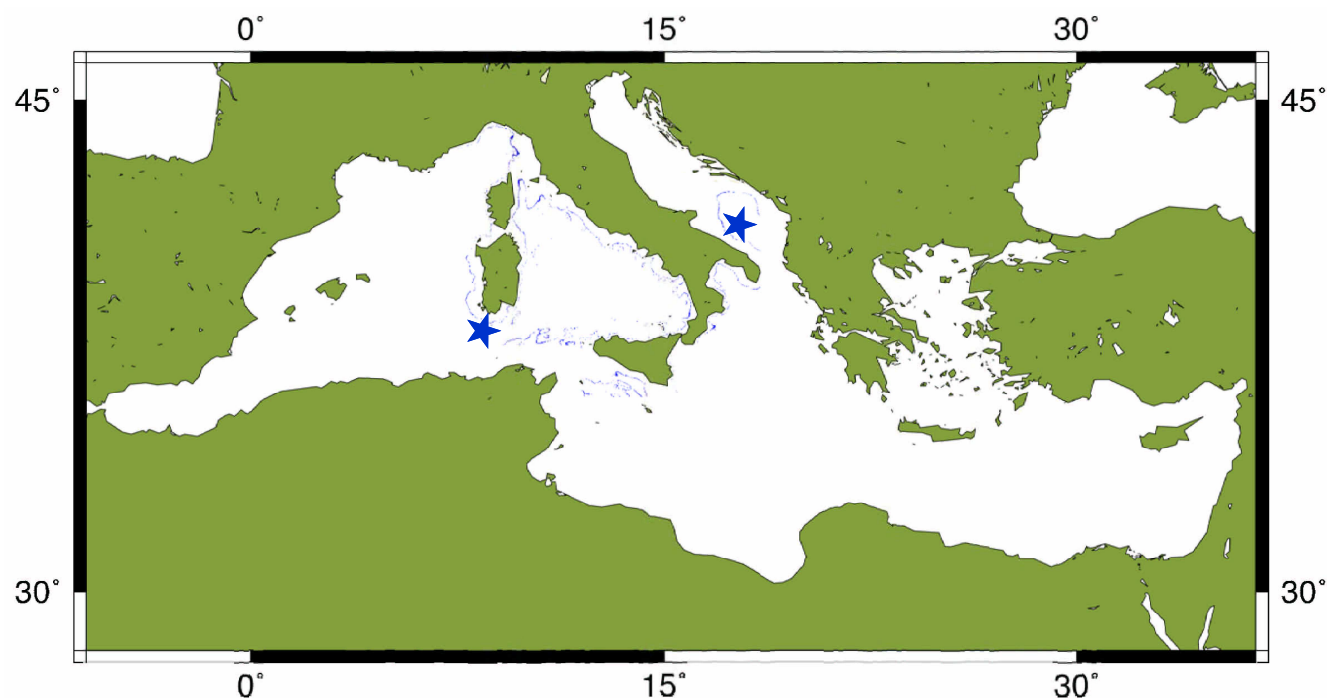


Capsule ovigere: capsula tra le più grandi. Le corna prossimali sono lunghe circa quanto il corpo della capsula, quelle distali sono lunghe circa la metà. Le frange laterali sono ben distinte; le frange prossimali e distali sono molto ampie e spesso inglobano le corna. Dimensioni: la larghezza dell'unica capsula esaminata era 7,5 cm; 20x10 cm (Bauchout, 1987); 18,2-26 cm di lunghezza (senza corna) e 9,2-11,3 di larghezza (Boeseman, 1967; Bor, 1998).

Habitat e biologia: bentica, da acque poco profonde (200 m), fino a circa 1000 m su fondali sabbiosi della scarpata continentale e insulare.

Stato di Conservazione: non valutato

Distribuzione: vive lungo le coste atlantiche da Madera al nord de Marocco e verso nord fino all'Islanda, le isole Faroes, coste settentrionali della Norvegia; Mare del Nord, e a ovest del Baltico. Recentemente è stata trovata anche in Mediterraneo, nel basso Adriatico e a sud della Sardegna.



Dipturus oxyrinchus Linnaeus, 1758

FAO: Longnose skate

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France, Israel, Italy, Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain, Tunisia, Turkey



Caratteristiche: rostro molto lungo, appuntito e stretto, disco con margini anteriori concavi. Dorsale liscio soprattutto nei giovani, negli esemplari di grossa taglia la spinulosità si estende a tutto il dorso. Ventre quasi tutto spinuloso anche nei giovani. Colore bruno bluastrò o grigio con piccole macchie bianche e scure distribuite su tutta la superficie del disco. Ventre grigio brunastrò con numerosi punti neri corrispondenti agli sbocchi dei tubi mucosi. La taglia comune è di 60-100 cm, ma può raggiungere 150 cm LT.



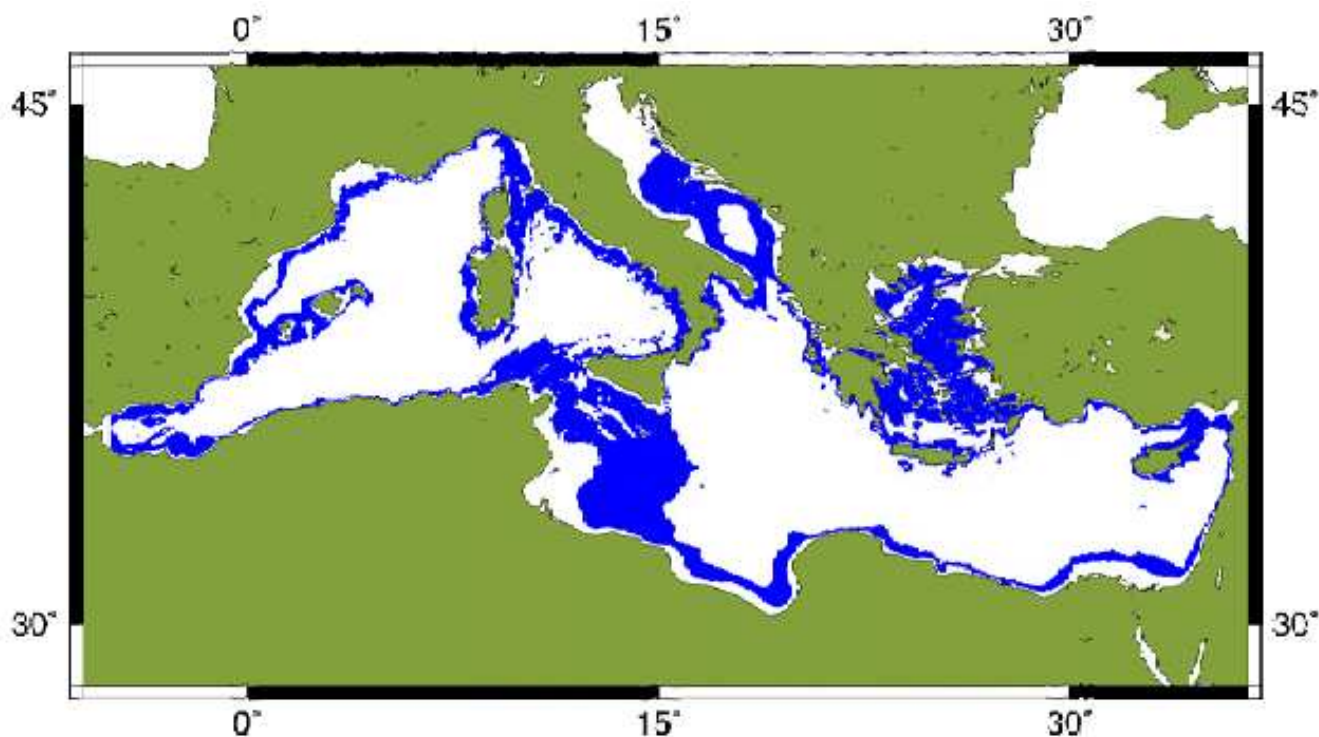
Capsula ovigera: nel Golfo di Napoli sono state pescate femmine con uova da febbraio ad aprile (Bini, 1967). Deposizione in genere registrata nel periodo primaverile, inizio estate (Bauchot, 1987). Capsula di forma rettangolare con corna piuttosto corte, le prossimali più lunghe delle distali; le corna distali convergono a “disegnare” una forma quasi triangolare delle frange laterali. Frangia prossimale larga. Colore castano scuro e consistenza legnosa, con i margini laterali espansi; al momento della deposizione la capsula è avvolta in una soffice massa di feltro costituita da fibre giallastre attaccate longitudinalmente (Bini, 1967).

Dimensioni: lunghezza 14 cm, larghezza 11,5 (Lo Bianco); lunghezza 12,8-13,3 cm, larghezza 7,4-10,1 cm (Clark, 1922; Tortonese, 1956). 15cmx10cm (senza corna) (Bauchot, 1987).

Habitat: bentica su fondi sabbiosi tra 90-900 m, comune a 200 m.

Stato di Conservazione: NT

Distribuzione: vive lungo le coste atlantiche dalle Canarie, Madera e nord del Marocco fino alle isole Faroes, Shetlands, Norvegia centro settentrionale e Mare del Nord settentrionale. E' presente nel Mediterraneo, ma assente nell'Adriatico settentrionale e nel Mar Nero.



Leucoraja circularis Couch, 1838

FAO: Sandy ray

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France, Israel, Italy, Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain, Tunisia, Turkey



Caratteristiche: disco più largo che lungo con margini anteriori sinuosi e apici delle pettorali arrotondati. Rostro breve e acuto. Dorso spinuloso con aree nude. Colore bruno chiaro uniforme con macchiette scure su tutta la superficie del disco, 4-6 punti bianco crema su entrambe le ali e le pinne pelviche, spesso distribuite simmetricamente. Ventre bianco. La taglia comune è 70 cm, raggiunge 120 cm LT.

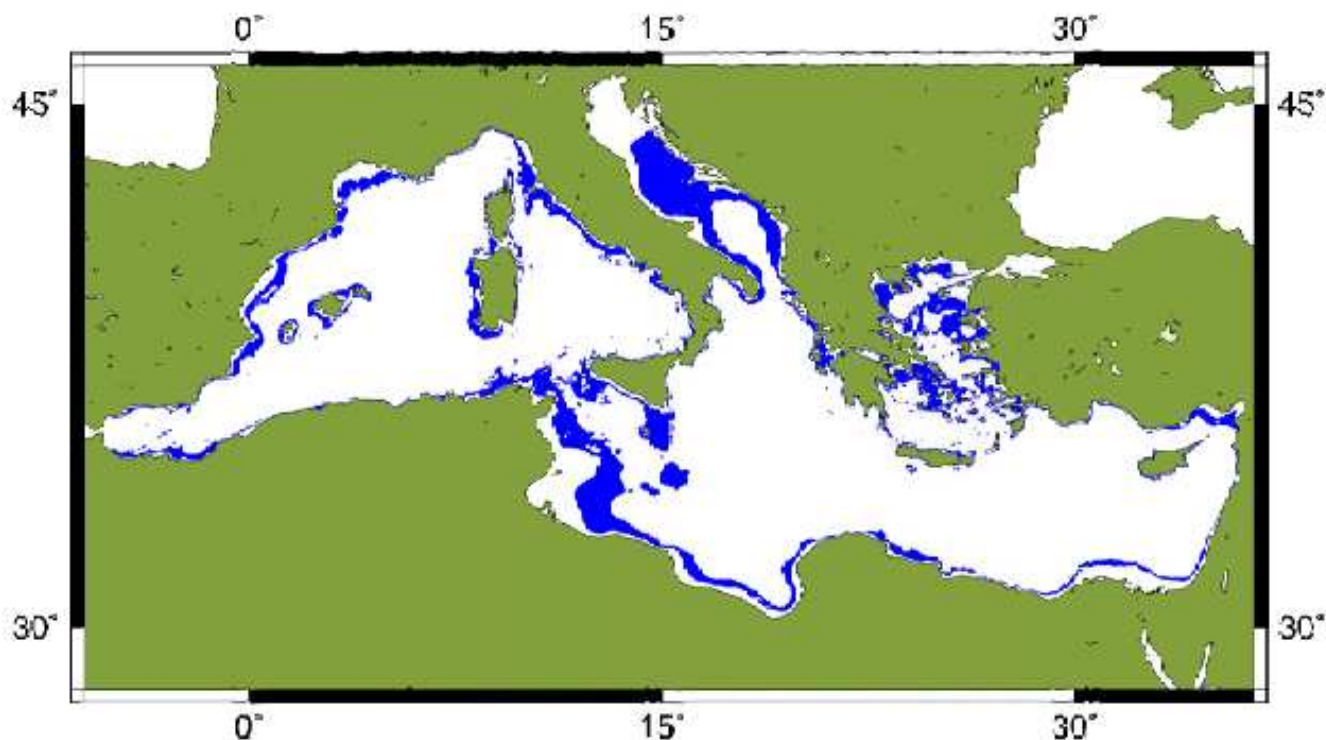


Capsula ovigera: femmine con uova ben sviluppate osservate da novembre ad agosto (Poll, 1951). Capsula con i bordi laterali arrotondati e corna molto lunghe; colore nero se trovate in mare (Williamson, 1913). Capsula liscia, biconvessa, trasparente, di colore ambrato più o meno scuro (Bini, 1967). Dimensioni: lunghezza 8,4-9,2 cm (senza corna); larghezza 4,6-5,3 cm (Bini, 1967; Clark, 1922).

Habitat: bentica, dalla piattaforma continentale alla parte alta della scarpata, da 75 a 275 m, comune a 100 m.

Stato di Conservazione: EN A2bcd+3bcd+4bcd

Distribuzione: coste atlantiche dal nord del Marocco alla Scozia fino alla Norvegia meridionale e al Mare del Nord settentrionale. Registrata a sud del Senegal (discutibile). Presente nel Mediterraneo occidentale, ma assente nell'Adriatico settentrionale e nel Mar Nero.



Leucoraja fullonica Linnaeus, 1758

FAO: Shagreen ray

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France (Raie chardon), Israel, Italy (Razza rotonda), Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain (Raya cardadora), Tunisia, Turkey



Caratteristiche: disco più largo che lungo con margini anteriori sinuosi, apici delle pettorali arrotondate. Rostro sporgente e acuto, muso molto spinuloso. Ventre spinuloso soprattutto sul margine anteriore, mentre la regione posteriore, compreso le pinne pelviche, è nuda. Colore grigio verdastro uniforme, ventre bianco. Fino a 100 cm LT.



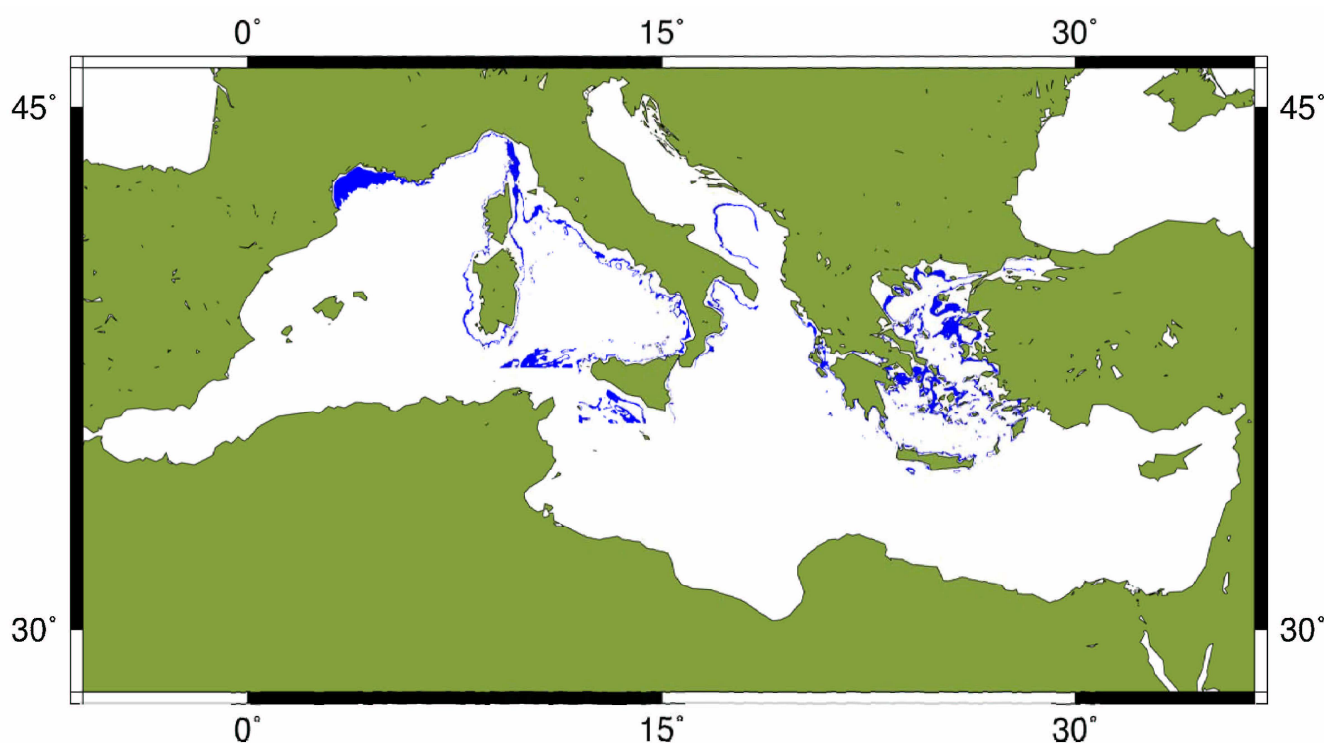
Capsula ovigera: molto simile alla capsula di *L. circularis* ma più grande, con corna molto più lunghe della lunghezza della capsula (Bauchot, 1987). Capsula biconvessa, di colore ambrato e quasi trasparente, con una delicata pellicola di fili sottili attaccata longitudinalmente lungo i margini (Bini, 1967).

Dimensioni: lunghezza 8,8-8,9 cm (senza corna), larghezza 4,6-4,7 cm (Bini, 1967, materiale delle isole Faroe); lung. 7,5 cm, largh. 4,5 cm (Desbrosses, 1931; materiale del Golfo di Guascogna). 8cmx5cm, corna escluse (Bauchot, 1987)..

Habitat: bentica in acque costiere relativamente calde fino alla parte alta della scarpata continentale, da 30 a 550 m.

Stato di Conservazione: DD

Distribuzione: lungo le coste atlantiche da Madera e nord del Marocco a parte sud dell'Islanda, Isole Faroes, Shetlands, Norvegia fino al Mar di Barents. La sua presenza in Mediterraneo è sporadica e probabilmente deve essere confermata.



Leucoraja melitensis Clark, 1926

FAO: Maltese ray

Nome Nazionale: **Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France** (Raie de Malte), **Israel, Italy** (Razza di Malta), **Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain** (Raya de Malta), **Tunisia, Turkey**



Caratteristiche: disco con margini anteriori quasi dritti, apici delle pettorali molto arrotondati. Rostro breve ma pronunciato e arrotondato. Dorso spinuloso con un area nuda nella regione centrale del disco. Ventre liscio con spinule sul muso e lungo la parte anteriore del disco. Colore bruno chiaro uniforme con ocelli chiari e macchiette bianche disposte centralmente sulle ali del disco, dove possono essere presenti altre macchiette scure. Ventre bianco. Fino a 50 cm LT.



Capsula ovigera: capsula relativamente piccola con guscio liscio, delicato e trasparente. Entrambi i lati della capsula sono bombati. Due corna sono molto lunghe e di solito si incrociano, le altre due sono più corte. Il colore è ambrato-giallo chiaro. Molto simile alle altre capsule delle specie congeneri.

