



Università
Ca' Foscari
Venezia

Corso di Laurea magistrale

in Scienze Ambientali

Tesi di Laurea

**Caratterizzazione del popolamento
bentonico-iperbentonico di un habitat di
barena della Laguna di Venezia**

Relatore

Prof. Piero Franzoi

Correlatore

Dott. Simone Redolfi Bristol

Laureando

Gianmarco Psalidi

Matricola 853569

Anno Accademico

2021 / 2022

Sommario

1. Introduzione.....	2
1.1 La comunità bentonica negli ambienti costieri e lagunari.....	2
1.2 Importanza ecologica di paludi salmastre e habitat di barena.....	4
1.3 Popolamento zoobentonico della laguna di Venezia.....	6
2. Obiettivi.....	8
3. Area di studio.....	9
4. Materiali e metodi.....	11
4.1 Campionamento e analisi campioni.....	11
4.2 Elaborazione e analisi dei dati.....	19
5. Risultati.....	21
5.1 Densità di individui.....	25
5.2 Misura e biovolume degli individui.....	31
6. Conclusioni.....	40
7. Bibliografia.....	43
Appendice A.....	49
Appendice B.....	56

1. Introduzione

1.1 La comunità bentonica negli ambienti costieri e lagunari

Negli ecosistemi acquatici, con il termine “benthos” (dal greco βένθος, "abisso") viene indicato il complesso di quegli organismi sia animali che vegetali che, durante un periodo continuato o per l'intero ciclo vitale, si mantengono in relazione col fondo (Enciclopedia Treccani). Questi organismi, dunque, vivono all'interno del sedimento o alla superficie di esso o nella colonna d'acqua in diretta prossimità del fondo (Baldin et al., 2006). Gli organismi animali che rientrano in questa categoria vengono indicati con il termine “zoobenthos” ed è possibile classificarli in base alla taglia: macrobenthos, costituito da organismi di dimensioni superiori a 1 mm; meiobenthos, costituito da organismi di dimensioni comprese tra 1 mm e 50 µm; microbenthos, costituito da organismi di dimensioni inferiori ai 50 µm (Tagliapietra et al., 2010). Esempi di macrobenthos, meiobenthos e microbenthos sono, rispettivamente, gli anellidi policheti, i copepodi e le diatomee (Fig. 1).



Figura 1 – Sinistra: esempio di macrobenthos (polichete nereide); Centro: esempio di, meiobenthos (copepode ciclopoide); Destra: esempio di microbenthos (diatomee) (sinistra e centro: Gianmarco Psalidi; destra: <https://www.marinespecies.org/>).

Gli organismi zoobentonici possono, inoltre, essere classificati sulla base della loro dipendenza col fondale: fanno parte dell'infaua tutti gli organismi che vivono nei primi centimetri di sedimento, mentre quelli che abitano sopra di esso costituiscono l'epifauna. Fanno parte dell'epifauna anche organismi che vivono attaccati a substrati duri come le rocce o i mattoni degli argini, e anche gli organismi che vivono alla superficie della vegetazione sommersa, come molti anfipodi (Tagliapietra et al., 2010). Altre differenti classificazioni della fauna bentonica possono essere basate sulla mobilità di questi organismi (ad esempio, si distinguono quelli sessili da quelli mobili, e quest'ultimi trovano ulteriori classificazioni a seconda del tipo di movimento che compiono); sul tipo di substrato che abitano (sedimento molle o substrato duro); sulle modalità di nutrizione (sospensivori, detritivori, predatori, erbivori raschiatori, necrofagi, saprofagi e parassiti commensali) (Baldin et al., 2006).

Nella porzione di colonna d'acqua immediatamente sopra alla superficie del fondale vivono gli organismi zoobentonici che vengono identificati sotto il nome di "iperbenthos". Questo termine è stato usato per la prima volta da Beyer (1958) per descrivere quegli organismi che, pur occupando gli strati inferiori della colonna d'acqua, mostravano comunque un certo contatto con il substrato (Mees et al., 1997). La distribuzione e la diversità dello zoobenthos nell'ambiente dipendono sia da fattori abiotici quali salinità, tempo di residenza delle acque e dimensione e composizione dei sedimenti, sia da fattori biotici come la predazione e la competizione intraspecifica e interspecifica (Dauer, 1993).

Nelle acque degli ecosistemi di transizione come gli estuari e le lagune, la comunità bentonica assume un importante ruolo chiave dal momento che influenza i principali processi ecologici (Pranovi et al., 2008). In particolare, gli organismi bentonici prendono parte a processi ecologici quali il ciclo globale di carbonio, azoto e zolfo, il trasporto, la sepoltura e la metabolizzazione degli inquinanti e l'ossigenazione dei sedimenti (Snelgrove, 1998). Il comparto bentonico svolge un ruolo importante nella diagnosi dello stato di qualità ecologica degli ambienti in cui vivono: essendo caratterizzati da una mobilità solitamente limitata, e quindi incapaci di evitare condizioni avverse, gli organismi bentonici sono legati all'habitat in cui vivono e per questo risultano ottimi indicatori biologici per stimare la qualità ecologica dei fondali marini e lagunari (Tagliapietra et al., 2017). La struttura della comunità zoobentonica cambia in risposta alle pressioni ambientali in modo prevedibile (López-López, 2015): in aree caratterizzate da bassa qualità ecologica la ricchezza e l'abbondanza di specie subiscono una forte riduzione e predominano specie tolleranti. Viceversa, la presenza di specie zoobentoniche sensibili e di una comunità maggiormente diversificata e abbondante testimoniano una qualità ecologica superiore (López-López, 2015). Altre caratteristiche che hanno favorito la scelta degli organismi bentonici come indicatori della qualità biologica degli ambienti sono la loro alta esposizione ai contaminanti chimici spesso accumulati nel sedimento, l'esposizione a condizioni di ipossia/anossia (carenza o mancanza di ossigeno) derivanti dai processi di degradazione della materia organica, e l'elevata diversità tassonomica e funzionale che permette di cogliere differenti tipi e livelli di stress che si riflettono sulla composizione della comunità bentonica (Tagliapietra et al., 2010).

Inoltre, gli organismi bentonici interagiscono con il comparto pelagico, situato al di sopra di quello bentonico, scambiando energia, massa e nutrienti (Griffiths et al, 2017) e, rappresentando spesso una fonte di cibo per pesci e uccelli, contribuiscono al trasporto dei prodotti della produzione primaria verso i livelli trofici superiori (Tagliapietra et al., 2010). Per lo studio della dieta della fauna neotonica è importante analizzare presenza, distribuzione e diversità delle potenziali prede bentoniche. Infatti, ogni specie ittica può predare differenti specie bentoniche o planctoniche in relazione a diverse

variabili, tra cui la taglia degli individui, la modalità di predazione, la forma dell'apparato boccale e quella della dentatura (Pita et al., 2002; Tancioni et al., 2003). Inoltre, all'avanzare della crescita, la dieta di una determinata specie ittica può cambiare sia in termini di specie predata, sia in termini di dimensione degli individui della specie predata (Redolfi Bristol, 2019). Quindi, per valutare la potenziale relazione tra organismi bentonici e nectonici in un dato habitat, risulta essenziale analizzare la dimensione e la biomassa (o il biovolume) dei vari taxa campionati, in modo tale da stimare la disponibilità di risorse energetiche per i livelli trofici superiori.

1.2 Importanza ecologica di paludi salmastre e habitat di barena

Nel contesto degli ambienti di transizione, un habitat particolarmente importante è rappresentato dalle paludi salmastre. Le paludi salmastre sono morfologie che si formano a partire da sedimenti in aree dove le acque sono sufficientemente calme da consentirne la deposizione (Pihl et al., 2002). A seguito della deposizione del sedimento si verifica una progressiva colonizzazione da parte delle specie vegetali alofile, fino ad arrivare a una successione sempre più complessa e una progressiva “maturazione” e sviluppo della palude stessa (Pihl et al., 2002). Solitamente, all'interno di un sistema di palude salmastra, vengono distinti differenti habitat, rappresentati soprattutto dalla porzione di superficie emersa e vegetata (vegetazione emergente, intertidale e piante vascolari) e dalla rete di canali intertidali naturali che periodicamente vengono sommersi ed emersi in relazione ai cicli di marea (Minello et al., 2003). Altre morfologie tipiche di questi ambienti sono le distese fangose, collocate spesso tra il bordo delle parti emerse e le aree dove l'acqua ha profondità maggiore, e che emergono durante la bassa marea, e gli specchi di acqua salmastra chiusi che possono formarsi sulla superficie delle parti emerse (Pihl et al., 2002).