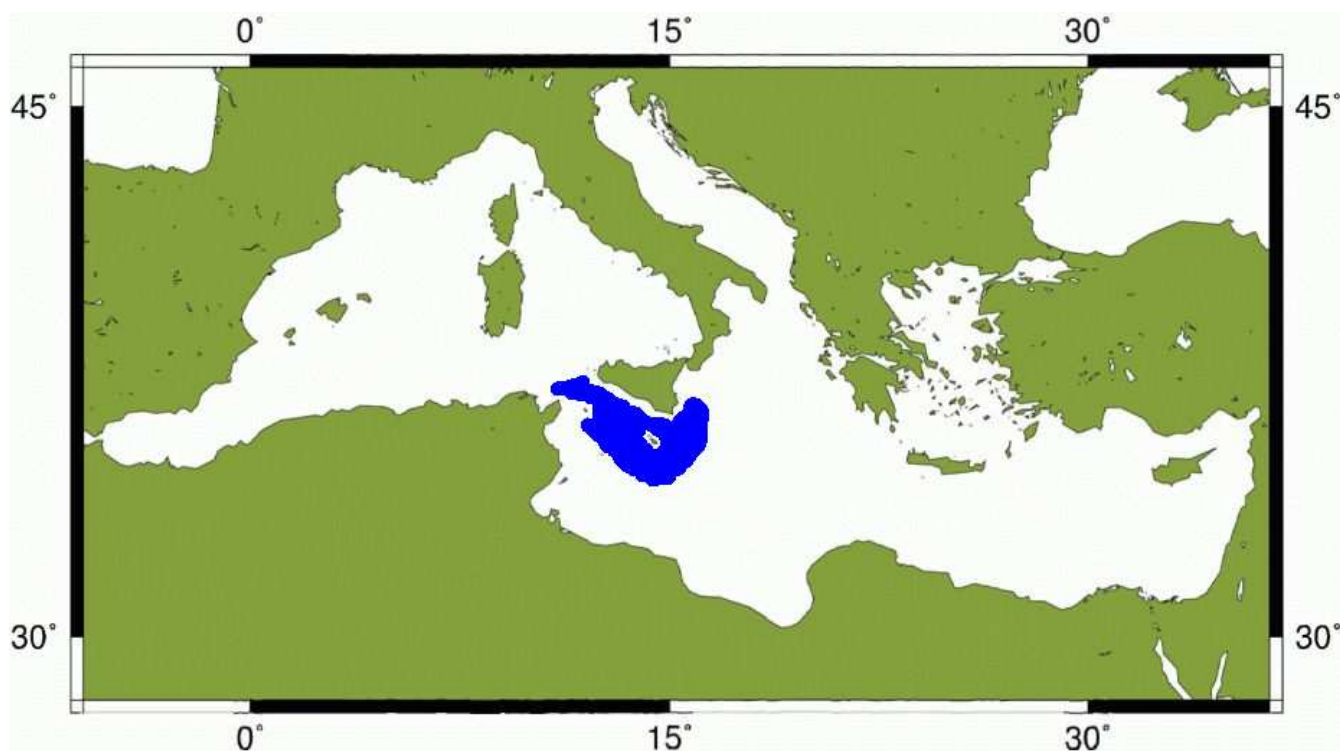
L'attività riproduttiva ha luogo tutto l'anno, femmine mature sono state osservate principalmente nei mesi primaverili e autunnali (Bauchot, 1987). Vengono prodotte 10-56 uova per anno (Notarbartolo e Bianchi, 1998).

Dimensioni: relativamente piccola.

Habitat: bentica, 60-600 m.

Stato di Conservazione: CR A2bcd+3bcd+4bcd

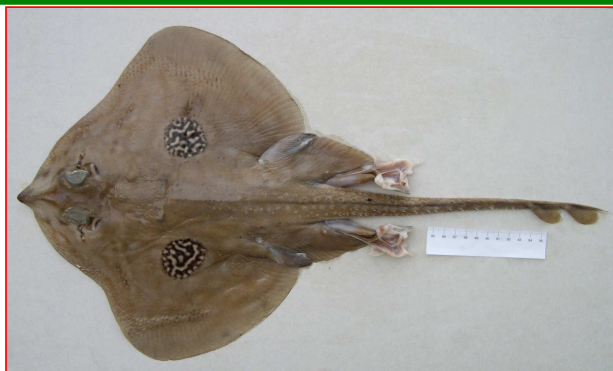
Distribuzione: Presente soltanto nel Mediterraneo occidentale, lungo le coste tunisine e intorno Malta (rara in Italia e in Algeria).



Leucoraja naevus Müller & Henle, 1841

FAO: Cuckoo ray

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France (Raie fleurie), Israel, Italy (Razza), Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain (Raya santiguesa), Tunisia, Turkey



Caratteristiche: disco più largo che lungo con margini anteriori sinuosi e apici delle pettorali arrotondati. Rostro breve e acuto. Dorso quasi tutto rugoso, solitamente nudo nella regione centrale di ogni pettorale. Colore bruno grigiastro con due evidenti macchie nere recanti vermicolazioni giallastre, altre bande scure attraversano il disco. Ventre bianco e liscio fuorché il margine anteriore. Fino a 70 cm LT.

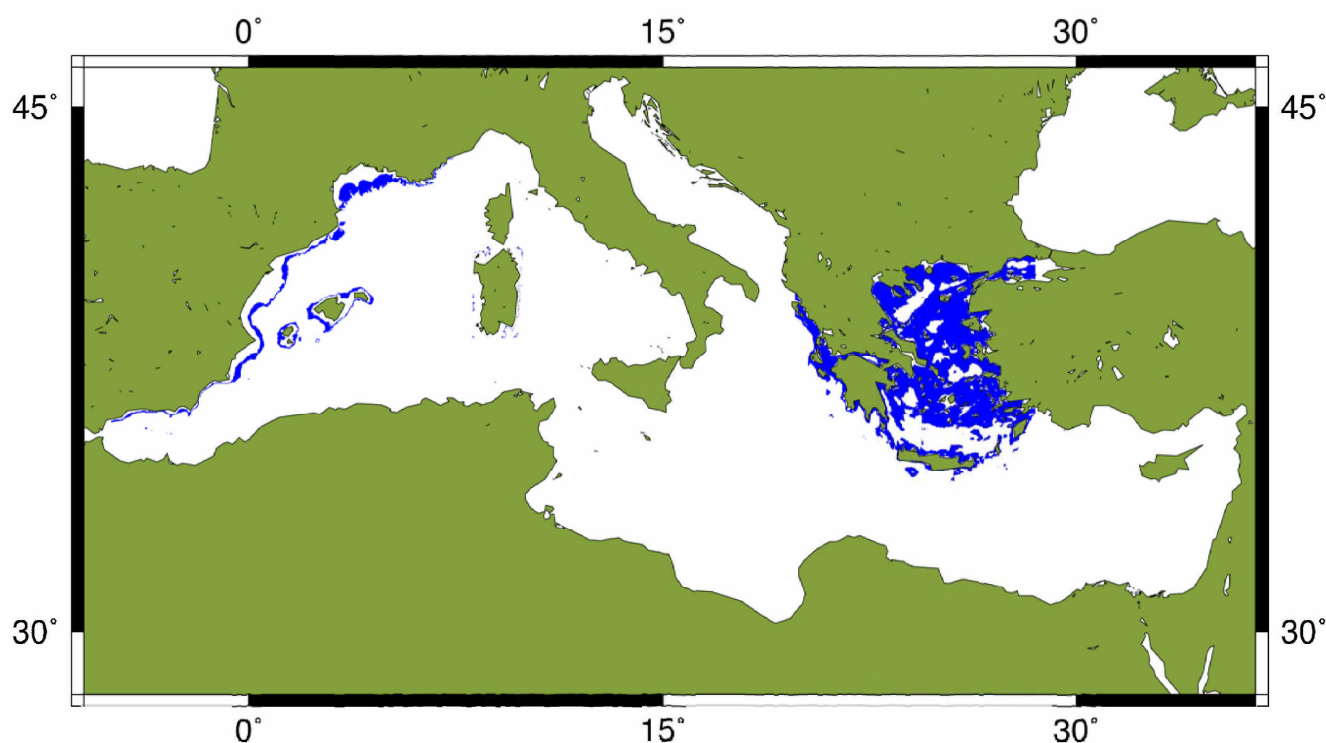


Capsula ovigera: relativamente piccola con guscio liscio, delicato e trasparente. Entrambi i lati della capsula sono bombati. Due corna sono molto lunghe, oltre una volta e mezzo il corpo della capsula, e quasi sempre si incrociano. Le fessure si trovano sul margine esterno, vicino all'apice di ogni corno, generalmente dove il tubo si incurva. Le altre due corna sono più corte, lunghe poco più della metà della lunghezza del corpo della capsula, terminano con una punta arricciata, tipo uncino. Le fessure si trovano sul lato ventrale. La frangia tra le corna lunghe ha un profilo appiattito ed è il margine da cui esce l'embrione; sull'altro lato il margine tra le corna corte è invece molto concavo (Clark, 1922). Deposte fino a 100 capsule l'anno per ogni femmina, durante tutto l'anno e principalmente in primavera. Lo sviluppo embrionale avviene in circa 8 mesi (Bauchot, 1987; Bini, 1967). Dimensioni: lunghezza del corpo della capsula 63,4 cm, larghezza massima 36,8 cm (Clark, 1922). 6 cmx4 cm (Bauchot, 1987).

Habitat: bentica di acque costiere, da 20 a 250 m.

Stato di Conservazione: NT

Distribuzione: coste atlantiche dal nord del Marocco all'Irlanda e alla Bretagna, Mar del Nord settentrionale. Registrata anche in Senegal. E' presente nel Mediterraneo occidentale dalla Tunisia alle coste ovest della Grecia ed in Italia. Assente nel Mar Nero.



Raja asterias Delaroche, 1809

FAO: Starry ray

Nome Nazionale: **Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France** (Raie étoilée), **Israel, Italy** (Razza stellata), **Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain** (Raya estrellada), **Tunisia, Turkey**



Caratteristiche: disco più largo che lungo con margini leggermente sinuosi. Rostro breve e ottuso. Area mediana dorsale molto più ruvida, nei giovani il dorso è completamente liscio. Colore bruno giallastro, il dorso è costellato di macchiette più chiare asimmetriche e numerosi punti nerastri. Ventre bianco. Fino a 80 cm LT.

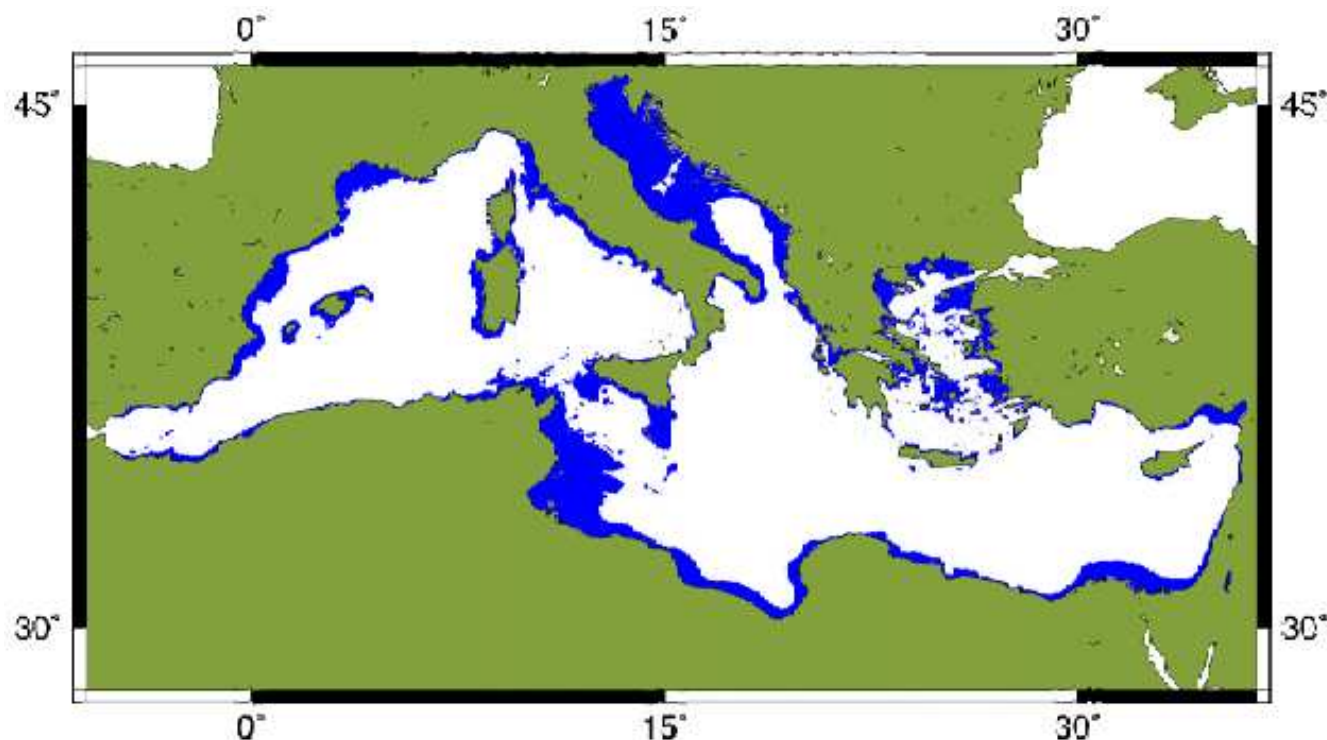


Capsula ovigera: capsule sottili e trasparenti, di colore verde brucio, di forma rettangolare con corna di uguale lunghezza di circa 2 cm in ambedue i lati, molto contorti e terminanti con un sottile flagello lungo 1-1,5 cm. Longitudinalmente, lungo i margini, porta attaccata una leggera peluria (Bini, 1967). Questa specie depone 30-112 capsule l'anno, principalmente in estate e autunno a 30-40 m di profondità. Lo sviluppo embrionale dura 5-6 mesi (Bauchot, 1987). Dimensioni: lunghezza del corpo della capsula 4,5 cm, larghezza massima 3,0 cm, 11cmx4,5 in Tunisia (Bauchot, 1987). Larghezza compresa tra 2,7 e 3,1 cm (presente lavoro). Lunghezza 4,5-4,8, larghezza 3,4-3,7, peso 9,2-9,7 g (Capapè, 1977c; 2006). Il reclutamento di giovani di circa 80-90 mm si verifica in acque poco profonde soprattutto in inverno. L'accoppiamento avviene in primavera e autunno sui 25 metri.

Habitat: bentica in acque costiere su fondi sabbiosi, da 2 a 200 m, comune tra 20-50 m.

Stato di Conservazione: LC

Distribuzione: Mediterraneo, meno comune nella parte orientale. Probabilmente attraversa lo Stretto di Gibilterra per portarsi lungo le coste meridionali del Portogallo e quelle settentrionali del Marocco, ma la sua presenza in queste aree non è confermata.



Raja brachyura Lafont, 1873

FAO: Blonde ray

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France (Raie lisse), Israel, Italy (Razza a coda corta), Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain (Raya boca de rosa), Tunisia, Turkey



Caratteristiche: disco più largo che lungo con margini anteriori molto sinuosi. Rostro brevissimo, ottuso e arrotondato. Ventre liscio con alcune aree zigrinose negli adulti. Colore bruno scuro oca con punti nerastrati anche sulla coda, alcune macchie giallastre contornate da punti neri pressoché simmetriche sulle ali. Ventre bianco giallastro. Fino a 120 cm LT



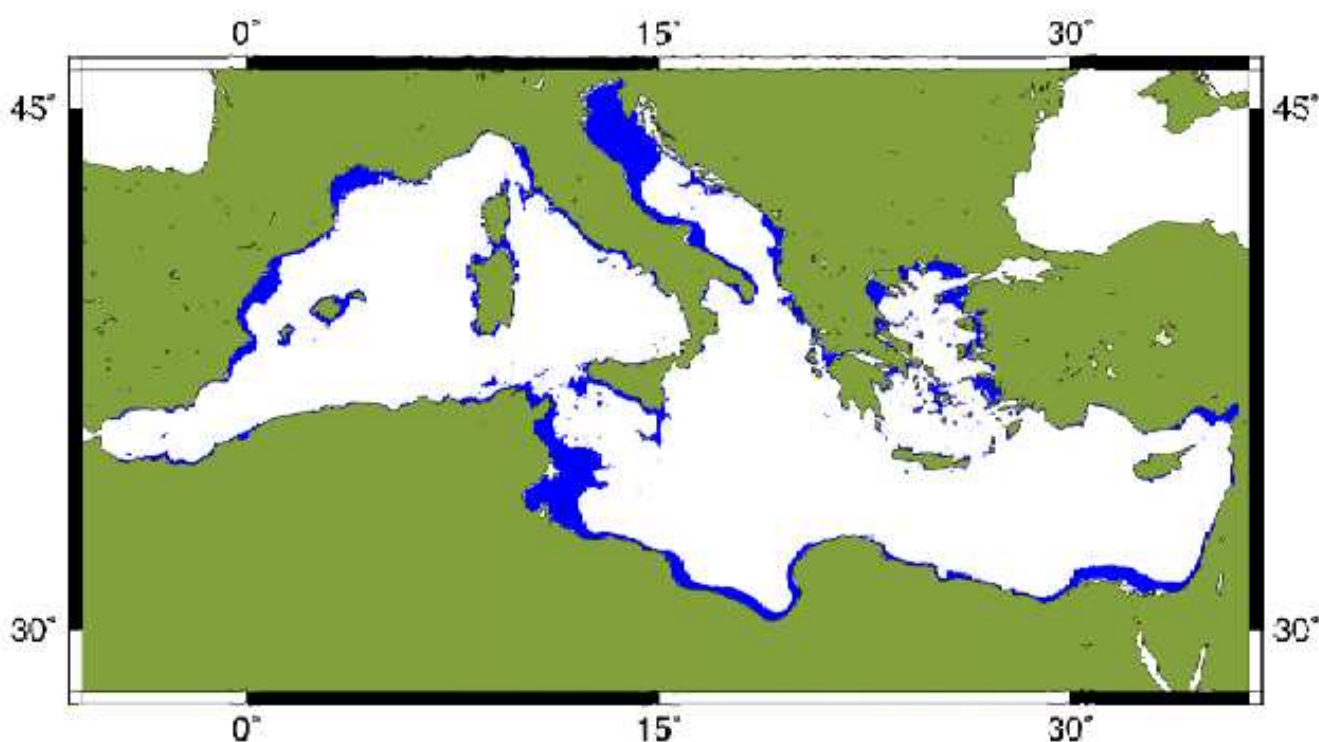
Capsula ovigera: capsule grandi quasi piatte da un lato (liscio e setoso) e molto convesse dall'altro che porta una fitta massa di filamenti, abbondanti anche lungo il margine. Due appendici sono molto lunghe e terminano a punta, le altre due sono più corte. Deposizione di circa 30 capsule l'anno da febbraio ad agosto. Lo sviluppo embrionale dura circa 7 mesi (Bauchot, 1987; Bini, 1967). In Algeria sono deposte in inverno (Tortonese, 1956).

Dimensioni: 12,8 cm lunghezza, 7,8 cm larghezza (Clark, 1922). 1-2cm lunghezza del corpo della capsula, 8cm larghezza (Bauchot, 1987).

Habitat: bentica da acque poco profonde a 100 m principalmente su sabbia.

Stato di Conservazione: DD

Distribuzione: coste atlantiche da Madeira e nord del Marocco alle Shetlands, la Manica e la parte ovest del Mare del Nord. Specie endemica del Mediterraneo, dubbia presenza nel Mar Egeo settentrionale. Assente nel Mar Nero.



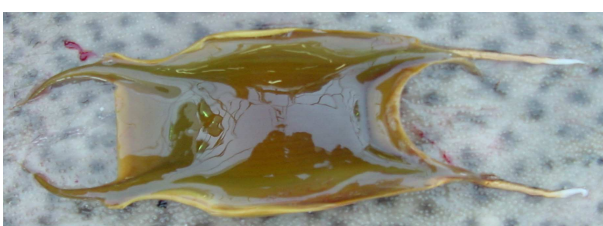
Raja clavata Linnaeus, 1758

FAO: Thornback ray

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France (Raie bouclée), Israel, Italy (Razza chiodata), Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain (Raya de clavos), Tunisia, Turkey



Caratteristiche: disco più largo che lungo con margini anteriori più o meno sinuosi. Rostro breve e ottuso. Dorso sempre completamente spinuloso anche nei giovani. Negli adulti sono presenti grosse spine ricurve su placche osse anche sul ventre. Colore del dorso estremamente variabile da grigio a bruno scuro con molti punti neri, talvolta sono presenti grosse macchie nere sulle ali e bande nerastre sulla coda. Fino a 130 cm LT, in Mediterraneo più comunemente raggiungono al massimo 90 cm LT.