Inoltre, le paludi salmastre sono habitat caratterizzati da un'elevata produttività e i loro sedimenti possiedono concentrazioni di nutrienti maggiori rispetto alle altre aree lagunari; di conseguenza, le paludi salmastre attirano molte specie bentoniche, le quali a loro volta rappresentano le principali prede per molte specie ittiche (Cattrijsse et al., 2006). Secondo Cattrijse et al. (2006), a una maggiore disponibilità di biomassa detritica in superficie coincide infatti una densità più elevata di organismi bentonici onnivori e detritivori. Gli habitat acquatici di palude salmastra, quindi, rappresentano zone riparate in cui i pesci allo stadio giovanile possono crescere trovando una elevata disponibilità di cibo e riparo rispetto ad aree costiere più aperte (James et al., 2019). In considerazione dell'elevata importanza ecologica di questi habitat, la riduzione di superficie o la scomparsa delle paludi salmastre può comportare un danno per molte specie ittiche, tra cui quelle di elevato interesse commerciale (Minello et al., 2003).

Nel contesto peculiare della laguna di Venezia, questo tipo di morfologie di palude salmastra è rappresentato dagli habitat di barena. Le barene vere e proprie, cioè la porzione emersa, si presentano con una forma tipicamente concava, con una depressione centrale dove sono presenti ristagni d'acqua il cui ricambio avviene principalmente attraverso la rete di canali, detti ghebi, presenti al loro interno e, soprattutto, durante le alte maree (Brambati, 1988). I sistemi di barena condizionano l'idrodinamismo agevolando la propagazione delle maree, dalle quali vengono periodicamente sommerse, e, come le paludi salmastre in generale, svolgono un cospicuo numero di funzioni ecologiche, tra cui la ritenzione di nutrienti e di inquinanti dalle acque, la protezione delle zone costiere dall'erosione derivante da moto ondoso e costituiscono un habitat per diverse specie animali e vegetali (D'Alpaos et al., 2012).

Gli habitat di barena, così come le paludi salmastre, rappresentano delle aree in cui i giovanili di pesci possono trovare riparo e sostentamento trofico per la loro crescita e per questo motivo vengono definiti "aree di nursery". Un dato habitat viene valutato come nursery se in esso il tasso di sopravvivenza e di "produzione" di individui giovanili è superiore rispetto ad altre porzioni di uno stesso ecosistema, a parità di area considerata (Minello et al., 2003). Inoltre, secondo Beck et al. (2001), esistono quattro fattori principali che influenzano il successo di un habitat come nursery per le specie ittiche: un livello di connettività che permetta alle larve o post larve di colonizzare l'habitat; un'abbondante quantità di risorse alimentari appropriate; un adeguato grado di protezione dai predatori; una bassa competizione con le altre specie. Se tutti questi fattori sono favorevoli, allora il tasso di reclutamento, cioè l'aggiunta di giovani individui alla popolazione di adulti, sarà elevato (Whitfield et al., 2015). Per quanto riguarda il contesto locale lagunare, tra le varie specie nectoniche che prediligono gli habitat di barena si possono citare quelle appartenenti alla guild dei migratori marini ma anche a quella dei residenti lagunari (Franzoi et al., 2010). Al gruppo dei residenti, rappresentate ad esempio da *Pomatoschistus marmoratus*, *P. canestrinii*, *Knipowitschia panizzae*, *Syngnathus abaster* e *Atherina boyeri*, appartengono quelle specie ittiche in grado di completare l'intero ciclo biologico o buona parte di esso nell'ambiente lagunare, avendo sviluppato una buona tolleranza alle fluttuazioni nei parametri come salinità e ossigeno disciolto che caratterizzano questi ambienti (Franco et al., 2008; Franzoi et al., 2010). Ai migratori marini, rappresentati ad esempio da *Solea solea* e *Sparus aurata*, appartengono le specie ittiche i cui giovanili entrano nelle acque di transizione dove trovano spesso condizioni migliori in termini abiotici, di cibo e riparo dai predatori, e vi permangono per accrescersi, per poi tornare in mare aperto dove avviene la riproduzione (Franzoi et al., 2010).

Rispetto all'intera superficie del bacino della laguna di Venezia, le barene ne occupano circa il 10%, e sono collocate soprattutto dal centro della laguna verso il confine con la terraferma (Tagliapietra et al., 2000).

Nonostante siano considerate molto importanti per il valore rappresentato come habitat e come sorgente di servizi ecosistemici (Day et al., 2014), attualmente le barene della Laguna di Venezia sono in uno stato di deterioramento protrattosi sin dall'inizio del 1900 (Day et al., 2014). La superficie di barene persa è stimata pari a 81.5 km², essendo passata da 115 km² nel 1810 fino ai 33.5 km² attuali, a causa di bonifiche, inquinamento, erosione e fenomeni di subsidenza sia di origine naturale che antropica (Day et al., 2014). Le principali cause imputabili a questa riduzione sono riconducibili a fenomeni di subsidenza naturale ma, soprattutto, ad un aumento del tasso di erosione amplificato da fattori antropici, primo fra tutti il traffico acqueo (Baldin et al., 2006). Per contrastare questo fenomeno, è in opera dagli anni '80 un piano per la costruzione di barene artificiali che attualmente occupano una superficie di circa 900 ettari, utilizzando come materiale quello prelevato dal dragaggio dei canali (Baldin et al., 2006). Seppur il sedimento usato non sia uguale a quello delle barene naturali, l'elevazione sul livello medio del mare consente la sommersione mareale e il conseguente sviluppo della flora alofila tipica di queste morfologie, come *Salicornia veneta*, *Puccinella palustris* e *Spartina maritima* (Baldin et al., 2006).

1.3 Popolamento zoobentonico della laguna di Venezia

Il popolamento zoobentonico della laguna di Venezia è eterogeneo e la sua distribuzione, come già detto, varia in base alle condizioni ambientali e all'idrodinamismo. In generale, muovendosi dalle bocche di porto verso la terraferma, si osservano una progressiva semplificazione nella struttura della comunità (diminuzione del numero di specie) e un progressivo incremento della densità di macroinvertebrati, quest'ultimo associato a una diminuzione della taglia media, e, infine, un progressivo aumento della biomassa fino a livelli medi di confinamento seguito da una successiva diminuzione fino alle foci dei fiumi (Baldin et al., 2006). Ad esempio, le aree di gronda lagunare presentano comunità semplificate, in cui prevalgono i seguenti taxa: *Polychaeta Nereidae* (polichete errante, in particolare *Hediste diversicolor*); *Amphipoda Corophidea*; *Polychaeta Spionidae* (policheti sedentari, in particolare le specie *Streblospio shrubsolii* e diverse specie di *Polydora*) (Baldin et al., 2006). Ancora, spostandosi verso i canali profondi nell'area delle bocche di porto, il maggior idrodinamismo si riflette su un fondale prevalentemente sabbioso e privo di vegetazione, in cui i taxa più diffusi sono: molluschi bivalvi fossori (come *Paphia aurea*, *Chamelea gallina*, *Solen maginatus* e *Tapes philippinarum*) e crostacei decapodi (Baldin et al., 2006). Nei punti dove

l'idrodinamismo è minore, e conseguentemente il fondale presenta una componente fine maggiore, si trovano anche organismi appartenenti alla famiglia *Maldanidae* e *Cirratulidae* (entrambi policheti sedentari) e crostacei anfipodi (Baldin et al., 2006).

Numerosi sono gli studi che analizzano la composizione del popolamento zoobentonico in laguna di Venezia, soprattutto in relazione alla risposta di questi organismi alle variazioni ambientali. In Pranovi et al. (2008) viene ricostruita l'evoluzione "storica" della comunità bentonica in un intervallo temporale che va dal 1935 al 2004, coprendo, quindi, anche i decenni in cui le modificazioni all'ecosistema lagunare sono state più significative. Dall'analisi dei dati sono state individuate tre fasi principali che hanno caratterizzato la composizione del popolamento bentonico (Pranovi et al., 2008). La prima fase è quella rappresentata dai primi dati raccolti, testimoni di uno stato caratterizzato dall'assenza, o quasi, di pressioni antropiche (Pranovi et al., 2008); la seconda fase, fatta risalire al 1988, mostra una comunità dominata da produttori primari bentonici, come risultato dello stato di eutrofizzazione in cui versavano le acque lagunari a seguito del rapido sviluppo industriale avvenuto tra gli anni '50 e '60, sommato allo scarico proveniente sia da Venezia che dall'intero bacino di drenaggio (Pranovi et al., 2008; Pastres et al., 2004); la terza fase, caratterizzata da una predominanza di infauna resistente e poco mobile, che coincide con la rapida diffusione di *Ruditapes philippinarum* nelle acque lagunari avvenuta durante gli anni '90 e dalla relativa raccolta di quest'ultima (Pranovi et al., 2008; Pranovi et al., 2006). La diffusione di *R. philippinarum* e la sua raccolta hanno comportato una riduzione di specie macrobentoniche di bivalvi filtratori, che sono passate dalle 34 registrate nel 1985 alle 19 registrate nel 1999, anno in cui *R. philippinarum* rappresentava più del 70% dell'abbondanza totale (Pranovi et al., 2006).