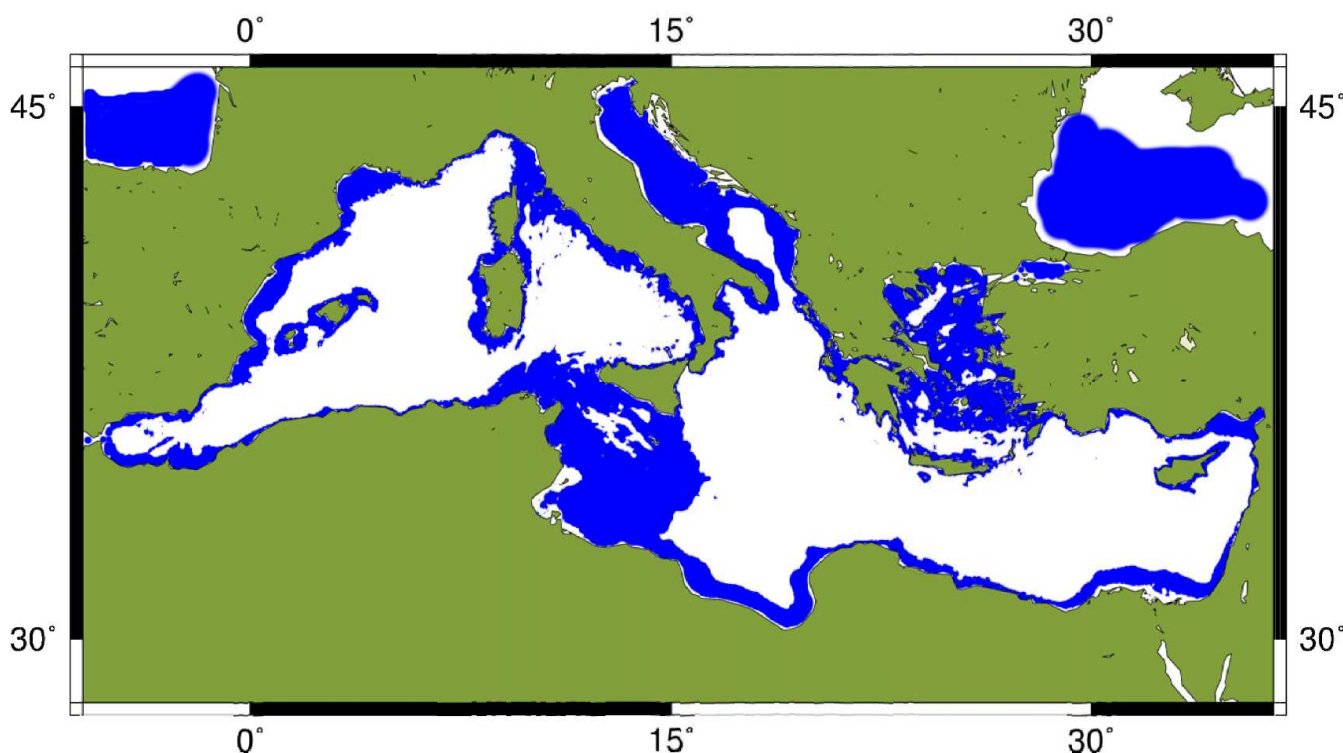
Capsula ovigera: in Adriatico la specie si riproduce in giugno-agosto (Vatova, 1928), a Napoli le uova sono deposte a gennaio-febbraio (Lo Bianco, 1909). Beard (1890) osservò capsule da gennaio a giugno. Corna corte, pareti sottili, bruno-verdastre con numerose appendici filamentose (tipo feltro) sul lato convesso non sempre presenti (Tortonese, 1956). Capsule verde-nerastro a pareti sottili, lunghe circa 6 cm.

Una faccia quasi piatta e l'altra fortemente convessa; appendici non molto lunghe (Bini, 1967) uguali e circa la metà della lunghezza della capsula. Forma rettangolare, quasi quadrata, "tozza" e robusta. Pareti rigide, quasi legnose. Le fessure, sul lato estero delle corna, sono brevi in relazione alla lunghezza delle corna stesse. Spesso le corna si prolungano in sottili filamenti. Frange prossimali e distali presenti, ma mai troppo sviluppate. Carena laterale ben sviluppata e spessa. *R. clavata* depone circa 150 capsule l'anno, principalmente in inverno e primavera; l'embrione sviluppa in circa 5 mesi (Bauchot, 1987; Stehmann and Burkel, 1984). Dimensioni: lunghe 6-9 cm (senza corna), larghe 5-7 cm (Bauchot, 1987), 7,5 X 5,7 cm (valore medio, Clark, 1922). Peso medio 30 g (Bugnion, 1894). 7-7,8 X 5-5,4 cm, peso 13-18 g (Capapè, 1976); 6,1-6,6 X 5-5,6 cm, peso 19,5-22,5 g (Capapè et al., 2007).

Habitat: bentica da acque poco profonde fino alla zona batiale (20-700).

Stato di Conservazione: NT

Distribuzione: coste atlantiche da Madera e Marocco fino all'Islanda e alla Norvegia. Presente in Sud Africa e nell'Oceano Indiano sud-occidentale. Presente in tutto il Mediterraneo compreso il Mar Nero occidentale.



Raja miraletus Linnaeus, 1758

FAO: Brown ray

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France (Raie miroir), Israel, Italy (Razza quattrocchi), Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain (Raya de espejos), Tunisia, Turkey



Caratteristiche: disco più largo che lungo con margini anteriore non molto sinuosi. Rostro breve più acuto nei maschi. Ventre liscio con muso spinuloso nei maschi. Colore giallastro chiaro con punti bruni su tutto il dorso. Due caratteristici ocelli evidenti sulle ali con centro blu chiaro circondato da un anello blu scuro e un giallo-arancio più esterno. Ventre bianco. Fino a 60 LT.



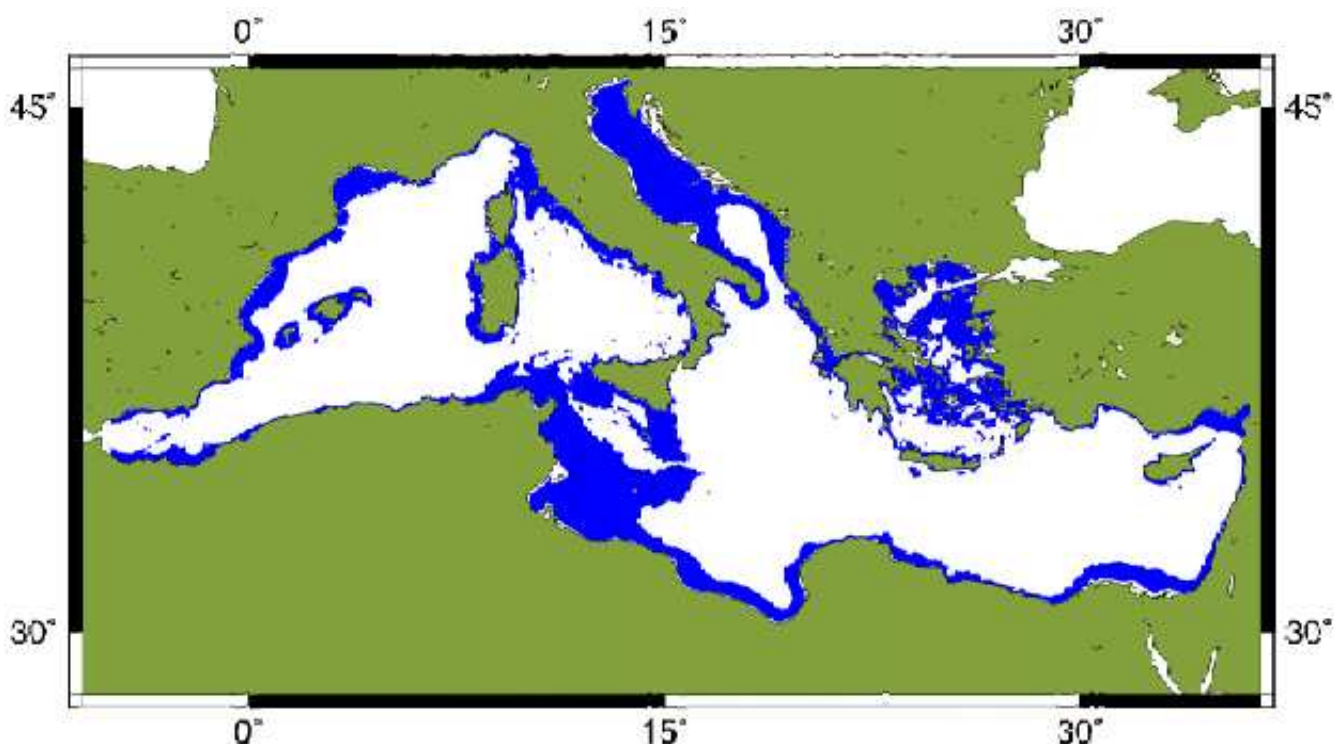
Capsula ovigera: Le capsule, piuttosto piccole e snelle, sono concave su entrambi i lati. Il colore è brillante, quasi arancione. Le carene laterali sono sottili e rappresentano l'estensione delle corna, non formando alcun angolo alla loro base. Le corna distali e prossimali hanno quasi la stessa lunghezza; sono corte e sottili e presentano filamenti al loro apice. La fessura si trova sulla parte esterna, a circa 1/3 della lunghezza del corno. Le uova sono deposte nel periodo primaverile-estivo (Bauchot, 1987), in Atlantico nel periodo invernale (Bini, 1967).

Dimensioni: lunghezza 4,5-5,2 cm (senza corna), larghezza 3,0-3,5 cm (Bauchot, 1987); lunghezza 4,2-5,2 cm, larghezza 3-3,5 cm, fino a 7-9 cm; appendici lunghe 2-3 cm (Poll, 1951; Schenk, 1873). Lunghezza 4,2-4,7 cm, larghezza 2,7-3,2, peso 4,9-6 g (Capapè et al., 2007). Larghezza 2.15-2.6 cm (Serena,oss. pers.).

Habitat: bentica da acque poco profonde a 450 m principalmente tra 50-150 m su sabbia e fondi duri.

Stato di Conservazione: LC

Distribuzione: presente in Atlantico da Madeira al Marocco, a nord fino al Portogallo, a sud fino all'estremo dell'Africa e anche nell'Oceano Indiano. Distribuita nell'intero Mediterraneo ad eccezione del Mar Nero.



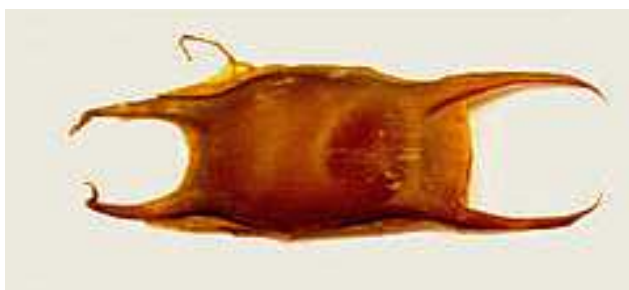
Raja montagui Fowler, 1910

FAO: Spotted ray

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France (Raie douce), Israel, Italy (Raza montagui), Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain (Raya pintada), Tunisia, Turkey



Caratteristiche: disco più largo che lungo con margini sinuosi. Rostro breve ma sporgente e ottuso. Dorso quasi liscio. Ventre quasi completamente liscio. Colore grigio bruno con punti neri distribuiti su tutto il dorso che non arrivano fino ai margini del disco, altre macchiette biancastre sono disposte casualmente e in alcuni casi possono assumere la forma di un oculo. Ventre bianco. Fino a 80 cm LT.



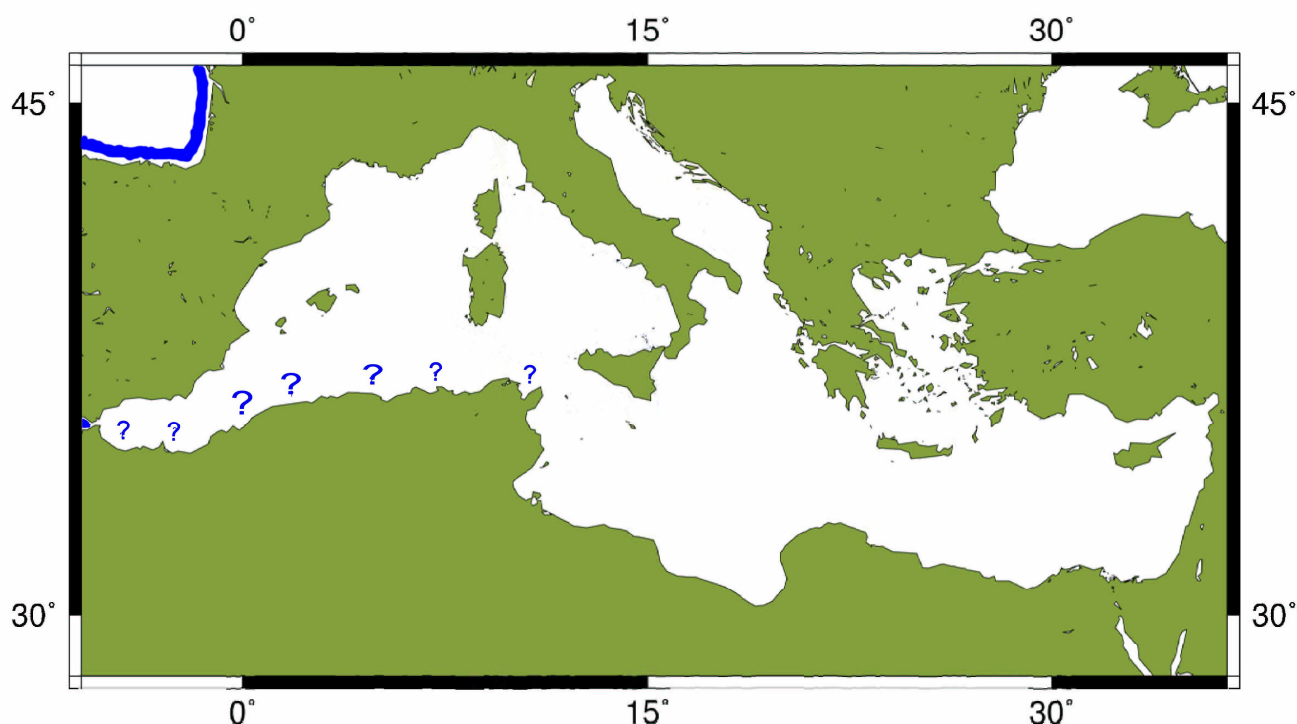
By Maia et al.

Capsula ovigera: capsula piccola, stretta e biconvessa, con le appendici lunghe non eccessivamente sviluppate rispetto a quelle corte. La parete è spessa, la superficie è liscia e opaca, da un lato e dall'altro ricoperta da un fitto reticolo di fibre. 24-60 capsule deposte nell'arco dell'anno (Lo Bianco, 1909), secondo Bini (1967) soprattutto tra aprile e giugno; lo sviluppo embrionale dura 5-6 mesi (Bauchot, 1987). Nella Manica la deposizione si verifica tra aprile e luglio (Poll, 1951). Dimensioni: lunghezza 6,4-7,7 cm; larghezza 3,7-4,6 cm (Bauchot, 1987). Lunghezza 6,5 cm, larghezza 3,5 cm (Lo Bianco, 1909). I piccoli appena nati misurano 11-12 cm LT. Le femmine maturano a 60 cm.

Habitat: bentica da acque poco profonde a 650 m, comune a 100 m su fondi sabbiosi e fangosi.

Stato di Conservazione: LC

Distribuzione: coste atlantiche dal Marocco alle Shetland, parte sud del Mar del Nord e Mar Baltico. La presenza lungo le coste del Mediterraneo (Italia, Tunisia e Grecia occidentale) deve essere confermata.



Raja polystigma Regan, 1923

FAO: Speckled ray.

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France (Raie tachetée), Israel, Italy (Razza), Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain (Raya manchada), Tunisia, Turkey



Caratteristiche: disco più largo che lungo con margini anteriori sinuosi. Rostro brevissimo con apice arrotondato e spinuloso. Dorso liscio con qualche spina sui margini anteriori. Ventre liscio ma con il muso spinuloso. Colore nocciola con punti neri che arrivano fino al margine esterno del disco, macchiette chiare disposte irregolarmente sul disco bordato da una sottile linea bianca, possono essere presenti degli ocelli simili. Fino a 50-60 cm LT.



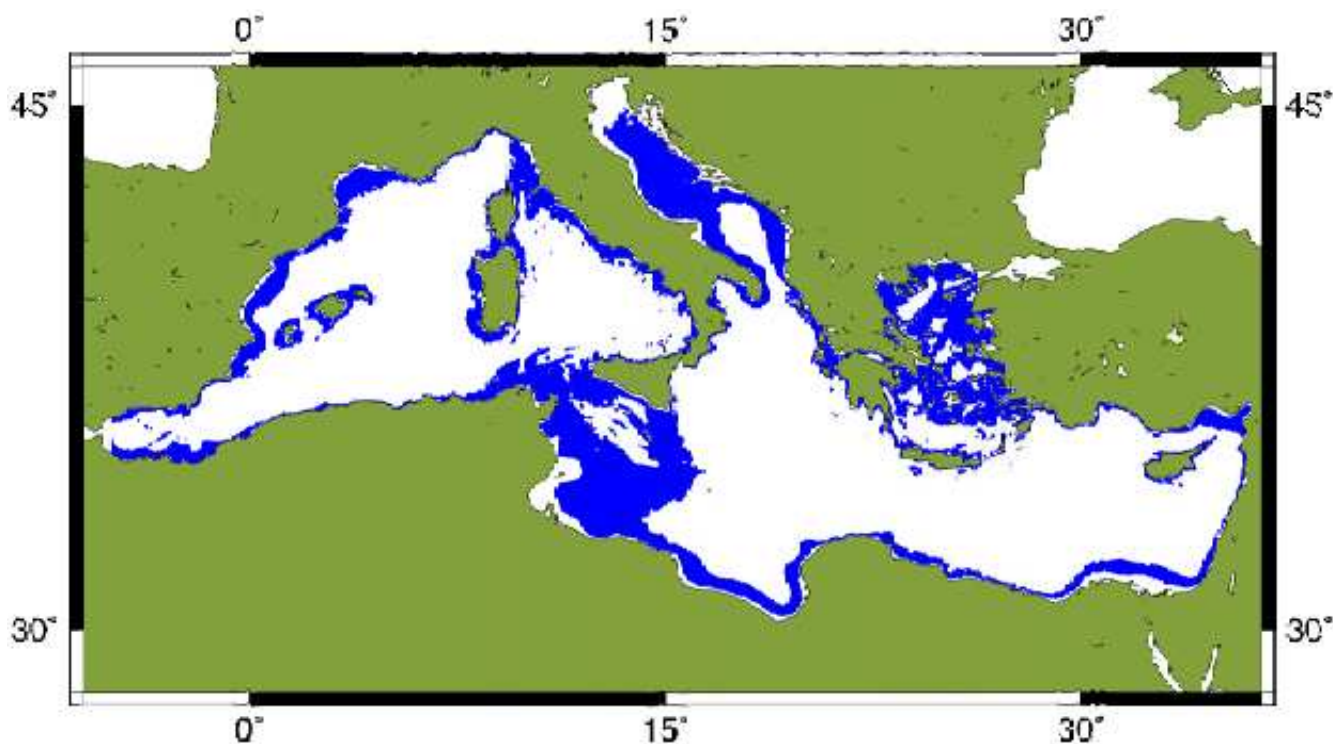
Capsule ovigere: capsule relativamente piccole, sottili e allungate, colore chiaro, marrone-arancio; entrambi i lati sono convessi. Le quattro corna hanno tutte la stessa lunghezza, pari a circa più della metà della lunghezza del corpo della capsula, ma mai più lunghe della sua lunghezza. Il paio di corna prossimali convergono una verso l'altra, spesso fino a toccarsi. La carena laterale è assente, mentre la frangia prossimale è ben sviluppata. Le femmine mature sono presenti principalmente in inverno (Bauchot, 1987) e depongono 20-60 capsule l'anno.

Dimensioni: lunghezza compresa tra 4,5 e 4,8 cm, larghezza tra 3,4 e 3,7 cm, peso 9,4 g (Capapé e Quignard, 1978). Larghezza compresa tra 3,4 e 3,6 cm (presente lavoro). Lunghezza 3,5-4,5 cm (Bauchot, 1987). Taglia di prima maturità, 53 cm LT sia nelle femmine, sia nei maschi.

Habitat: bentica su fondi mobili tra 100-400 m.

Stato di Conservazione: NT

Distribuzione: la sua presenza nel bacino orientale e nel Mar di Levante deve essere confermata, comune lungo le coste africane.



Raja radula Delaroche, 1809

FAO: Rough ray

National Name: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France (Raie râpe), Israel, Italy (Razza scuffina), Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain (Raya aspera), Tunisia, Turkey



Caratteristiche: disco largo con margini anteriori convessi, appena sinuosi. Rostro molto ridotto. Ventre liscio. Colore molto variabile da grigio avana a rosso bruno con strisce trasversali ondulate. Sono presenti due ocelli su entrambe le ali, il centro di questi può essere nero o giallastro con contorno speculare, talvolta si aggiungo posteriormente altri due ocelli più piccoli e più sbiaditi. Ventre bianco, grigiastro verso gli orli del disco. Fino a 70 cm LT.