Un altro esempio di analisi della comunità zoobentonica in laguna di Venezia è quello riportato in Oselladore et al. (2022). La struttura del popolamento bentonico è stata utilizzata come indicatore per valutare il successo delle attività del progetto Life SERESTO, il quale aveva come obiettivo quello di ripristinare le fanerogame marine nel sottobacino nord della laguna di Venezia. Si è osservato un incremento nell'abbondanza totale del macrozoobenthos e, soprattutto, nel numero di specie: da 46 specie nel 2014 (prima delle operazioni di trapianto), a 64 specie nel 2017 (dopo i trapianti), a riprova della relazione positiva che intercorre tra la presenza delle fanerogame marine in un dato habitat e la presenza di differenti specie bentoniche (Oselladore et al., 2022). Specie particolarmente abbondanti sono stati gli anfipodi *Caprella mitis* e *Gammarus insensibilis*, e i policheti *Aphelochaeta multibranchis* e *Nephtys hombergii* (Oselladore et al., 2022).

Per quanto riguarda il popolamento bentonico negli habitat di barena, vengono menzionati i lavori di Tagliapietra et al. (1998; 2000) condotti nella palude salmastra “Palude della Rosa”, situata nel bacino settentrionale della laguna di Venezia. In questi lavori la fauna macrobentonica è stata analizzata con lo scopo di indagare la relazione tra le fluttuazioni temporali della comunità bentonica, l'idrodinamismo e il ciclo stagionale della macroalga verde *Ulva rigida*, specialmente durante la crescita eccessiva di questa e del relativo stato di anossia registrato durante il periodo estivo. Lo studio riporta un pattern di zonazione per il quale i taxa ritrovati variavano nel modo seguente: nella porzione più vicina al mare predominavano i taxa *Abra segmentum*; *Streblospio shrubsolii*; *Cyathura carinata*; *Hediste diversicolor*. Nella zona centrale, invece, i taxa predominanti erano *Chironomus salinarius* (allo stadio larvale); *Hydrobia ulvae*; *Corophium orientale*; *Abra segmentum*. Infine, nella zona più vicina alla terraferma, e che riceve l'apporto di acqua dolce derivante da un ramo del fiume Sile, predominavano i taxa *Corophium orientale*; *Chironomus salinarius*; *Hediste diversicolor*; *Abra segmentum*.

Interessante è l'apparente mancanza di studi locali sulla comunità zoobentonica atti ad approfondire la relazione trofica che intercorre tra questi organismi e l'ittiofauna, specialmente nelle aree dove sono situati gli habitat di barena che, come già affermato, svolgono un ruolo primario nell'accogliere avannotti di molte specie ittiche offrendo riparo e risorse per la loro crescita.

2. Obiettivi

Il presente studio si è focalizzato sulla caratterizzazione della fauna bentonica e iperbentonica di un tipico habitat acquatico di barena della laguna di Venezia. In particolare, è stata scelta a questo scopo una stazione di barena del sottobacino nord e, al fine valutare l'eventuale eterogeneità spaziale di questo habitat, sono state campionate due posizioni differenti della barena: il bordo barena ed un canale tidale (ghebo) presente al suo interno. Sono state effettuate tre campagne di campionamento svolte nella primavera del 2019, nei mesi di marzo, aprile e giugno.

Lo scopo di questo lavoro è stato quello di analizzare le variazioni della comunità zoobentonica, in termini sia di densità che di biovolume, durante il periodo primaverile, in corrispondenza dell'entrata dal mare in laguna delle principali specie ittiche di migratori marini che utilizzano gli habitat acquatici di barena come aree preferenziali di nursery (Franco et al., 2006; Redolfi Bristol, 2019).

Tale lavoro ha avuto anche lo scopo di contribuire alla costituzione di una base dati utile per successive analisi e confronti dei dati raccolti sulla dieta delle specie ittiche che utilizzano gli ambienti di barena come aree di nursery (Redolfi Bristol, 2019).

3. Area di studio

Con un'area di circa 550 km², la laguna di Venezia (45° 26' N, 12° 20' E) rappresenta l'ecosistema lagunare più esteso presente sul territorio italiano (Solidoro et al., 2004). La profondità media della laguna di Venezia è di circa 1 metro e appena il 5% della superficie totale possiede una profondità superiore ai 5 metri, tra cui alcuni canali navigabili la cui profondità arriva a 15 metri (Brigolin et al., 2014). La laguna di Venezia è connessa al Mar Adriatico settentrionale grazie a tre "bocche di porto" (Fig. 2) di larghezza compresa tra i 500 ed i quasi 1000 metri ed una profondità compresa tra i 15 e i 50 metri, con una media annuale di scambio d'acqua complessiva di 8000 metri cubi al secondo (Brigolin et al., 2014; Gačić et al., 2005). In particolare, la bocca di Lido possiede l'apertura maggiore con una larghezza massima di 900 metri, la bocca di Malamocco ha la profondità maggiore, con una profondità media di 20 metri mentre la bocca di Chioggia mostra sia profondità sia ampiezza minori rispetto le altre due, rispettivamente 8 metri e 400 metri (Gačić et al., 2004). È doveroso esplicitare che i dati riportati sono antecedenti alla realizzazione del MOSE, che ha comportato modificazioni significative nell'idrologia delle bocche di porto: ad esempio, in Toso et al. (2019), viene riportata la riduzione dell'area della bocca di porto di Lido, da 10500 km² nel 2002 a 7057 km² nel 2016, a seguito della costruzione dell'Isola Artificiale del Bacan di Sant'Erasmus. Dalle bocche di porto si dirama una rete di canali tidali che, col progressivo avvicinamento alla terraferma, diviene via via più stretta e meno profonda, con una conseguente riduzione dell'idrodinamismo specialmente nelle aree periferiche (Oselladore et al., 2022).

Le tre bocche di porto consentono di suddividere la superficie totale della laguna in tre sottobacini: il sottobacino nord, che fa capo alla bocca di porto di Lido; il sottobacino centrale, che fa capo alla bocca di porto di Malamocco; il sottobacino sud, che fa capo alla bocca di porto di Chioggia (Solidoro et al., 2004).



Figura 2 – Veduta satellitare della laguna di Venezia con le tre bocche di porto evidenziate (Google Earth).

La quantità di acqua salata che viene trasportata attraverso le tre bocche di porto corrisponde a circa un terzo del volume d'acqua totale della laguna (Solidoro et al., 2004) (anche in questo caso il dato riportato è antecedente alla costruzione del MOSE) e le maree rappresentano uno dei fattori principali che influenzano la quantità d'acqua scambiata tra il mare e la laguna, la quale è caratterizzata da un regime microtidale con un'escursione di marea minore di 2 metri (Brigolin et al., 2014). Nello specifico, la laguna presenta valori di escursione di marea di circa 0.3 metri durante le maree di quadratura (ampiezza minima) e di 1.1 metri durante le maree di sigizia (ampiezza massima) (Rapaglia et al., 2011).

Per quanto riguarda invece i contributi di acqua dolce, questa arriva in laguna da vari affluenti, presenti soprattutto nella porzione settentrionale della laguna, che descrivono un bacino di drenaggio la cui superficie è di circa 1850 km² (Solidoro et al., 2004; Zonta et al., 2001). Nonostante la presenza di ingressi di acqua dolce in laguna, l'apporto in termini di volume d'acqua dolce risulta essere relativamente basso a causa delle opere di deviazione dei corsi d'acqua eseguite nel XV e XVI secolo, e la portata annua media stimata attualmente è pari a 35 m³/s (Gačić et al., 2004).

Come in molti altri ambienti di transizione, anche nella laguna di Venezia, la complessità morfologica e la presenza di gradienti fisico-chimici (Pihl et al., 2002; McLusky and Elliot., 2004) contribuiscono alla creazione di diverse tipologie di habitat ecologici, spesso interconnessi tra loro. Tra gli habitat maggiormente caratteristici presenti in laguna di Venezia si annoverano le praterie di fanerogame, i

fondali fangosi, i fondali sabbiosi e gli habitat di barena (Franco et al., 2006; Franzoi et al., 2010; Malavasi et al., 2005; Molinaroli et al., 2009).

Il bacino nord è il bacino contenente il maggior numero di habitat di barena, per una superficie totale di 16 km², rappresentando il 38% delle barene totali presenti in laguna (Molinaroli et al., 2009). Il bacino di Malamocco comprende una superficie di circa 11 km² di barene, che corrisponde al 25% degli habitat di barena totali (Molinaroli et al., 2009). Infine, il bacino di Chioggia è quello caratterizzato da una maggior presenza di praterie di angiosperme acquatiche (*Zostera noltei*, *Zostera marina* e *Cymodocea nodosa*) e le barene occupano una superficie di circa 13 km² (Oselladore et al., 2022; Molinaroli et al., 2009). Tra il 1970 e il 2000 sono scomparsi più di 3 km² di barene dal bacino centrale e circa 1 km² da quello sud (Molinaroli et al., 2009).