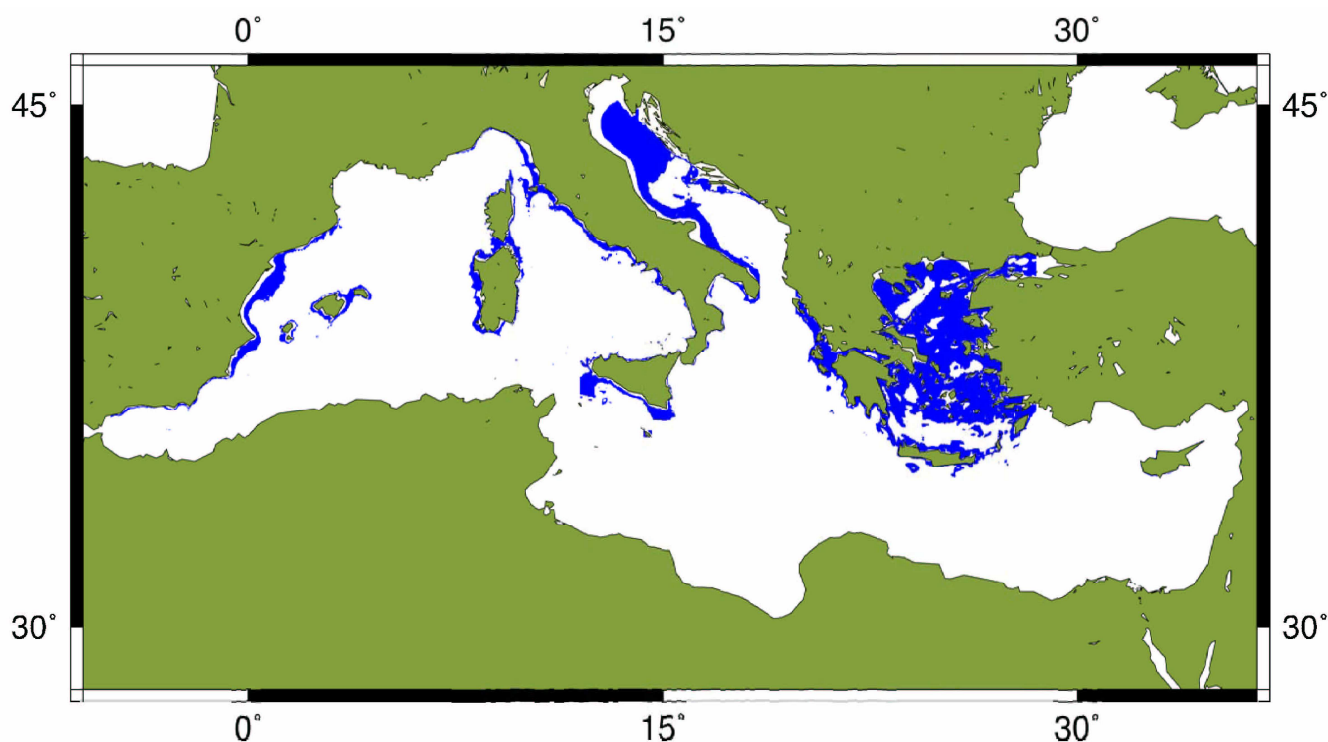
Capsula ovigera: capsula larga e munita di 4 appendici (corni) della stessa lunghezza che terminano con un filamento breve e sottile. Le due facce della capsula sono convesse, una molto più bombata dell'altra. Ai lati e sopra le due facce aderiscono delle masse di filamenti stopposi galleggianti in cui si trovano spesso inclusi grani di sabbia, detriti vari e altri frammenti estranei. La deposizione delle capsule dovrebbe avvenire da giugno ad agosto (Bini, 1967). Secondo Bauchot (1987) le capsule sono deposte durante tutto l'anno, soprattutto nel periodo tardo primaverile-estivo. Lo sviluppo embrionale durerrebbe circa 4 mesi. Le femmine maturano a 34 cm e i maschi a 30 cm di larghezza del disco.

Dimensioni: lunghezza 5,1-5,7 cm (senza corna), larghezza 3,4-3,7 cm, peso 9,6-10,5 g (Capapè, 1974).

Habitat: bentica da acque poco profonde a 350 m.

Stato di Conservazione: DD

Distribuzione: specie considerata endemica del Mediterraneo, è presente principalmente nel bacino occidentale. Assente nel Mar Nero.



Raja undulata Lacepède, 1802

FAO: Undulate ray

Nome Nazionale: **Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France** (Raie brunette), **Israel, Italy** (Razza ondulata), **Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain** (Raya mosaica), **Tunisia, Turkey**



Caratteristiche: disco con margini molto sinuosi. Rostro appena accennato. Dorsò tutto spinuloso con aree nude nella parte posteriore delle ali. Ventre liscio, ma non sul muso e lungo il bordo anteriore. Colore bruno giallastro con evidenti fasce ondulate piú scure disposte quasi simmetricamente sulle due ali. Ventre bianco. La coda all'apice è grigio bruna. Fino a 120 cm LT.



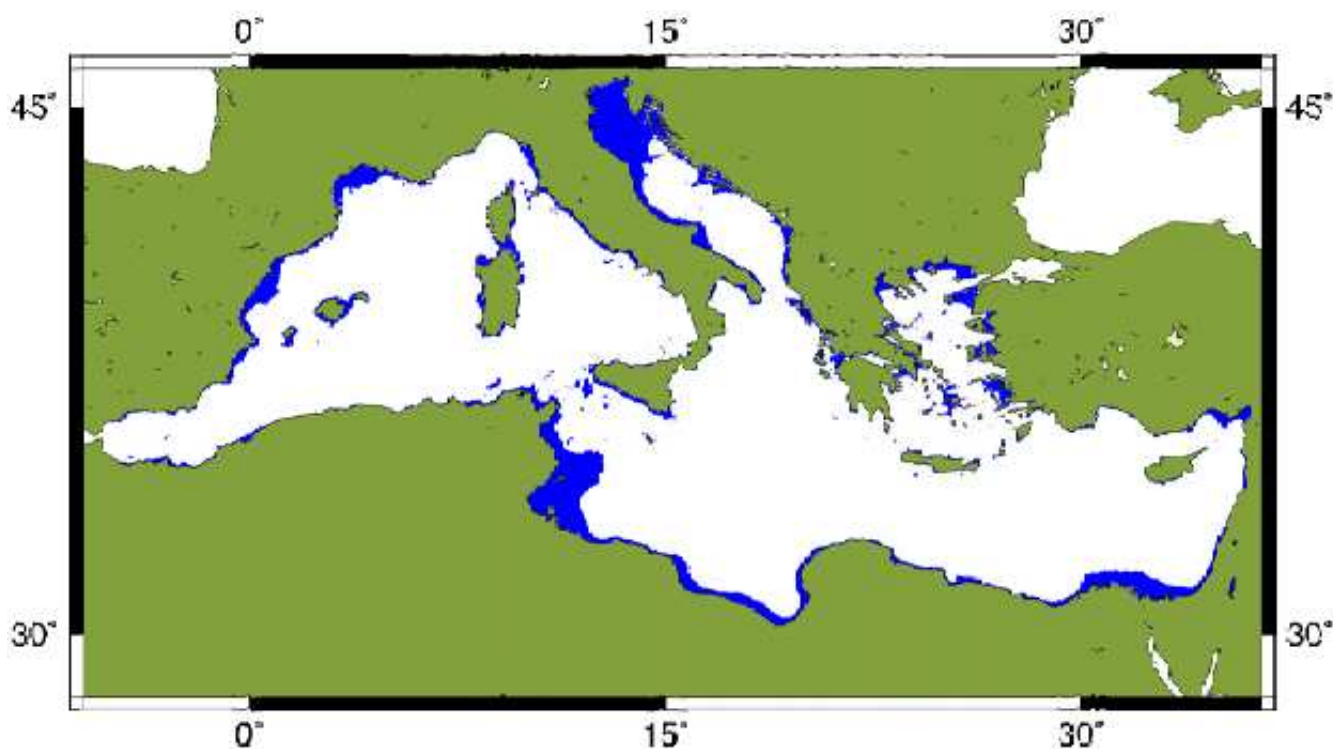
Capsula ovigera: capsula larga e robusta, con pareti spesse, di colore rossastro scuro (Bini, 1967). Numerosi filamenti sono ancorati alla carena, lungo tutto il margine laterale. Entrambi i lati sono convessi con lo stesso grado di curvatura. Un lato è piú liscio dell'altro che è ricoperto da una massa di fibre libere, tipo feltro, le corna sono corte. Ogni corno ha un'apertura longitudinale sul lato esterno vicino alla piega (corna lunghe), oppure circa a metà sul lato corrispondente alla faccia liscia della capsula (corna corte) (Clark, 1922). Le capsule sono deposte da marzo a maggio (Lo Bianco, 1909; Tortonese, 1956; Bini, 1967).

Dimensioni: lunghezza del corpo della capsula 8,1cm, larghezza massima 5,2 cm (Clark, 1922). Lunghezza 9 cm, larghezza 4,5 cm (Lo Bianco, 1909).

Habitat: bentica da acque poco profonde fino a 300 m su sabbia e fango.

Stato di Conservazione: DD

Distribuzione: coste atlantiche dal Marocco all'Irlanda del sud e Inghilterra sud-occidentale. . Parte sud della Mauritania. Presente in Mediterraneo, assente in Mar Nero.



Rostroraja alba Lacepède, 1803

FAO: White skate

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France (Raie blanche), Israel, Italy (Razza bianca), Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain (Raya bramante), Tunisia, Turkey



Caratteristiche: disco più largo che lungo con margini molto sinuosi e concavi. Rostro molto evidente, triangolare, arrotondato all'apice. Dorso spinuloso con un'area nuda centrale, liscio nei giovani. Ventre più o meno spinuloso con ampie aree nude. Colore grigio giallastro con macchie chiare sfumate e due ocelli simili. Ventre più scuro del dorso con un'ampia banda nera sul margine. Fino a 200 cm LT.



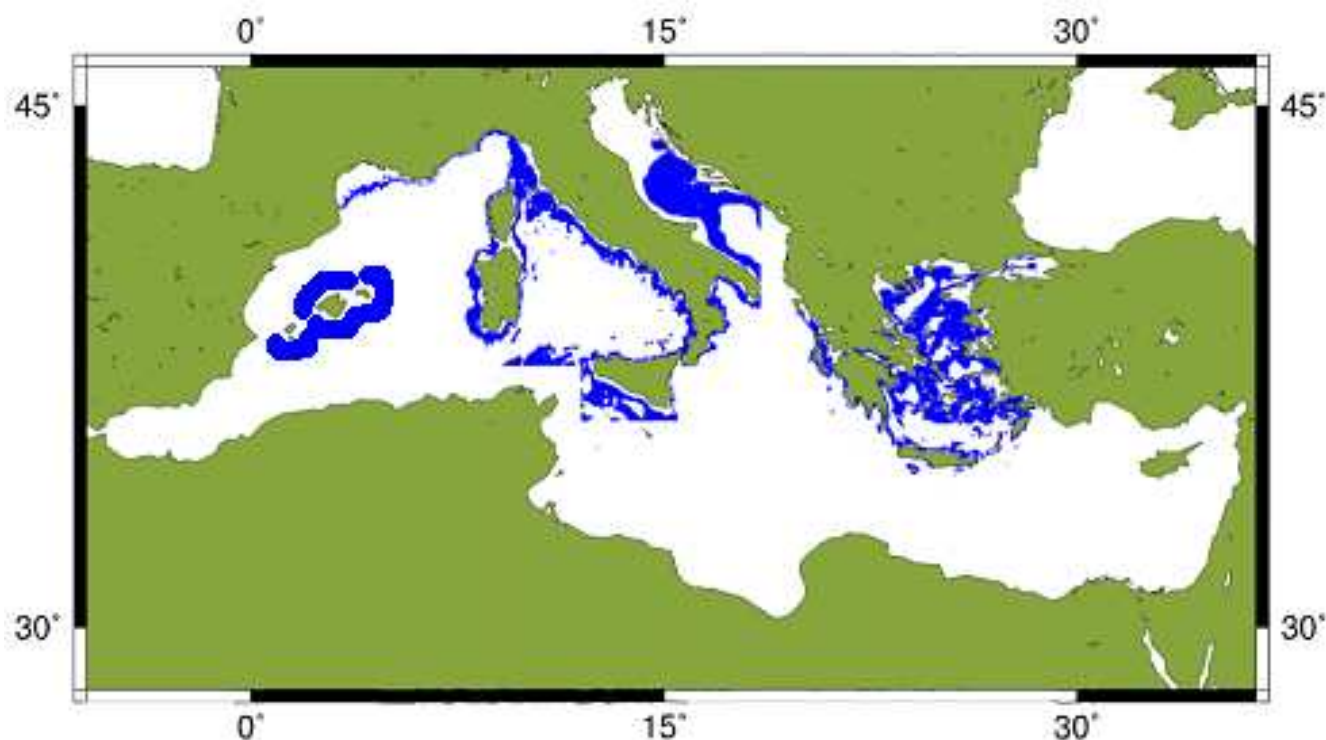
Capsula ovigera: capsula con corpo allungato, leggermente più stretta posteriormente. Il margine anteriore è troncato, quello posteriore è ampiamente convesso. La convessità è maggiore sul lato dorsale, i bordi laterali sono arrotondati verso il lato ventrale. Le corna posteriori, inclinate l'una verso l'altra e lunghe 8,7 cm, sono robuste, ma appiattite e affusolate, larghe 0,9 cm alla base fino all'estremità troncata

e ripiegata ventralmente, tipo "gancio". Le corna anteriori sono lunghe 824,5 cm), nastriformi ed affusolate, larghe 2,2 cm alla base fino a 0,6 cm all'estremità. Sono inoltre fortemente ripiegate in una direzione ventrale e inclinate l'una verso l'altra tanto da incontrarsi e incrociarsi a circa due terzi della loro lunghezza. Questi processi sono molto sottili, ma supportati da una spessa cresta longitudinale. Il colore è verde-marrone scuro e opaco (Holt, 1897). Femmine mature sono state osservate da aprile a giugno (Bini, 1967) con una produzione annuale di 55-156 capsule (Stehmann and Burkel 1984). Sviluppo embrionale in 15 mesi secondo Bauchot (1987). Dimensioni: lunghezza 16-20 cm (corna escluse) e 13-15 cm di larghezza (Bauchot, 1987); 17,4x16,8cm (Holt, 1897). Lunghezza 31 cm (con le corna), 14 senza, larghezza 8-9 cm (presente lavoro). Peso medio 90 grammi (Bugnion, 1894). La taglia di prima maturità sessuale è di 130 cm nelle femmine e 120 cm nei maschi, femmine mature sono state osservate da aprile a giugno.

Habitat: bentica da acque poco profonde alla parte alta della scarpata continentale, 40-550 m, su sabbia e detriti.

Stato di Conservazione: CR A2cd+4cd

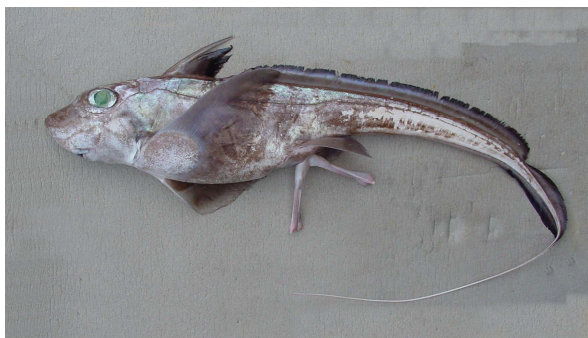
Distribuzione: coste atlantiche dall'Irlanda del sud e Inghilterra occidentale alla Mauritania. Presente soprattutto in Mediterraneo occidentale. Poche registrazioni in Israele e Turchia. Assente in Mar nero.



Chimaera monstrosa Linnaeus, 1758

FAO: Rabbitfish

Nome Nazionale: Albania, Algeria, Croatia, Cyprus, Egypt, France, Israel, Italy, Lebanon, Malta, Morocco, Slovenia, Spain, Tunisia, Turkey



Caratteristiche: corpo massiccio, diminuisce gradualmente terminando con una coda lunga a forma di frusta. Muso corto, conico; occhi grandi, prominenti, bocca piccola; assenza di spiracoli. Due piastre dentali nella mascella superiore, una sola placca nella mandibola. Quattro branchie laterali coperte da un falso opercolo con una singola apertura branchiale esterna. Due pinne dorsali, la prima alta e triangolare preceduta da una spina libera dotata di una ghiandola velenosa, la seconda lunga e bassa. I maschi adulti hanno un paio di pinze denticolate davanti alle pinne pelviche e un tentacolo anteriore (tenaculum) coperto di dentelli per la presa della femmina durante l'accoppiamento. La pelle è nuda, tranne i dentelli sull'organo maschile. Doppia apertura cloacale.

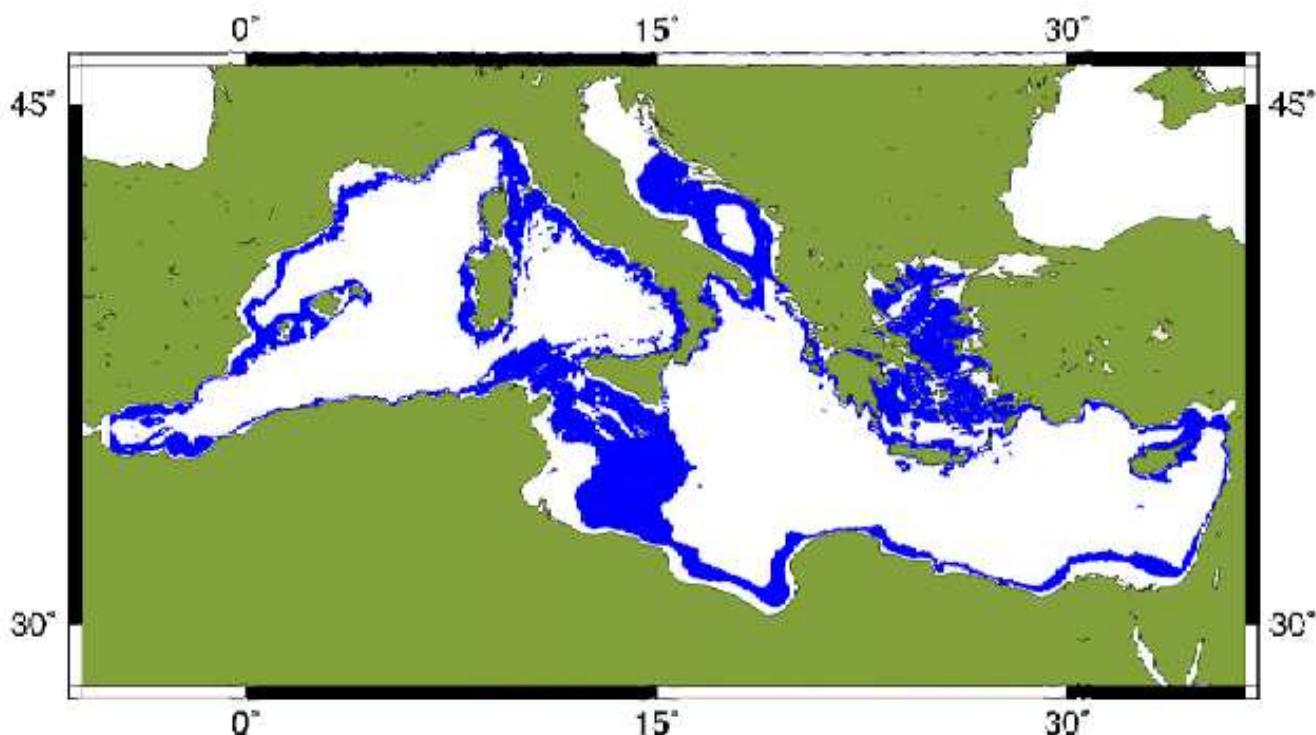


Capsula ovigera: le uova sono protette da una capsula sottile, allungata, fiancheggiata da entrambi i lati da una carena membranosa che si estende in un filamento corneo. Nei primi momenti dello sviluppo la capsula è piatta e rettangolare, solo in seguito assume la forma oblunga, bruna, con villosità e solchi paralleli e obliqui lateralmente. Il periodo della deposizione è alquanto lungo, ma si realizza prevalentemente da giugno a settembre (Olsson, 1896). Lo sviluppo embrionale dura 9-12 mesi (Bauchot, 1987). Dimensione: la lunghezza totale è compresa tra 12,2-20 cm (Collett, 1905; Lacourt, 1979).

Habitat: specie demersale della parte superiore della scarpata continentale fino a 1000 m, più frequente tra 300-500 m, sui fondi mobili.

Stato di Conservazione: NT

Distribuzione: presente in Atlantico da Capo Nord alle coste del Marocco, Azzorre e Madera. In Mediterraneo è assente nell'Adriatico settentrionale e nel Mar Nero.



PROTOCOLLO DI LAVORO

L'oviparità è considerata una condizione primitiva e i Rajidi, tra i condroitti, costituiscono senz'altro il gruppo più rappresentativo (Notarbartolo e Bianchi, 1998). Gli ovipari, come del resto tutti i pesci cartilaginei, si riproducono tutto l'anno, ma con alcuni momenti più favorevoli come ad esempio il periodo primaverile e quello estivo (Serena et al., 2010).

Dopo l'accoppiamento tra i due sessi, l'uovo fecondato e racchiuso nella sua capsula cornea, tipica di ogni specie, viene deposto all'esterno. Come detto il lato più convesso del guscio sta normalmente rivolto verso il dorso della madre; le due appendici più lunghe sono rivolte verso la cloaca di questa. Anche all'interno della stessa specie le capsule ovariche hanno grandezza variabile che in ogni caso oscilla all'interno di un preciso intervallo: le misure date da Lo Bianco (1909) per il materiale di Napoli, ad esempio, differiscono da quelle che Clark (1922) riporta per i mari del nord (Plymouth). Il colore, secondo la specie, è nerastro, bruno, verde, con tonalità, in alcuni casi, molto diverse.

Molti degli aspetti biologici dei pesci cartilaginei sono tutt'ora poco indagati. In particolare la biologia riproduttiva è sicuramente un argomento che ancora richiede attenzione da parte degli studiosi di questi pesci. Uno degli obiettivi di questo documento è proprio quello di contribuire alla conoscenza dei loro processi riproduttivi attraverso lo studio sistematico delle capsule ovigere che costituiscono il presupposto fondamentale del loro ciclo vitale. Gli argomenti che sicuramente devono essere presi in considerazione e sviluppati sono sostanzialmente i seguenti:

Stabilire la taglia di prima maturità sessuale

- osservazione dell'evoluzione della morfologia dei testicoli e del tratto genitale;
- analisi della relazione esistente tra lunghezza degli pterigopodi e lunghezza totale dell'individuo;
- analisi della relazione tra lunghezza totale e peso degli "epigonals organs" e dei testicoli per valutare lo sviluppo sessuale;
- conteggio, analisi delle dimensioni degli oociti e dimensioni della ghiandola nidamentale;

Studio del ciclo riproduttivo

- analisi dello stadio di sviluppo degli oociti negli ovari (distribuzione taglia/frequenza degli oociti) e definizione della popolazione ovocitaria;
- osservazione della quantità di individui nel corso dell'anno;
- quantità di giovani e adulti;
- sex ratio degli adulti;

Studio della fecondità

- calcolo della produzione annuale di uova in funzione della lunghezza ($F = a L^b$) o dell'età (Bagenal, 1973);

Riguardo a quest'ultimo aspetto occorre condurre un'indagine parallela alla produzione di uova nel corso dell'anno e al periodo di deposizione delle stesse, che riguarda la raccolta sistematica e la conservazione delle capsule ovariche al fine di comparare le informazioni.

Poco si conosce attualmente sulle capsule delle varie specie, un primo passo importante è proprio quello di identificare le diverse forme di capsule, poiché esse sono "uniche" a livello specie specifico. La classificazione delle capsule ovigere si deve basare, oltre che sulla forma generale e il colore, anche sulle dimensioni (lunghezza e larghezza); ovviamente la procedura di determinazione certa è quella relativa alla possibilità di raccogliere la capsula direttamente dall'utero della madre che la produce.

Alcuni autori, sia nel passato, sia recentemente, hanno trattato questo argomento in maniera molto accurata e tecnica, pubblicando cataloghi delle capsule di diverse specie di pesci cartilaginei (Ischiara, 2012; Bor, 1998). La stessa cosa può essere riproposta e attuata per le capsule dei pesci cartilaginei mediterranei. Il reperimento dei gusci può essere realizzato attraverso alcune principali modalità:

- raccolta delle capsule, vuote o con al loro interno l'embrione ancora vivo, che sono presenti insieme al pesce pescato durante i trawl survey scientifici (es. Medits);
- raccolta delle capsule ormai vuote e spiaggiate sugli arenili costieri;
- raccolta delle capsule ovariche, formate o in formazione, direttamente all'interno del corpo delle femmine adulte sessualmente mature.

Una concentrazione di capsule in una determinata area, in certi periodi dell'anno, può indicare una possibile area di deposizione e anche il periodo riproduttivo di una determinata specie. Questo fatto avrebbe sviluppi molto positivi anche nello studio della distribuzione spaziale e temporale degli esemplari. Gli aspetti riguardanti il movimento delle specie, nonché la loro distribuzione spaziale, compreso la scelta di microhabitat per la deposizione delle uova e per le aree di nursery, potrebbero porre interessanti quesiti da affrontare da un punto di vista gestionale e consentendo, magari, di valutare la reale possibilità di elevare alcune specie di razze a indicatori biologici dell'ambiente marino (come potrebbe essere il caso di *Raja asterias* per l'ambiente marino costiero).

Con le informazioni e i disegni reperiti in bibliografia (Tortonese, 1956; Bini, 1967, Bor 1998, SharkTrust xxx, Inshara, 2012), in una sorta di confronto storico di ciò che veniva rappresentato nel recente passato e quello che stiamo raccogliendo, è stata preparata una prima bozza di "catalogo" delle capsule delle specie mediterranee, in alcuni casi ancora da completare (Allegato 1). Tale "overview" dovrebbe/potrebbe servire come confronto e aiutare nel riconoscimento delle capsule raccolte.

Il materiale precedentemente raccolto sulla spiaggia, a bordo dei pescherecci o ritrovato all'interno di razze campionate, è stato già conservato a secco o in liquido di conservazione e fotografato. Per l'identificazione specie-specifica di queste capsule ci siamo avvalsi anche della consulenza di Peter Bor.

L'analisi genetica sulle capsule, e/o sul loro contenuto, potrebbe rappresentare uno strumento utile di supporto alla determinazione specifica dell'uovo stesso. L'analisi del tuorlo o dei tessuti interni all'uovo (ottenuti anche raschiando la parte interna della teca, operazione che si può tentare di condurre anche su capsule ritrovate spiaggiate o in mare ed ormai vuote) potrebbe fornire risposte circa la specie di appartenenza. In questo senso parte del materiale dovrebbe essere analizzato da uno specifico laboratorio di genetica molecolare.

Un notevole aiuto nella creazione di una banca dati di confronto delle capsule di condroitti potrebbe provenire dalla collaborazione con gli acquari, pubblici o privati, che mantengono questi pesci, soprattutto razze, in cattività. Spesso alcuni esemplari riescono a riprodursi con successo anche in ambienti controllati. In questo caso, la raccolta e conservazione delle capsule dopo la schiusa o di quelle non schiuse (di solito gettate via), di certa identificazione specifica, rappresenterebbe un valido e sicuro punto di partenza per il confronto con materiale "sconosciuto".



Modalità operative

1) **Acquisizione dati in laboratorio**

In laboratorio il lavoro sulle capsule raccolte può essere condotto sia sulle uova fresche che su quelle spiaggiate o ritrovate in mare. Nel caso di campioni secchi sarebbe opportuno reidratare nuovamente la capsula. Una buona reidratazione del materiale si ottiene grazie ad una semplice immersione in acqua per alcuni minuti (meglio almeno mezz'ora). Le capsule fresche o reidratate possono essere conservate in alcool al 70%. Questo consente di eseguire un'analisi genetica sulla capsula o sul suo contenuto anche dopo un certo tempo dal suo ritrovamento.

Facendo riferimento alle figure di pagina 18 e 19, seguendo quindi le indicazioni riportate sulla denominazione delle parti della capsula, si elencano le varie misure corrispondenti. Contemporaneamente, quando si dispone dell'esemplare, è utile raccogliere informazioni dettagliate su di esso quali peso e misure delle altre parti costituenti il sistema riproduttore della pesce (ghiandola nidamentale, ovari, ecc.). A tal fine è importante indagare tutti gli aspetti riguardanti la biologia riproduttiva, come taglia di prima maturità, produzione della popolazione ovocitaria, ecc.

I dati morfobiometrici acquisiti possono essere raccolti in una tabella prima di essere registrati in un apposito archivio:

Tab. x – Schema dei parametri da rilevare in laboratorio sulle capsule e sull'apparato riproduttore.

SESSO	MATURITA'					
	Peso gonadi					
Peso uteri+gh nid.						
Ghiandola nidamentale	peso				larghezza	
N. capsule	1	2	3	4	5	6
Peso capsule						
Lunghezza capsule						
Larghezza capsule						
Lunghezza corna post..						
Lunghezza corna ant.						
Larghezza carena						
Larghezza frangia post.						
Larghezza frangia ant.						

2) *Analisi dei dati*

Diagnosi per l'identificazione di appartenenza delle capsule ovariche dei rajidi A cura di Romano Teodosio Baino

Nel bacino Mediterraneo è stata accertata la presenza di XX specie di razze di cui perlomeno una considerata *complex* (Serena et al., 2010; Iglesias et al., 2009). Su sei specie di queste razze è stato condotto uno studio specifico sulle capsule ovariche che producono. Ciò è stato possibile grazie alle attività di ricerca sviluppatesi nel tempo che hanno consentito di raccogliere un numero sufficiente di capsule (Rey, 2006). Le specie trattate sono le seguenti:

<i>Raja asterias</i>	Delaroche, 1809
<i>Raja clavata</i>	Linneaus, 1758
<i>Raja miraletus</i>	Linneaus, 1758
<i>Raja polystigma</i>	Regan, 1923
<i>Dipturus oxyrinchus</i>	Linneaus, 1758
<i>Dipturus batis complex</i>	Linneaus, 1758

L'area di studio da cui proviene la maggior parte dei campioni analizzati comprende il tratto di mare della costa toscana, tra la foce del fiume Magra e quella dell'Ombrone, a diverse profondità, da 5 a 800 metri. Come detto sopra i campioni utilizzati provengono sia da campagne di pesca sperimentale a strascico GRUND e MEDITS sia dalla piccola pesca artigianale costiera con tramaglio e palamiti. Delle 246 capsule disponibili solo 198 sono state utilizzate, poiché sufficientemente integre; tra queste 26 erano attribuibili con certezza alla specie, in quanto ritrovate all'interno di femmine gravide.

Sulle capsule analizzate sono state rilevate le seguenti misure ritenute le più significative: lunghezza totale, larghezza totale, lunghezza delle corna prossimali e delle corna distali, larghezza delle frange superiori, delle frange inferiori e di quelle laterali.

L'elaborazione statistica dei dati relativi alle capsule è stata effettuata tramite il software Primerv5 (Clarcke e Warwick, 1994) per costruire matrici di similarità, cluster analysis e analisi delle componenti principali.

A seguito di alcune analisi preliminari, le variabili lineari sono state ridotte a 5, con l'eliminazione della lunghezza totale e della larghezza delle frange inferiori. Inizialmente si è proceduto alla creazione del cluster relativo alle 26 capsule di specie sicuramente nota, per poter verificare l'efficacia delle variabili nella discriminazione specifica delle capsule. Il dendrogramma ottimale (FIG 1) ottenuto con la cluster analysis mette in evidenza il raggruppamento esatto delle capsule ovariche per specie prendendo in considerazione le 5 variabili larghezza, corna prossimali, corna distali, frange superiori e laterali.

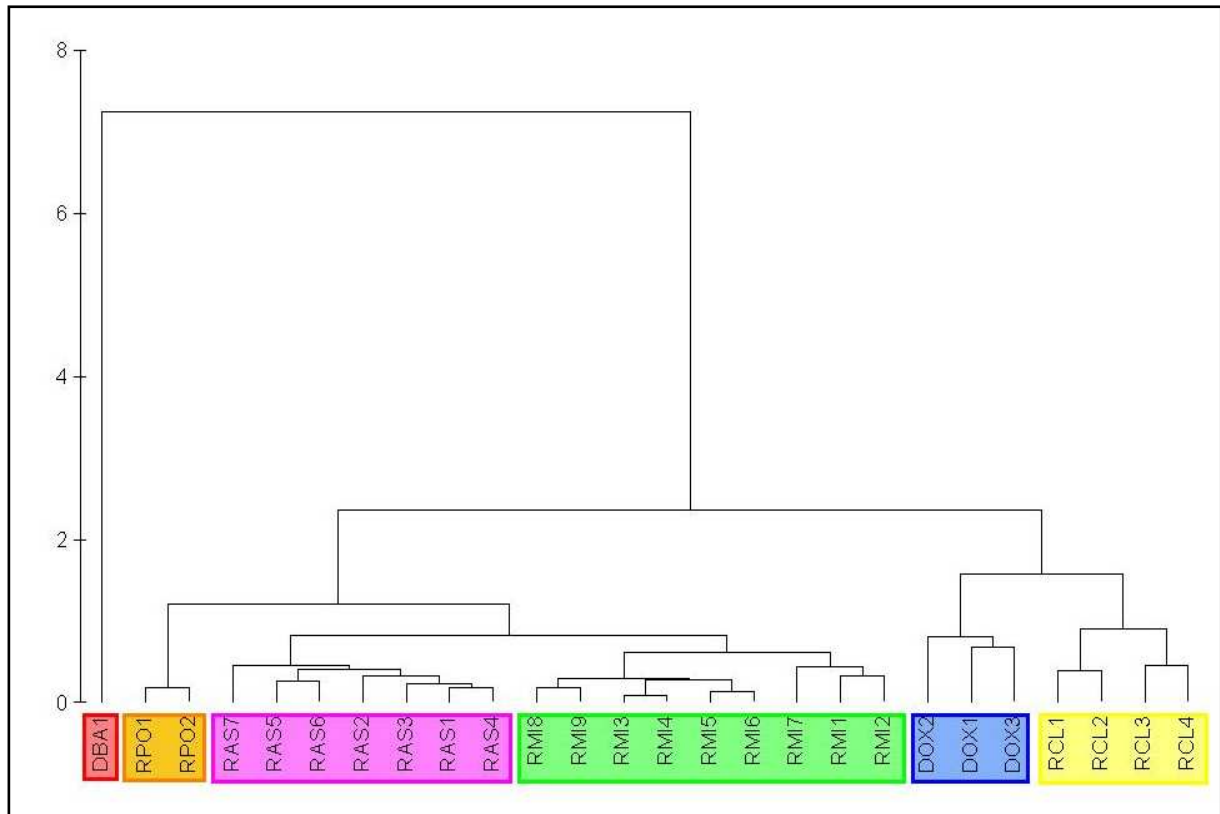


FIG 1 - Cluster delle 26 capsule di specie nota distinte in base a sole 5 variabili. DBA= *Dipturus batis*, RPO= *Raja polystigma*, RAS=*R. aterias*, RMI=*R. miraletus*, DOX=*Dipturus oxyrinchus*, RCL=*R. clavata*.

Per verificare in altra via l'efficacia dell'elaborazione ottenuta col cluster è stata applicata anche l'Analisi delle Componenti Principali (FIG. 2) che conferma come le misure riguardanti le 5 strutture prese in esame possano discriminare la specie: si noti che la PC1 e la PC2 determinano complessivamente il 96% delle differenze osservabili nelle capsule ovariche dei Rajidi.

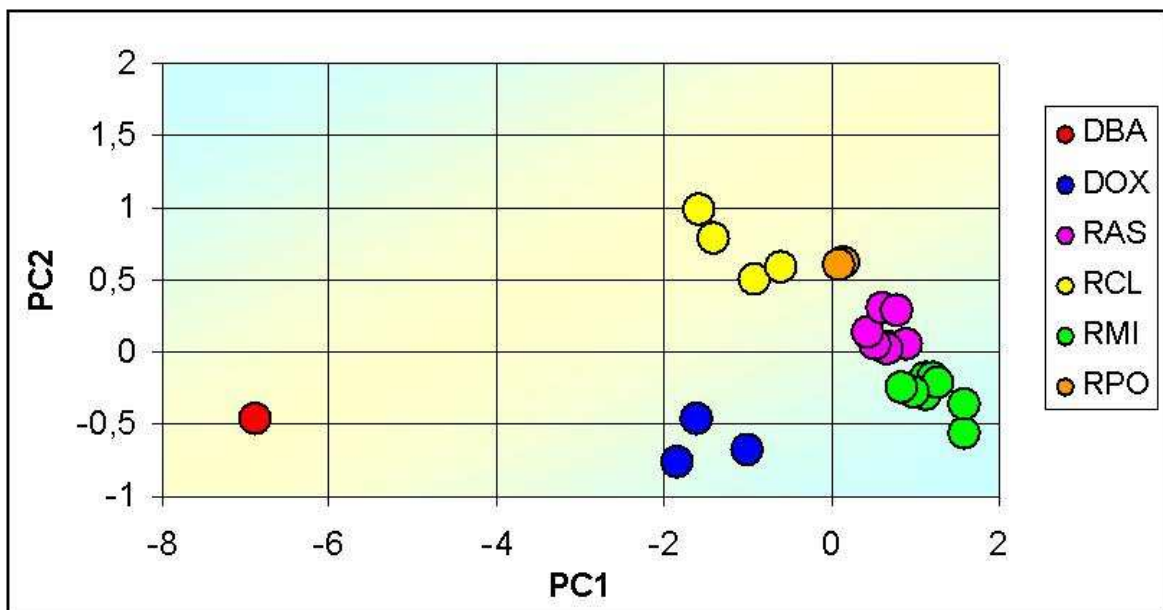


FIG. 2 - Rappresentazione grafica della PCA ottenuta con le 26 capsule note.

La composizione in specie dell'intero campione (26 capsule note più le 172 "ignote") è confermata dalla classificazione ottenuta mediante la PCA che è "topologicamente" identica alla precedente (in termini semplici, ignorando i valori di scala, le PC1 coincidono, mentre le PC2 sono simmetriche) (FIG. 3).

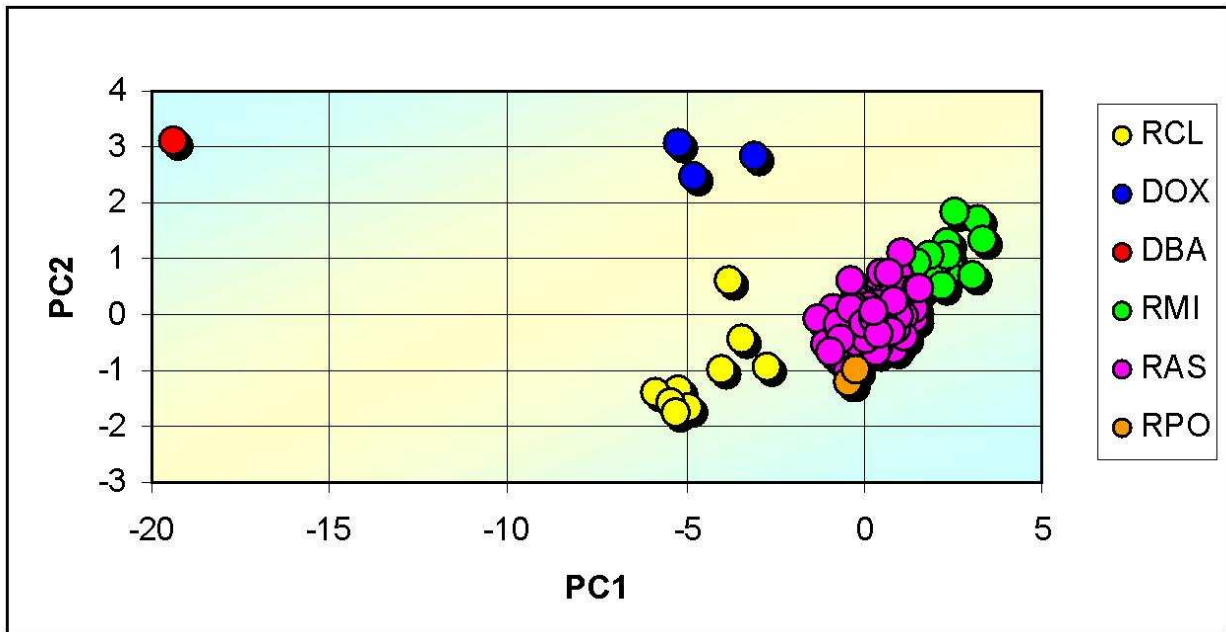


FIG. 3 - Rappresentazione grafica della PCA ottenuta sulle 198 capsule.

Una volta determinato che il raggruppamento per specie delle capsule poteva essere definito mediante l'analisi biometrica di soli 5 componenti strutturali, il passo successivo è stato quello di cercare di ridurre al minimo il numero di variabili da utilizzare nella discriminazione e quindi, ai fini pratici, da misurare per ogni capsula. Per fare ciò sono state studiate le funzioni di correlazione tra tutte le possibili coppie di variabili partendo dalle 5 utilizzate per la classificazione del cluster.