La crescente attenzione nei confronti dei sistemi di transizione costieri ha portato la laguna di Venezia a divenire oggetto di numerosi piani di gestione locale e internazionale, come i diversi progetti Life: ad esempio, il già citato Life SERESTO per il ripristino delle praterie di fanerogame marine o il progetto Life REFRESH per il ripristino del gradiente salino tramite immissioni di acqua dolce, entrambi condotti nell'area SIC situata nel bacino settentrionale (Oselladore et al., 2002; Brigolin et al., 2014). Inoltre, in accordo con le linee guida stabilite dalla *Water Framework Directive 200/60/EC*, lo stato di qualità ecologica della laguna viene valutato utilizzando diversi indici basati su bioindicatori: gli organismi zoobentonici trovano un ruolo in questo contesto, essendo il loro studio alla base per l'utilizzo di indici come l'AMBI (AZTI's Marine Biotic Index).

4. Materiali e metodi

4.1 Campionamento e analisi dei campioni

Le attività di campionamento sono state effettuate all'interno del progetto CO.RI.LA Venezia2021, programma di ricerca scientifica per una laguna "regolata", e sono state svolte in una stazione di barena (NB1) del sottobacino nord della laguna di Venezia (45° 28' 52'' N, 12° 18' 11'' E), in località Campalto (Fig. 3). I campionamenti sono stati effettuati durante tre campagne di campionamento: I campagna 22 marzo 2019, II campagna 15 aprile 2019 e III campagna 5 giugno 2019.



Figura 3 - Localizzazione della stazione di campionamento NB1 Campalto, Google Earth. Giallo = posizione "ghebo", azzurro = posizione "esterno barena" (Google Earth).

Le attività di campionamento si sono svolte effettuando delle retinate utilizzando un retino da plancton, con maglia di 160 μm , modificato mediante l'applicazione di un'imboccatura quadrata rigida di acciaio di 35 cm di lato (Fig. 4). La rete è stata trainata per 4 metri direttamente a contatto del substrato e sopra di esso, in modo tale da campionare sia gli organismi bentonici che vivono nei primi 4 cm del fondale, sia gli organismi iperbentonici e zooplanctonici presenti nella colonna d'acqua subito al di sopra del substrato di fondo. Le retinate sono state effettuate sia nel bordo della barena (NB1 Esterno) sia nel ghebo intertidale (NB1 Ghebo) (Fig. 3). In particolare, sono state effettuate tre retinate nell'Esterno barena e tre nel Ghebo; nel Ghebo le tre retinate sono state eseguite una in corrispondenza della bocca del ghebo, una nel centro del ghebo ed una nella parte più interna del ghebo, rispettivamente Bocca, Centro, Fondo. Per standardizzare il procedimento, la profondità a cui è stata trainata la rete è rimasta invariata per tutte le posizioni della stazione di campionamento. Poiché la profondità dell'acqua non è mai stata superiore ai 40-50 cm, lo strumento utilizzato per il campionamento è riuscito ad esplorare quasi tutta la colonna d'acqua al di sopra del fondale. I campioni raccolti sono stati poi conservati in formalina al 5% neutralizzata con tetraborato di sodio e trasportati in laboratorio.

Inoltre, durante ogni campionamento sono stati rilevati i seguenti parametri ambientali: temperatura (± 0.1 °C); salinità (± 0.01 PSU); ossigeno disciolto (± 0.1 % di saturazione); torbidità (± 0.1 FNU) attraverso l'utilizzo di una sonda multiparametrica Hanna Instrument 9829; in campo sono stati raccolti campioni di acqua e di sedimento per una successiva determinazione in laboratorio della concentrazione totale di clorofilla nella colonna d'acqua ($\mu\text{g/L}$) e nei primi 2 cm di sedimento ($\mu\text{g/g}$), attraverso il metodo fluorimetrico proposto da Lorenzen (1966).