Tra le funzioni biunivoche di correlazione, le due variabili che distinguono più nettamente le specie sulla retta di regressione sono la larghezza totale della capsula e la lunghezza delle corna prossimali. Queste due variabili da sole permettono la separazione al 96% sulla funzione di correlazione delle specie oggetto di studio.

Data l'esiguo numero di variabili coinvolte e la finalità didattica dello studio, l'analisi discriminante è stata costruita manualmente, mediante l'impiego di semplici regole trigonometriche (Fig. 4) (Rey, 2006).

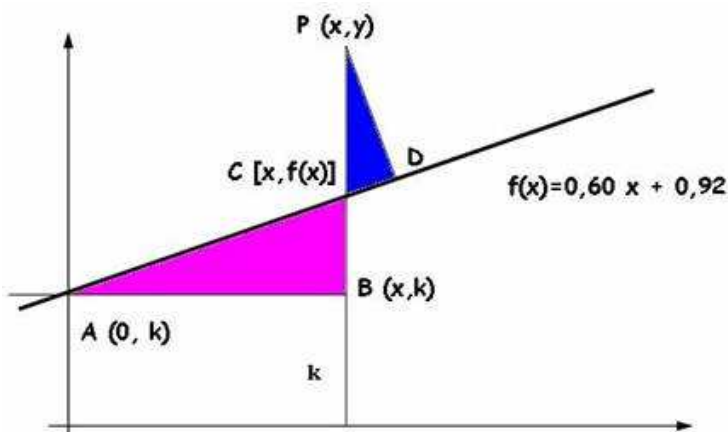


FIG: 4 - Rappresentazione schematica del procedimento trigonometrico utilizzato per l'analisi discriminante.

Il fine pratico della rappresentazione grafica è stato la determinazione, per ogni specie, di un intervallo di valori all'interno del quale ricade la distanza della proiezione della capsula stessa dal punto di intersezione con l'asse Y A(0,k). Nel grafico di figura 4, il punto P rappresenta la singola capsula con coordinate X=larghezza e Y=lunghezza corna prossimali.

Sulla funzione discriminante viene poi costruita la proiezione C(x, f(x)), dove f(x) è la retta di regressione (Fig. 5). La distanza della proiezione si deriva applicando semplicemente le proporzioni tra i lati dei due triangoli rettangoli simili ABC e PDC, per cui si ha:

$$AC: CB = PC: CD$$

Da cui la proiezione del punto P sulla retta, risulta:

$$AD=AC+CD$$

$$AC = \sqrt{(AB^2+BC^2)} = \sqrt{(x^2+ (f(x)-k)^2)}$$

$$CD = CB * PC / AC$$

$$CD = [y-(f(x))*[f(x)-k]] / \sqrt{[x^2+ (f(x)-k)^2]}$$

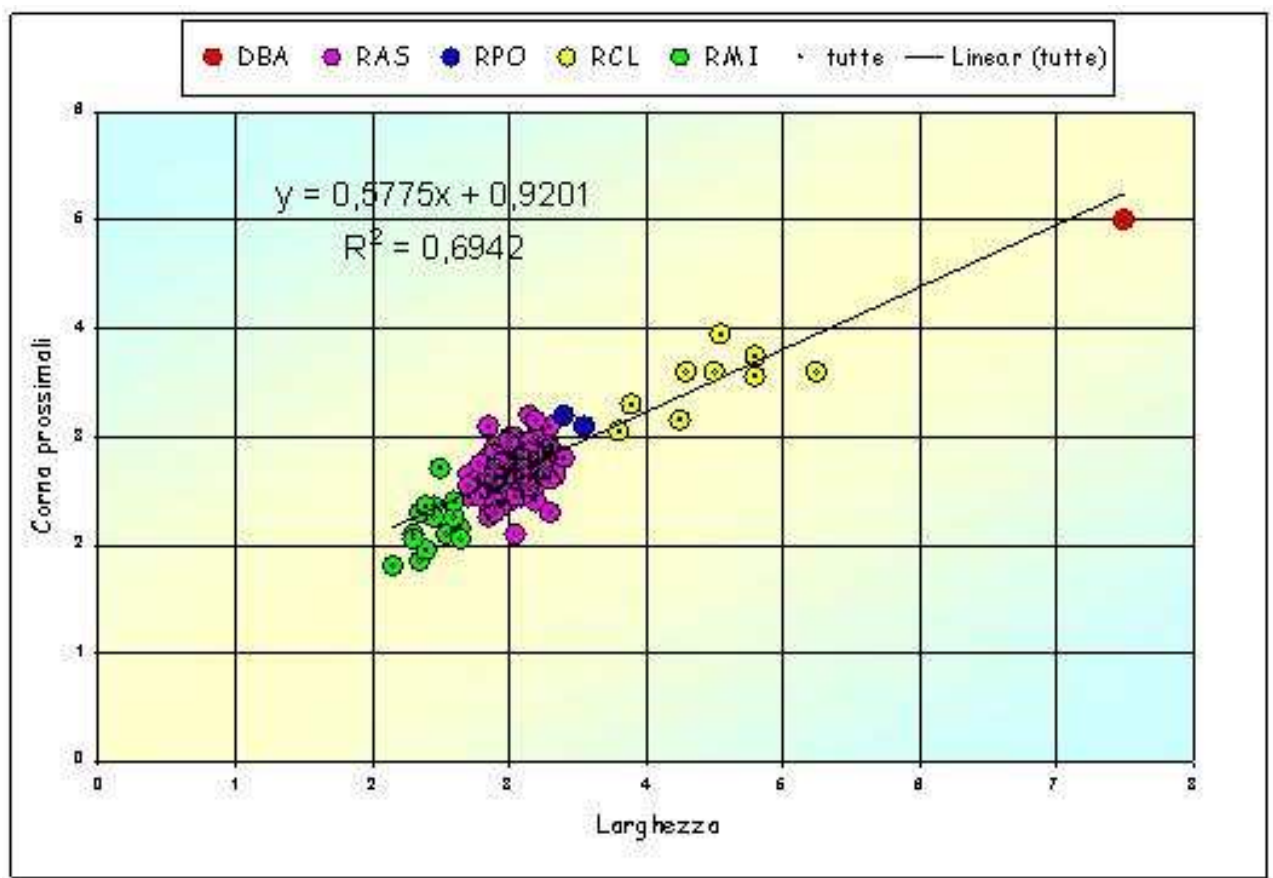


Fig. 5 - Funzione discriminante definita mediante la larghezza e lunghezza delle corna prossimali delle capsule.

Nella figura 5 si evidenzia solamente una distinzione tra le specie, senza un esatto riferimento ad un valore limite tra le stesse. Non potendo definire limiti precisi, si è preferito passare da un approccio empirico ad un approccio statistico-probabilistico, trasformando le misure sperimentali nella corrispondente distribuzione gaussiana, cui corrispondono valore medio e deviazione standard derivati dalle distribuzioni delle singole specie (Fig. 6).

La formulazione matematica usata per le distribuzioni Gaussiane è:

$$f(x) = [1/(\sigma \cdot \sqrt{2\pi})] \exp\{-(x-\mu)^2/2\sigma^2\}$$

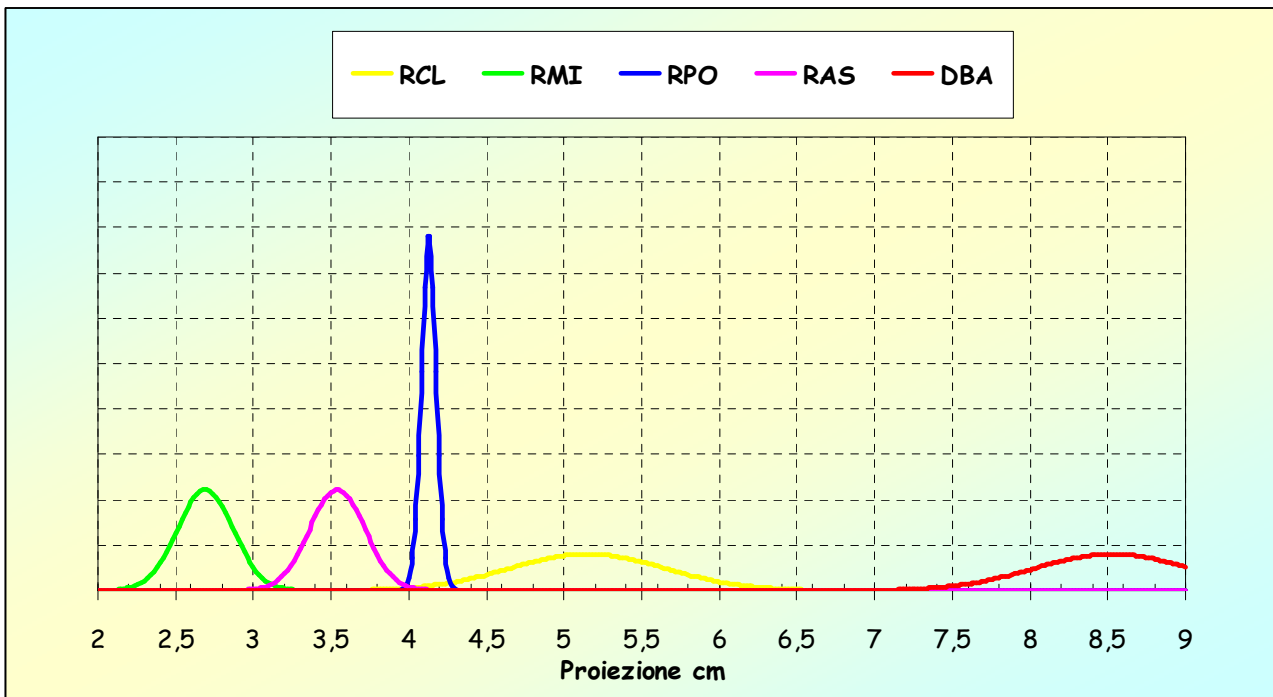


Figura 6 - Curve gaussiane di distribuzione delle proiezioni di ogni specie.

La rappresentazione della figura 6 mostra come le popolazioni di valori di *Raja miraletus* e *Raja asterias* abbiano una distribuzione gaussiana molto simile, pur avendo media diversa ma con deviazione standard simile, così come le popolazioni di *Raja clavata* e *Dipturus batis*. Le distribuzioni dei cinque gruppi differenti mostrano, inoltre, aree di sovrapposizione piuttosto limitate.

Il passaggio successivo per completare l'analisi discriminante è stato definire, per ogni valore di proiezione di una capsula, la probabilità di appartenenza ad una data specie. Per fare ciò sono state calcolate le probabilità cumulative, per ogni valore della funzione discriminante, di appartenenza alle singole specie (Tab. 1).

Tab. 1 - Valori percentuali della probabilità di associare un dato valore di proiezione alle specie in esame.

media	5,15	2,72	4,13	3,54	8,53	
dev.std	0,5	0,19	0,05	0,19	0,5	
funzione discriminante	RCL	RMI	RPO	RAS	DBA	SUM
2	0,00%	100,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,04
2,25	0,00%	100,00%	0,00%	0,00%	0,00%	2,46
2,5	0,00%	100,00%	0,00%	0,00%	0,00%	26,85
2,75	0,00%	99,98%	0,00%	0,02%	0,00%	51,85
3	0,01%	95,03%	0,00%	4,96%	0,00%	18,65
3,25	0,08%	6,14%	0,00%	93,77%	0,00%	17,46
3,5	0,17%	0,02%	0,00%	99,81%	0,00%	51,44
3,75	1,37%	0,00%	0,00%	98,63%	0,00%	28,89
4	12,87%	0,00%	61,69%	25,44%	0,00%	11,01
4,25	25,98%	0,00%	73,70%	0,32%	0,00%	15,19
4,5	100,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	8,57
4,75	100,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	14,48
5	100,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	19,07
5,25	100,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	19,55
5,5	100,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	15,61
5,75	100,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	9,71
6	100,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	4,70
6,25	99,97%	0,00%	0,00%	0,00%	0,03%	1,77
6,5	99,00%	0,00%	0,00%	0,00%	1,00%	0,53
6,75	77,15%	0,00%	0,00%	0,00%	22,85%	0,15
7	10,31%	0,00%	0,00%	0,00%	89,69%	0,21
7,25	0,39%	0,00%	0,00%	0,00%	99,61%	0,76
7,5	0,01%	0,00%	0,00%	0,00%	99,99%	2,39
7,75	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	100,00%	5,91
8	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	100,00%	11,37
8,25	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	100,00%	17,05
8,5	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	100,00%	19,91
8,75	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	100,00%	18,11
9	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	100,00%	12,82

In questo modo non è necessario definire un margine di errore della stima di attribuzione in quanto l'entità dell'approssimazione percentuale è lasciata allo sperimentatore che può decidere con quale approssimazione accettare il risultato migliore. Una rappresentazione grafica di quanto elaborato è data nella figura 7.

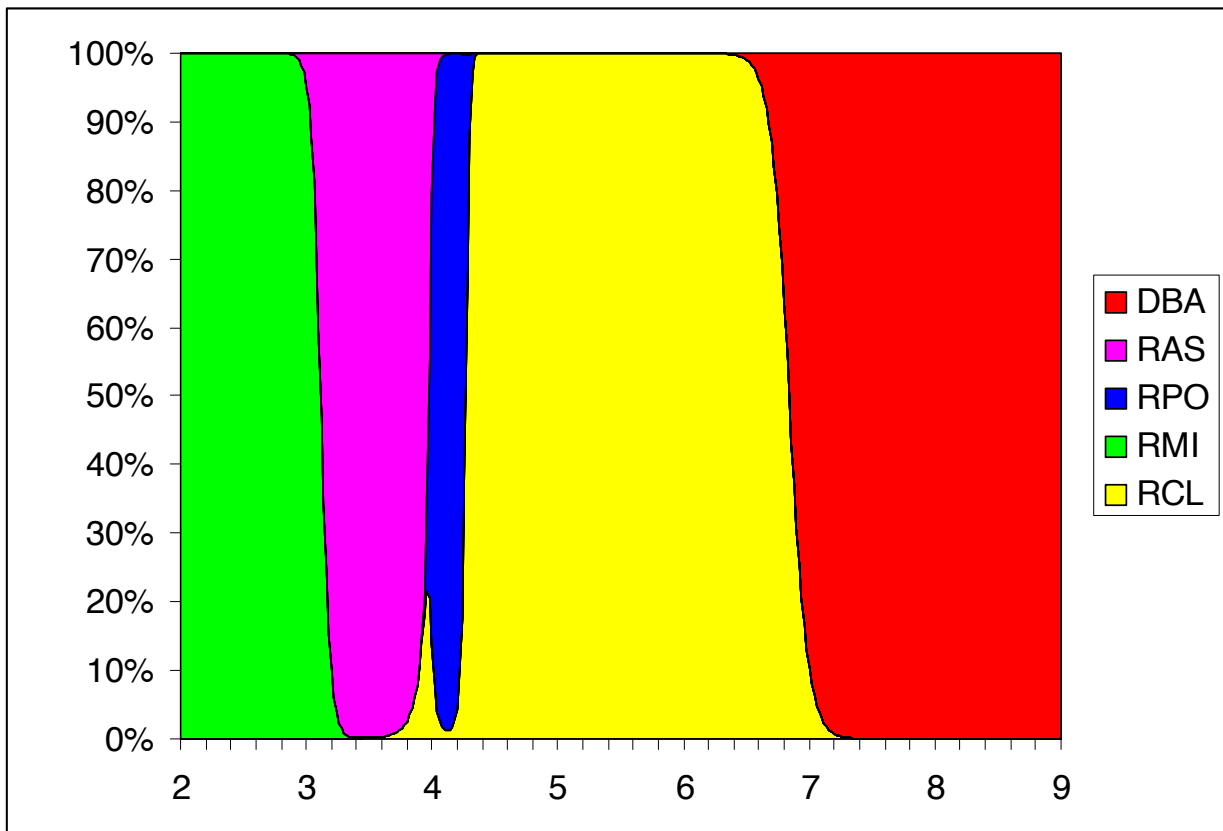


Fig. 7 - Le aree colorate rappresentano le probabilità per ogni specie associate alle diverse proiezioni. Sull'asse x sono riportati i valori della proiezione, sull'asse delle y le probabilità percentuali.

Al fine di associare una probabilità di attribuzione della specie ad una coppia di valori di corna prossimali e di larghezza di una capsula qualsiasi, è stato creato su un foglio elettronico, una **“macchinetta identificatrice”**.

Inserendo i due valori nelle caselle corrispondenti di input si ottengono le percentuali di appartenenza alle singole specie. Tramite la formattazione condizionale i valori superiori al 99,9% (praticamente la certezza) vengono evidenziati in verde, quelli inferiori in giallo. Spetta all'operatore la decisione del livello di certezza da dare all'identificazione, secondo lo scopo del suo studio.

Di seguito si mostrano alcuni esempi pratici di applicazioni della “macchinetta identificatrice” con differenti valori di L=larghezza e lcp=lunghezza corna prossimali:

una capsula con L=2,5 e lcp=2,7 è Raja asterias al 51% oppure Raja miraletus al 49% (Fig. 8 a)

una capsula con L=2,5 e lcp=2,0 è Raja miraletus al 99,99% (Fig. 8b)

una capsula con L=3,5 e lcp=3,0 è Raja polystigma al 98,64% o altre specie ma con minime probabilità

una capsula con L=7,0 e lcp=5,0 è Dipturus batis al 100%

INPUT inserire nelle caselle gialle le due misure
OUTPUT nella colonna probabilità compare l'attribuzione della specie

LARGHEZZA della capsula in cm **2,50**
 LUNGHEZZA delle corna prossimali in cm **2,70**

	probabilità
rmi Raja miraletus	48,89%
ras Raja asterias	51,04%
rpo Raja polystigma	0,00%
rcl Raja clavata	0,07%
dba Dipturus batis	0,00%

attribuzione sicura oltre il 99,9%
 attribuzione incerta

a

INPUT inserire nelle caselle gialle le due misure
OUTPUT nella colonna probabilità compare l'attribuzione della specie

LARGHEZZA della capsula in cm **2,50**
 LUNGHEZZA delle corna prossimali in cm **2,00**

	probabilità
rmi Raja miraletus	99,99%
ras Raja asterias	0,01%
rpo Raja polystigma	0,00%
rcl Raja clavata	0,00%
dba Dipturus batis	0,00%

attribuzione sicura oltre il 99,9%
 attribuzione incerta

b

INPUT inserire nelle caselle gialle le due misure
OUTPUT nella colonna probabilità compare l'attribuzione della specie

LARGHEZZA della capsula in cm **3,50**
 LUNGHEZZA delle corna prossimali in cm **3,00**

	probabilità
rmi Raja miraletus	0,00%
ras Raja asterias	0,13%
rpo Raja polystigma	98,64%
rcl Raja clavata	1,22%
dba Dipturus batis	0,00%

attribuzione sicura oltre il 99,9%
 attribuzione incerta

c

INPUT inserire nelle caselle gialle le due misure
OUTPUT nella colonna probabilità compare l'attribuzione della specie

LARGHEZZA della capsula in cm **7,00**
 LUNGHEZZA delle corna prossimali in cm **5,00**

	probabilità
rmi Raja miraletus	0,00%
ras Raja asterias	0,00%
rpo Raja polystigma	0,00%
rcl Raja clavata	0,00%
dba Dipturus batis	100,00%

attribuzione sicura oltre il 99,9%
 attribuzione incerta

d

Fig 8- Alcuni esempi di applicazione della "macchinetta identificatrice".

A causa dello scarso numero di esemplari certi per le per specie disponibili, le elaborazioni sono da considerarsi valide assumendo che la classificazione ottenuta mediante la cluster analysis sia corretta. È inoltre possibile determinare la probabilità di appartenenza ad una data specie solo per valori compresi negli intervalli ottenuti dal campione.

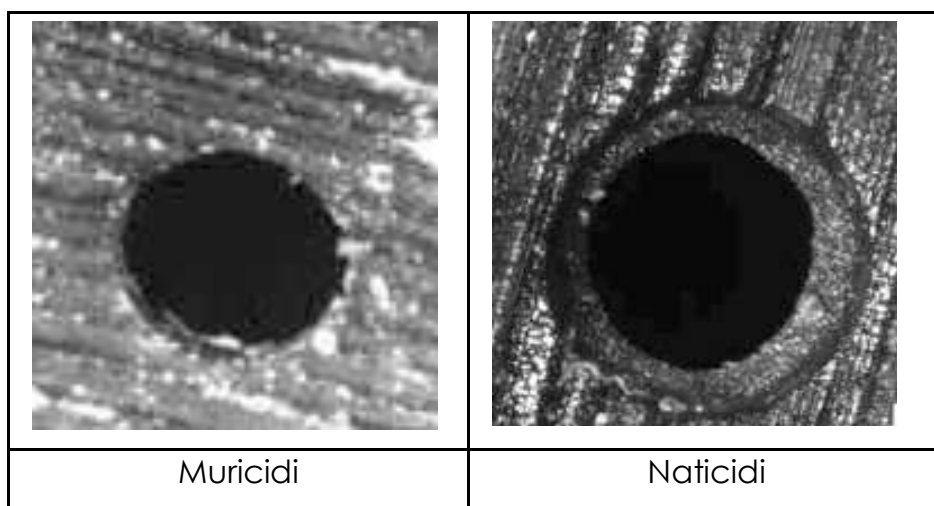
Le coppie di valori utilizzate devono inoltre avere una loro coerenza; devono cioè essere plausibili. Questo significa che, anche utilizzando valori di larghezza e lunghezza delle corna prossimali interni all'intervallo di valori campionati, sarà impossibile definire la specie per una capsula con misure rispettivamente di 3,5 cm e 5 cm. Questo non implica che una capsula con tali misure non possa astrattamente esistere, ma solo che non rispetta le condizioni di analisi poste da questo studio, ovvero non può appartenere ad alcuna delle 5 specie considerate.

PREDAZIONE DELLE CAPSULE

È molto probabile che la produzione di capsule ovigere, in grado di proteggere l'embrione da eventuali predatori, sia l'effetto di un adattamento teso a massimizzare la fecondità degli individui ovipari che rispetto ai vivipari producono un numero di uova per anno sicuramente superiore (mediamente 40-160 degli ovipari, contro 2-18, certe volte ogni due anni, dei vivipari). Le capsule ovigere, una volta rilasciate nell'ambiente, sono comunque soggette a predazione da parte dei diversi organismi marini. I tassi di predazione delle capsule non sono, in ogni caso, correlati al loro spessore, ma più a situazioni chimiche ed ecologiche (Lucifora & Garcia, 2004).

Il duro guscio coriaceo che contiene l'embrione degli elasmobranchi, più in generale dei condroitti, solo apparentemente sembra fornire una buona protezione contro i predatori. Infatti, le capsule sono predate attivamente da una certa varietà di animali marini e inattivamente da altri. Diverse specie di molluschi gasteropodi fanno buchi sulla superficie del guscio per accedere al contenuto e mangiarlo (Ansell, 1961; Cox & Koob, 1991; Smith & Griffiths, 1997; Bor, 2002), così come anche il riccio di mare *Strongylocentrotus droebachiensis* (Cox & Koob, 1991). Capsule di elasmobranchi sono state trovate nel contenuto stomacale di diverse specie di pesci ossei (Jensen, 1914; Lungo, 1996), di altri elasmobranchi (Jensen, 1914; Varoujean, 1972), di elefanti e leoni marini dei mari del nord (Morejohn & Baltz, 1971; Jones, 1981; Sinclair, 1994; Antonelis *et al.*, 1998; Bonnot, 1928) e infine nello stomaco di capodogli (Cox & Koob, 1993; Santos *et al.*, 1999). Questi ultimi autori hanno descritto il contenuto dello stomaco di capodogli arenati nel nord-est dell'Atlantico, nei quali hanno trovato uova di razze. In questo caso si deve parlare di predazione inattiva e le possibili ragioni possono essere ricondotte a situazioni accidentali nel momento in cui il capodoglio preda un organismo che sta vicino a una capsula, oppure più occasionalmente potrebbe aver predato una razza gravida.

Lucifora e Garcia (2004), sono riusciti a classificare cinque diversi tipi di buchi trovati sulla superficie delle capsule: una tipologia è attribuibile a muricidi gasteropodi, una seconda a naticidi gasteropodi ed una terza ad un gasteropode non identificato (probabilmente *Fusitriton magellanicus*); gli altri due fori rimangono, per il momento, di origine sconosciuta. I buchi dei muricidi sono di forma circolare e regolari con i bordi netti, mentre quelli creati dai naticidi hanno i bordi smussati.



In genere le perforazioni sono circolari e diminuiscono di diametro dalla superficie esterna verso l'interno della capsula. La penetrazione della capsula è approssimativamente perpendicolare alla sua superficie. I fori risultano quindi cilindrici o leggermente conici in sezione con il bordo interno liscio e non pronunciato. Una valutazione sul diametro dei fori presenti su capsule di razza chiodata ha mostrato valori medi di circa $1,55 \pm 0,82$ mm (Coxe et al., 1999).

Bor e Santos (2003) hanno elencato vari tipi di predatori in una tabella, qui resa sintetica e minimamente integrata con informazioni derivate dal lavoro di Lucifora e Garcia (2004):

PREDATORI ATTIVI	PREDE (capsule)
MOLLUSCA	
Natica spp.	Scyliorhinus canicula
Muricidi spp.	Bathyrāja albomaculata
Buccinum undatum	Leucoraja erinacea
Burnupena spp	Haploblepharus pictus, H. edwardsii, H. fuscus, Poro- derma pantherinum, P. africanum, Rostroraja alba, Ra- ja miraletus, Raja clavata (?Raja strealeni), Raja sp., Callorhinchus capensis
Cypraea spadicea	Heterodontus francisci
Gasteropodi n.d.	Heterodontus portusjacksoni, Cephaloscyllium ventrio- sum, Raja eglanteria, Cephaloscyllium ventriosum, Ba- thyrāja trachura, B. parmifera, Leucoraja erinacea, Ra- ja diaphanes, Raja sp., Scyliorhinus boa, Scyliorhinus sp., Parmaturus xanurius, Apristurus brunneus, Apristurus sp., Cephaloscyllium ventriosum, Amblyraja radiata
ECHINODERMATA	
Trongylocentrotus droeba- chiensis	Leucoraja erinacea
ELASMOBRANCHI	
Echinorhinus cookei Oxynotus centrina Oxynotus centrina Somniosus microcephalus Unknown sharks Amblyraja radiata	Apristurus brunneus Scyliorhinus canicula Scyliorhinus canicula Amblyraja hyperborea Bathyrāja spinicauda Malacoraja senta
ACTINOPTERYGII	
Halibut Sea bass Hexagrammos decagram- mus Pimelometopon pulchrum	Amblyraja radiata Scyliorhinus retifer (?) Apristurus brunneus Cephaloscyllium ventriosum, Heterodontus francisci
PREDATORI INATTIVI	PREDE (capsule)
Physeter macrocephalus	Raja rhina skate egg' skate egg sacs
Ecc.	

BIBLIOGRAFIA CITATA

- ANSELL, A.D., (1961) Egg capsules of the dogfish (*Scyliorhinus canicula*, L.) bored by *Natica* (Gastropoda, Prosobranchia). Proceedings of the Malacological Society of London, 34, 248-249.
- ANTONELIS, G.A., LOWRY, M.S., DEMASTER, D.P. & FISCUS, C.H., (1987) Assessing northern elephant seal feeding by stomach lavage. Marine Mammal Science, 3, 308-322.
- BAGENAL (1973) Fish fecundity and its relationship with stock and recruitment. In: B.B. Parrish (ed.) Fish stock and recruitment Rapp. Proc. Verb. Rem.Int.Comm. Explor. Me. 164: 186-98.
- BAUCHOT, M. L. (1987) Raies et autres batoides. Pp. 845-886. In: Fischer, W., Bauchot M.L. and Schneider M. (eds.). Fiches FAO d'identification pour les besoins de la pêche. (rev. 1). Méditerranée et mer Noire. Zone de pêche 37. Vol. II. Commission des Communautés Européennes and FAO, Rome.
- BEARD, J., (1890) On the development of the common skate (*Raja batis*). Eighth annual report of the fishery board for Scotland; part III - scientific investigations: 300-311 (3 plates).
- BIGELOW HB, SCHROEDER WC. (1953) Sawfishes, guitarfishes, skates, and rays. In: Tee-Van J, editor. Fishes of the Western North Atlantic, vol. 1, pt. 2. New Haven: Sears Foundation for Marine Research. p 1-514.
- BINI G., (1967) Atlante dei pesci delle coste italiane. Vol. 1 Mondo Sommerso Editore.
- BOESEMANN, M., (1967) Some remarks on *Raja nidarosiensis* Storm, including the first record of an egg-capsule from British waters. Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen Series C LXX: 454-465.
- BONNOT, P., (1928) Report on the seals and sea lions of California. Fishery Bulletin, State of California Division of Fish and Game, 14, 1-61.
- BOR P.H.F., SANTOS M.B., (2003) Findings of elasmobranch eggs in the stomachs of sperm whales and other marine organisms. J.Mar. Biol. Ass. U.K., 83, 1351-1353.
- BOR, P.H.F., (1989) Eikapsels van haaien en roggen. (pp. 202-207). In: E. de Ruijter & A. Schoenmaker (eds.), Zeeboek: 238 pp. (K.N.N.V. veldgids no. 2).
- BOR, P.H.F., (1990) Oude en verse eikapsels van roggen; meten met twee maten? Het Zeepaard 50: 132-138.
- BOR, P.H.F., (1998) Eikapsels van haaien en roggen. Wetenschappelijke Mededeling K.N.N.V. no. 223: 48 pp.
- BOR, P.H.F., (2000) De eikapsels van *Leucoraja circularis* (Couch, 1838) en *Leucoraja fullonica* (Linnaeus, 1758). Het Zeepaard
- BOR, P.H.F., (2002) Predatie door slakken op eieren van haaien en roggen. Spirula, 326, 44-46.
- BUGNION E., (1894) Le développement des Selaciens (*Acanthias vulgaris* et *Scyllium canicula*) et des Raies (*Raja alba*, *R. clavata*). Bull. Soc. Vaudoise des Sciences Naturelles. Procès verbaux, pp.XXXI-XXXIV, 3^e Series, Vol. XXX, No. 115.
- CAPAPÈ C. & J.P. QUIGNARD, (1978) Contribution a la biologie des Rajidae des cotes tunisiennes. XIV. *Raja polystigma* Regan, 1923 : répartition géographique et bathymetrique, sexualité, reproduction, fécondité. Cach. Biol. Mar., 19, 233-244.
- CAPAPÈ C. & J.ZAOULI, (1977) Contribution a la biologie des Scyliorhinidae des cotes tunisiennes. VI. *Galeus melastomus* Rafinesque, 1810. Répartition géographique et bathymetrique, sexualité, reproduction, fécondité. Cach. Biol. Mar., 18, 449-463.
- CAPAPÈ C., (1974) Contribution a la biologie des Rajidae des cotes tunisiennes. II. *Raja radula* Delaroche, 1809. Répartition géographique et bathymetrique, sexualité, reproduction. Arch. Inst. Pasteur, Tunis, 51 (3), 211-228.

- CAPAPÈ C., (1976) Contribution a la biologie des Rajidae des cotes tunisiennes. III. *Raja clavata* Linné, 1758. Répartition géographique et bathymetrique, sexualité, reproduction et fecondité. Bull. Mus. Natl. Hist. Nat. 3, 275, 907-922.
- CAPAPÈ C., (1977a) Contribution a la biologie des Scyliorhinidae des cotes tunisiennes. I. *Scyliorhinus canicula* (Linné, 1758): Répartition géographique et bathymetrique, sexualité, fecondité. Bull. Off. Natl. Peches Tunisie, 1(1), 83-101.
- CAPAPÈ C., (1977b). Contribution a la connaissance de la biologie des Scyliorhinidae des cotes tunisiennes. III. *Scyliorhinus stellaris* (Linné, 1758). Acta Adriat., 17 (14), 1-21.
- CAPAPÈ C., (1977c). Contribution a la biologie des Rajidae des cotes tunisiennes. IV. *Raja asterias* Delaroché, 1809: répartition géographique et bathymetrique, sexualité, reproduction et fecondité. Bull. Mus. Natl. Hist. Nat. 3, 275, 305-326.
- CAPAPÈ C., BEN SALEM M., BEN AMOR M.M., (2007) Size of eight oviparous elasmobranch species hatched in two Mediterranean areas: a survey on recent data. Annales Ser. Hist Nat., 17(1): 29-36.
- CAPAPÈ C., GUELORGET O., VERGNE Y., MARQUES A., QUIGNARD J.P., (2006) Skates and Rays (Chondrychtyes) from waters off the Languedocian (southern France, northern Mediterranean). Annales Ser. Hist Nat., 16(2): 165-178.
- CAPAPÈ C., J.A. TOMASINI & J.P. QUIGNARD, (2000) Les Elasmobranches Pleurotrems de la cote du languedoc (France meridionale, Mediterranee septentrionale). Observations biologiques et demographiques. Vie Milieu, 50(2), 123-133.
- CAPAPÈ C., Y. VERGNE, R. VIANET, O. GUELORGET & J.P. QUIGNARD, (2006) Biological observations on the nursehound *Scyliorhinus stellaris* (Linné, 1758) (Chondrichthyes: Scyliorhinidae) in captivity. Acta Adriat., 47(1), 29-36.
- CASTRO, J. I. 1993. The shark nursery of Bulls Bay, South Carolina, with a review of the shark nurseries of the southeastern coast of the United States. Env. Biol. Fishes, 38: 37-48
- CLARCK, R.S., (1926) Rays and skates. A revision of the European species. Fish. Board Scotland Sci. Invest. 1926, no. 1: pp. 1-66, 36 plates.
- CLARK R. S, (1922) Rays and Skates (Raidae). N. 1. Eggs-capsule and young. Journ. Mar. Biol. Ass., XII, 4.
- COLLETT, R., (1905) Meddelser om Norges fiske i Aarene 1884-1901. pp. 1-173.
- COMPAGNO, L.J.V. (1977) Phyletic relationships of living sharks and rays. American Zool., 17 (2): 303-322.
- COMPAGNO, L.J.V. 1999. Checklist of living elasmobranchs p. 471-498. In: W.C. Hamlett, ed. Sharks, skates and rays: the biology of elasmobranchs fishes. John Hopkins University Press. Maryland, 515 pp.
- COMPAGNO, L.J.V., DANDO, M. & FOWLER, S. 2005. A field guide to the sharks of the world. Harper Collins, London. 368 pp., 64 colour plates.
- CONCHA F., HERNÁNDEZ S., ODDONE M.C., (2009) Egg capsules of the raspthorn sandskate, *Psammobatis scobina* (Philippi, 1857) (Rajiformes, Rajidae) Cápsulas ovígeras de la raya pequén, *Psammobatis scobina* (Philippi, 1857) (Rajiformes, Rajidae). Revista de Biología Marina y Oceanografía 44(1): 253-256.
- COX D.L., WALKER P., KOOB T.J. (1999) Predation on Eggs of the Thorny Skate, Transactions of the American Fisheries Society, 128:2, 380-384, DOI: 10.1577/1548-8659 (1999)128<0380:POEOTT>2.0.CO;2
- COX, D.L. & KOOB, T.J., (1991) Predation on eggs of the little skate (*Raja erinacea*) in the gulf of Maine. Bulletin of the Mount Desert Island Biological Laboratory, 30, 123-124.
- COX, D.L. & KOOB, T.J., (1993) Predation on elasmobranch eggs. Environmental Biology of Fishes, 38, 117-125.

- DESBROSSES P., (1931) Note sur l'oeuf de la *Raje chardon*, *Raja fullonica* L. Bull. Soc. Zool. France, LVI.
- DESENDER, K., (1982) Over het meten van eikapsels van haaien en roggen. De Strandvlo 2: 16-20.
- DULVY, N.K., Reynolds J.D. (1997) Evolutionary transitions among egg-laying, live-bearing and maternal inputs in sharks and rays. Proc. R. Soc. Lond. B (1997) 264: 1309-1315.
- EBERT D. 2005. Reproductive biology of skates, *Bathyraja* (Ishiyama), along the eastern Bearing Sea continental slope. Journal of Fish Biology 66: 618-649.
- EBERT D.A., FOWLER S., COMPAGNO L., DANDO M., (2014) Sharks of the world. A fully illustrated guide. Wild Nature Press, Winson House, Church Road, Plympton St. Maurice, Plymouth PL/ INH. 528 pp.
- EBERT D.A., FOWLER S., COMPAGNO L.J.V. and Dando M. (2013) Sharks of the world: a Fully Illustrated Guide. Wild Nature Press, Plymouth. 528 pp.
- EBERT, D.A., COMPAGNO, L.J.V., COWLEY, P.D., 2006. Reproductive biology of catsharks (Chondrichthyes: Scyliorhinidae) from the west coast of southern Africa. ICES J. Mar. Sci. 63, 1053–1065.
- EBERT, D.A., DAVIS, C.D., 2007. Description of skate egg cases (Chondrichthyes: Rajiformes: Rajoidei) from the eastern North Pacific. Zootaxa 1393, 1–18.
- EHRENBAUM E., (1927) XII Elasmobranchii. In: Grimpe G. & E. Wagler (eds.): die Tierwelt der Nord und Ostsee. Leipzig, 7(12): 1-66.
- ELLIS J.R. & S.E. SHACKLEY, (1997) The reproductive biology of *Scyliorhinus canicula* in the Bristol Channel. J.Fish boil., 51, 361-372.
- ELLIS, J.R., SHACKLEY S.E. (1995) Observations on the egg-laying in the Thornback ray. Journal of Fish Biology 46: 903-904.
- FLAMMANGA B.E., EBERT D.A., CAILLIET G.M. Egg cases of the genus *Apristurus* (Chondrichthyes: Scyliorhinidae): Phylogenetic and ecological implications. Zoology 110 (2007) 308–317.
- FUNICELLI, N.A., (1972) Eggcases of cartilaginous fishes of the western north atlantic. MsC thesis Long Island university: 57 pp..
- GMELIG MEYLING, A.W., BOR P.H.F., (1994) Vondsten van eikapsels van haaien en roggen tijdens de 1e strandwacht Katwijk - Noordwijk (1978 t/m 1987). Het Zeepaard 54: 108-114.
- GMELIG MEYLING, A.W., BOR P.H.F., (2002) Vondsten van eikapsels van haaien en roggen tijdens de eerste tien jaar van de 2e strandwacht Katwijk - Noordwijk (1991 t/m 2000). Zeepaard 62 (1): 25-32. GOMPEL, J. VAN, 1982. Determinatie van roggeneikapsels: waar ligt de grens tussen *Raja montagui* en *Raja undulata*? De Strandvlo 2: 35-36.
- GRONERT, R., (1989) *Raja circularis* --- *Raja naevus*? Het Zeepaard 49:47-50.
- HAMLETT, W.C. ed. 1999. Sharks, Skates and Rays. The biology of elasmobranch fishes. The Johns Hopkins University Press, Baltimore and London, 515 pp.
- HOBSON, A.D., (1930): A note on the formation of egg-case of skate. Jour. Mar. Biol. Assoc. United Kingdom, 16 (2): 577 - 581.
- HOENIG J.M., GRUBER S.H. (1990). Life history patterns in the elasmobranchs: implications for fisheries management. (in) Pratt H.L., Gruber S.H. and Taniuchi T (eds) Elasmobranchs as living resources: advances in the biology, ecology, systematics and the status of fisheries. NOAA Tech. Rep. NMFS 90:1-16.
- HOFF G. R., (2009) Embryo developmental events and the egg case of the Aleutian skate *Bathyraja aleutica* (Gilbert) and the Alaska skate *Bathyraja parmifera* (Bean). Journal of Fish Biology, 74, 483–501 doi:10.1111/j.1095-8649.2008.02138.x.
- HOLDEN, M.J., (1975) The fecundity of *Raja clavata* in British waters. J. Cons. int. Explor. Mer. 36: 110-118. HOLDEN, M.J., D.W. ROUT & C.N. HUMPHREYS, 1971. The



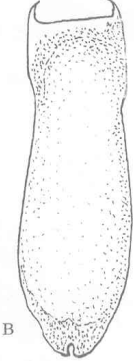




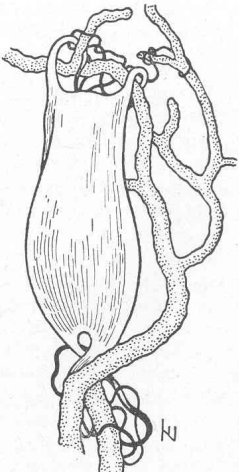
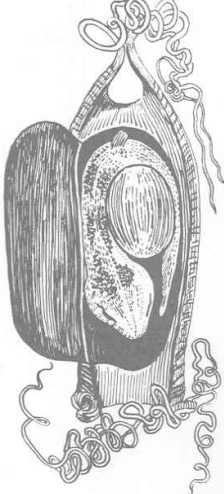

- rate of egg laying by three species of ray. *J. Cons. int. Explor. Mer.* 33: 335-339.
- HOLT, E.W.L., (1898) The "bottle-nose ray" (*Raja alba*, Lacép.) and its egg-purse. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom (New Series)* 5: 181-183
- HUBBS C & R ISHIYAMA. 1968. Method for the taxonomic study and description of skates (Rajidae). *Copeia* 1968(3): 483-491.
- IGLESIAS S.P., TOULHOAT L., SELLOS D.Y. (2009) Taxonomic confusion and market mislabelling of threatened skates: important consequences for their conservation status. *Aquatic Conserv: Mar. Freshw. Ecosyst.* Published online in Wiley Inter Science (www.interscience.wiley.com). DOI: 10.1002/aqc.1083
- ISHIHARA H., (1990) Study on the systematic and fishery resources of the skates inhabiting the North Pacific. 186 pp. Dissertation University of Tokyo.
- ISHIHARA H., TRELOAR M., BOR P.H.F., SENOU H., JEONG C.H., (2012) The comparative morphology of skate egg capsules (Chondrichthyes: Elasmobranchii: Rajiformes). *Bull. Kanagawa prefect. Mus. (Nat. Sci)*, no. 41, pp. 9-25.
- Ishihara, H., Ishiyama, R. (1985) Two new North Pacific skates (Rajidae) and a revised key to *Bathyraja* in the area. *Japanese Journal of Ichthyology*, 32: 143–179.
- ISHIYAMA, R., (1950) Studies on the rays and skates belonging to the family Rajidae, found in Japan and adjacent regions. 1. Egg-capsule of ten species. *Jap. J. Ichthyol.* 1: 30-36.
- ISHIYAMA, R., (1958) Observations on the egg-capsules of skates of the family Rajidae, found in Japan and its adjacent water. *Bull. Mus. Comp. Zool. Harvard* 118: 1-24.
- JENSEN, A.S., (1914) The selachians of Greenland. *Mindeskrikt Japetus Steenstrup Fds*, 2, 1-40.
- JONES, R.E., (1981) Food habits of smaller marine mammals from northern California. *Proceedings of the California Academy of Sciences*, 42, 409-433.
- KOOB, T.J., I.P. CALLARD., (1999) Reproductive endocrinology of female elasmobranchs: Lessons from the little skate (*Raja erinacea*) and the spiny dogfish (*Squalus acanthias*). *Journal of Experimental Zoology*, 284: 557-574.
- LACOURT, A.W., (1937) List of egg-capsules of rajidae washed ashore in the Netherlands. *Zool. Med.* xx: 27-28.
- LACOURT, A.W., (1979) Eikapsels van de kraakbeenvissen, roggen, haaien, draakvissen (Chondrichthyes) van Noord- en West-Europa. *Wet. Meded. K.N.N.V.* 135: 1-27
- LO BIANCO S., (1909) Notizie biologiche riguardanti specialmente il periodo di maturità sessuale degli animali del golfo di Napoli. *Mitth. Zool. Stat. Neapel* , 19, 4.
- LUCIFORA L. O., GARCIA V. B., (2004) Gastropod predation on egg cases of skates (Chondrichthyes, Rajidae) in the southwestern Atlantic: quantification and life history implications. *Marine Biology* (2004) 145: 917–922 DOI 10.1007/s00227-004-1377-8).
- MAISEY J.G., Gavin J.P., NAYLOR & David J. WARD, (2004) Mesozoic elasmobranchs, neoselachian phylogeny and the rise of modern elasmobranch diversity. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München, Germany – ISBN 3-89937-053-8. *Mesozoic Fishes 3 – Systematics, Paleoenvironments and Biodiversity*, G. Arratia & A. Tintori (eds.): pp. 17-56, 16 figs., 2 tabs., 1 app.
- MELLINGER J., (1974). Croissance et reproduction de la torpille (*Torpedo marmorata*). III. L'appareil génital femelle. *Bull. Biol. Fr. Belgique*, 108: 107-50.
- MELLINGER, J., (1983) Egg-case diversity among dogfish, *Scyliorhinus canicula*: a study of egg laying rate and nidamental gland secretory activity. *Journal of Fish Biology* 22, 83–90.

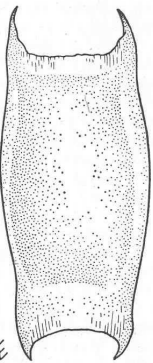
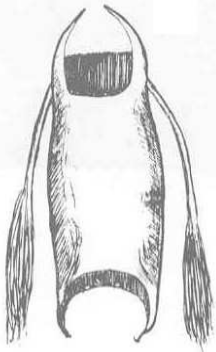



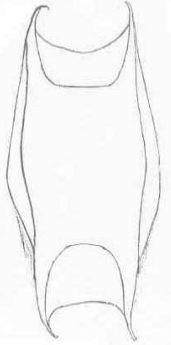

- MOREAU E., (1881) Histoire Naturelle des poissons de la France. Vol.1. Masson edit., Paris, 478 pp.
- MOREJOHN, G.V. & BALTZ, D.M., (1970) Contents of the stomach of an elephant seal. *Journal of Mammology*, 51, 173-174.
- MUÑOZ-CHAPULI, R. & PEREZ-ORTEGA, A. 1985. Resurrection of *Galeus atlanticus* (Vaillant, 1888) as a valid species from the NE Atlantic Ocean and Mediterranean. *Bull. Mus. Natn. Hist. Nat. Paris*, 4 (7) 1: 219–233.
- NOTARBARTOLO DI SCIARA G, BIANCHI I., (1998) Guida degli squali e delle razze del mediterraneo. 388 pp. Franco Muzzio editore.
- POLL M., (1951) Poissons. II. Rés. Sci. Exp. Oc. Belge Eaux cot. Afr. Atl. Sud. IV, I.
- PRASAD R.R., (1948) Observations on the nidamental glands of *Hydrolagus collici*, *Raja rhina* and *Platyrrhinoidea triseriatus*. *Copeia*, 1948, No. 1: 54-57.
- PRATT, H.L., Jr. (1993) The storage of spermatozoa in the oviducal glands of western North Atlantic sharks. *Environmental Biology of Fishes* 38: 139-149.
- REY F.M., (2006) Determinazione specifica delle capsule ovariche di alcune specie di rajidi del Mar Ligure meridionale - Mar Tirreno settentrionale. Tesi di laurea specialistica. Università degli studi di Pisa. Facoltà di scienze matematiche, fisiche e naturali. Corso di laurea specialistica in biologia marina. 170 pp.
- RICKLEFS r.e., (1979) *Ecology*, 2nd ed. Chiron Press, New York, 066 p.
- ROCHA F., ODDONE M.C., GADIG O.B.F., (2010) Egg capsules of the little skate, *Psammobatis extenta* (Garman, 1913) (CHONDRICHTHYES, RAJIDAE). *Brazilian Journal Of Oceanography*, 58(3):251-254.
- SANTOS, M.B. et al., (1999) Stomach contents of sperm whales *Physeter macrocephalus* stranded in the North Sea 1990-1996. *Marine Ecology Progress Series*, 183, 281-294.
- SCHENK S. L., (1873) Die eier von *Raja quadrimaculata*, etc. *Sitzber. Akad. Wissen. Wien*, 68.
- SEASHORE LIFE (Product Ref 1032) Heritage Playing Card Company Ltd. (UK, USA & EU). <http://heritageplayingcards.com/index.php/seashore-life.html>.
- SERENA F. 2005. Field identification guide to the sharks and rays of the Mediterranean and Black Sea. FAO Species Identification Guide for Fisheries Purposes. Rome, 97 p. 11 colour plates + egg cases.
- SERENA F. D. ARDIZZONE, R. BAINO, A. BELLUSCIO, J. BERTRAND, P. CARBONARA, A. CAU, S. de RANIERI, M. DIMECH, G. D'ONGHIA, C. FOLLESA, G. GAROFALO, L. GIL DE SOLA, D. GIORDANO, M. GRISTINA, A. MANNINI, C. PAPACOSTANTINOU, P. PASOLINI, A.M. PASTORELLI, G. RELINI, P. RINELLI, P. SARTOR, L. SION, M.T. SPEDICATO, F. TINTI, N. UNGANO, 2011. Considerations on the EU project - fish/2004/03-41: status of ray populations in the Mediterranean sea and advice for sustainable exploitation of the stocks. Scientific Advisory Committee (SAC) Workshop on Stock Assessment of Selected Species of Elasmobranchs in the GFCM area. Brussels (Belgium), 12 -16 December 2011. DOI: 10.13140/2.1.2215.9369.
- SERENA F., MANCUSI C., Barone M. 2010. Field identification guide to the skates (Rajidae) of the Mediterranean Sea. *Bol. Mar. Mediterr.*, 17 (Suppl. 2) 2014 pp. DOI: 10.13140/2.1.2414.9764.
- SMITH C., GRIFFITHS C., (1997) Shark and skate egg-cases cast up on two South African beaches and their rates of hatching success, or causes of death. *S. Afr. J. Zool.* 32 (4): 112-117.
- SPRINGER S., (1939) The egg case of the Texas skate. *Copeia* 4: 237.
- STEENBERGEN J.J. VAN, (1994) Reproductive strategies of *Raja radiata*, *Raja naevus*, *Raja montagui* and *Raja clavata* in the North Sea. NIOZ-rapport 1994-9: 1-40.

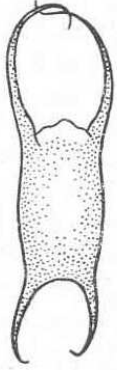


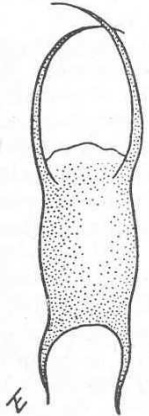
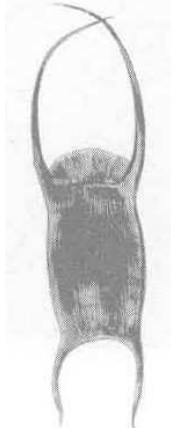



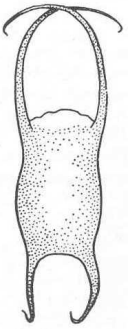
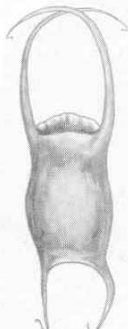


- STEHMANN, M. and BURKEL, D.L., (1984) Rajidae Pp. 163–196. In: Whitehead, P.J.P., Bauchot, M.-L., Hureau, J.-C., Nielsen, J., Tortonese, E. (eds.). Fishes of the North-eastern Atlantic and Mediterranean. Volume 1. UNESCO, Paris.
- TORTONESE, E. 1956. Leptocardia, Cyclostomata, Selachii. Fauna d'Italia. II. Ed. Calderini, Bologna: 545 pp.
- VAROUJEAN, D.H., (1972) Systematics of the genus *Echinorhinus blainville*, based on a study of the prickly shark *Echinorhinus cookie* Pietschmann. MSc thesis, Fresno State College, Fresno, California, USA.
- VATOVA A., (1928) Compendio della fauna e flora del mare Adriatico presso Rovigno. Com. Tal. Ital. Mem. CXLIII.
- WHITLEY, G.P., (1938) The eggs of Australian sharks and rays. The Australian museum magazine sept. 30, 1938: 372-382.
- WILLIAMSON, H.C., (1913) On the eggs of certain skates (*Raia*). Fisheries, Scotland, Sci. Invest., 1912, I. (july, 1913): 10 pp. (5 plates).


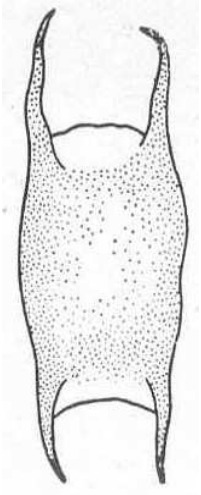

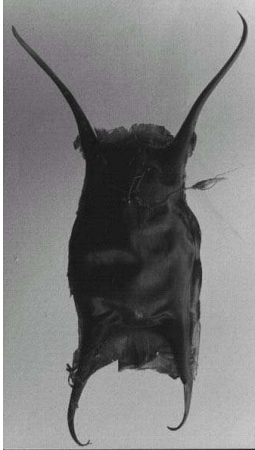


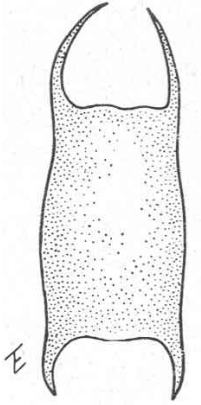
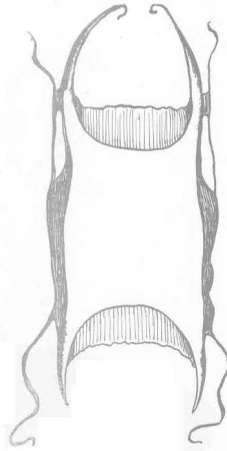



ALLEGATI


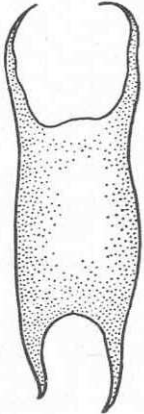
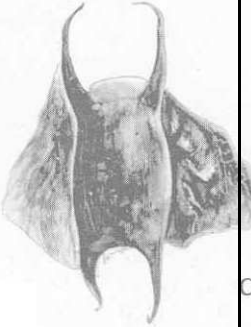
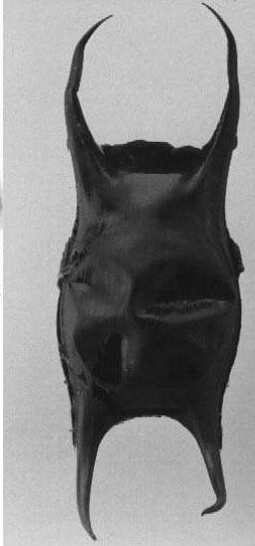


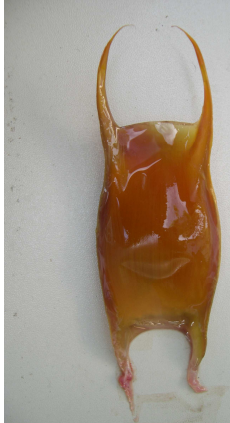
ALLEGATO 1

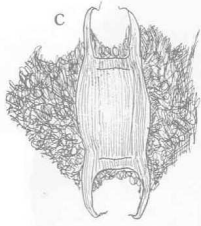




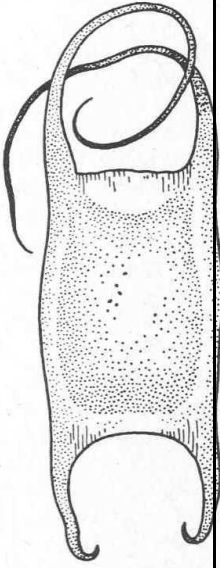




Tortonese 1956	Bini 1967	Bor 1998	Shark Trust	Presente lavoro 2015
<i>Galeus atlanticus</i>				
				
<i>Galeus melastomus</i>				
				
<i>Scyliorhinus canicula</i>				
				
<i>Scyliorhinus stellaris</i>				
				

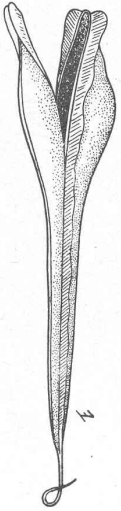

Tortonese 1956	Bini 1967	Bor 1998	Shark Trust	Presente lavoro 2015
<i>Dipturus batis</i>				
				
<i>Dipturus nidarosiensis</i>				
				
<i>Dipturus oxyrinchus</i>				
				

Tortonese 1956	Bini 1967	Bor 1998	Shark Trust	Presente lavoro 2015
<i>Leucoraja circularis</i>				
				
<i>Leucoraja fullonica</i>				
			 <small>Ishihara et al 2012</small>	
<i>Leucoraja melitensis</i>				
				
<i>Leucoraja naevus</i>				
				

Tortonese 1956	Bini 1967	Boro 1998	Shark Trust	Presente lavoro 2015
<i>Raja asterias</i>				
				
<i>Raja brachyura</i>				
				
<i>Raja clavata</i>				
				

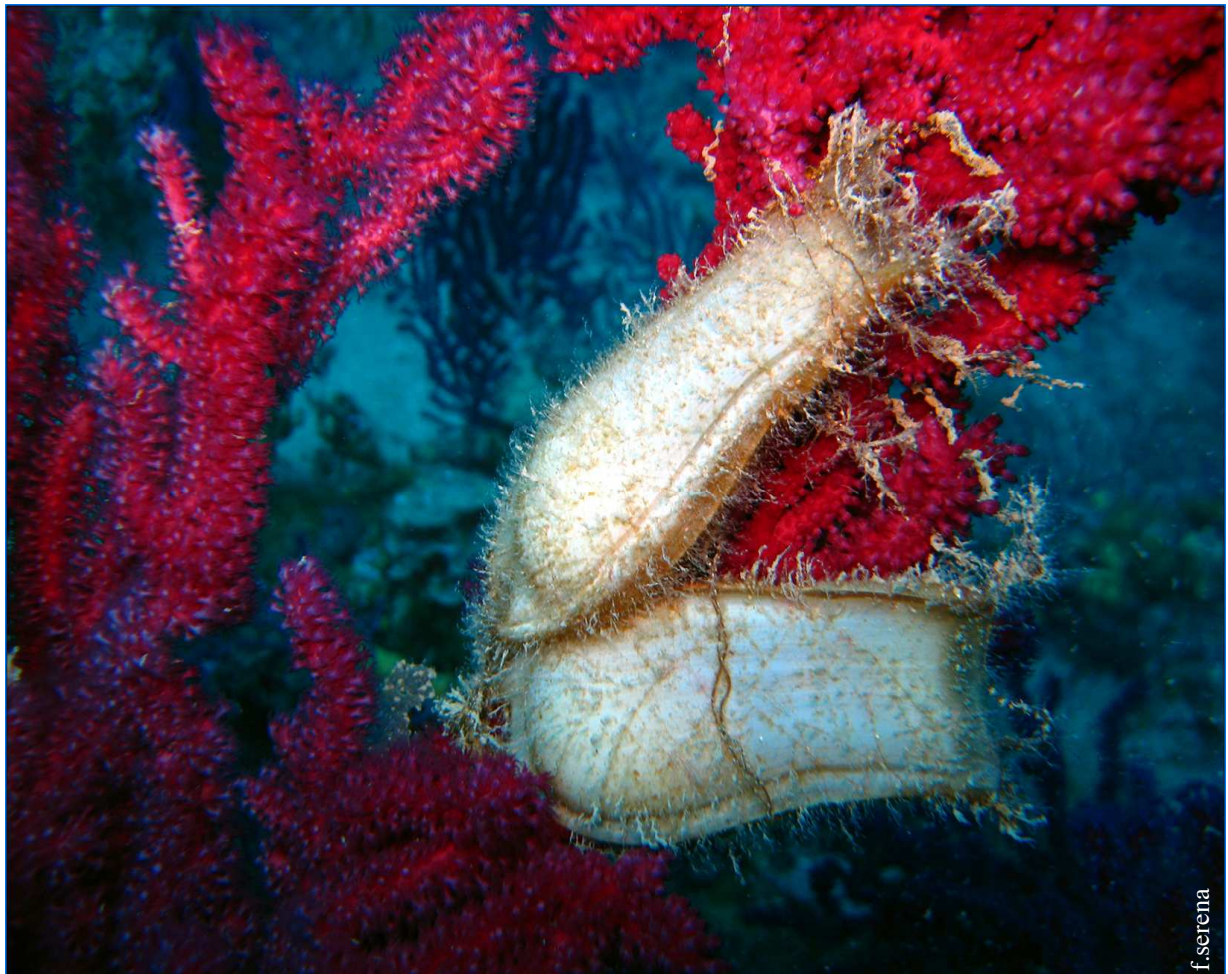
Tortonese 1956	Bini 1967	Bor 1998	Shark Trust	Presente lavoro 2015 (+Pereira)
<i>Raja miraletus</i>				
				
<i>Raja montagui</i>				
				
<i>Raja polystigma</i>				
				

Tortonese 1956	Bini 1967	Bor 1998	Shark Trust	Presente lavoro 2015
<i>Raja radula</i>				
				
<i>Raja undulata</i>				
				
<i>Rostroraja alba</i>				
				

Tortonese 1956	Bini 1967	Bor 1998	Shark Trust	Presente lavoro 2015
<i>Chimaera monstrosa</i>				
				



biologia e conservazione degli elasmobranchi
mazara del vallo
18-22 maggio 2015



f.serena