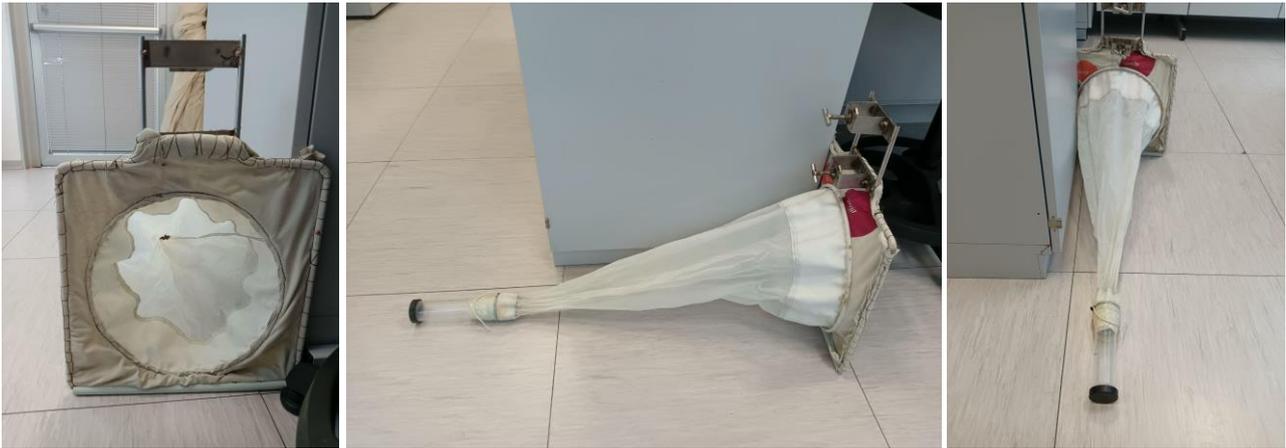


Figura 4 –Retino utilizzato per il campionamento visto da davanti (sinistra), di lato (centro) e da dietro (destra) (Gianmarco Psalidi).

In laboratorio, ciascun campione raccolto è stato accuratamente lavato sotto cappa aspirante chimica Köttermann per eliminare la formalina e successivamente è stato trasferito in un becker. L'intero campione è stato osservato allo stereomicroscopio (Nikon SMZ1270, 6.3x-80x di ingrandimento) versandolo in una petri con griglia di conta da 44 celle ed è stato quartato considerando gli organismi presenti in 11 delle 44 celle nella petri. Gli organismi presenti nelle 11 celle considerate sono stati aspirati ed isolati con una micropipetta e posti in una seconda petri per l'identificazione tassonomica.

L'identificazione tassonomica è stata effettuata consultando molto materiale bibliografico (Bartholomew A., 2001; Carli A., Crisafi P., 1983; Croll N. A., Matthews B. E., 1977; Fauvel P., 1923; Fish J. D., Fish S., 2011; Higgins R. P., Thiel H., 1988; Light W. J., 1978; Ruffo S., 1982, 1989, 1993, 1998; Schmidt-Rhaesa A., 2020; Soika A. G., Somerfield P. J., Warwick R. M., 1996; Wells J. B. J., 1976), arrivando a livelli di risoluzione tassonomica differenti in relazione al taxon analizzato. Per gli organismi appartenenti alla sottoclasse *Copepoda* sono stati riconosciuti i seguenti ordini: *Harpacticoida*, *Calanoida*, *Canuelloida* e *Cyclopoida*. Per gli organismi appartenenti al phylum *Anellida* sono state riconosciute le classi *Oligochaeta* e *Polychaeta*, e per quest'ultima anche le famiglie *Nereidae* (separando gli organismi piccoli/nectochete e grandi/adulti, rispettivamente più piccoli e più grandi di 1,5 mm) e *Spionidae*. Per gli organismi appartenenti all'ordine *Amphipoda* si è arrivati a distinguere quelli appartenenti al sottordine *Corophidea* da quelli che non appartengono a questo. Infine, sono stati riconosciuti l'ordine *Mysidacea*, il phylum *Nematoda* e la classe *Ostracoda*.

Di seguito è riportata una concisa descrizione dei taxa ritrovati.

Gli organismi appartenenti all'ordine *Amphipoda* vivono soprattutto nella sabbia e nel fango, ma si possono trovare anche tra le alghe, sotto i sassi e nelle praterie di fanerogame marine (Fish et al., 2011) (Fig. 5). Gli anfipodi mostrano caratteristiche in comune con gli isopodi, prima tra tutte la mancanza di un carapace (Fish et al., 2011). Il capo presenta due paia di antenne e corpo è appiattito lateralmente con sette segmenti toracici visibili esternamente (Fish et al., 2011). Sui primi due segmenti sono presenti delle appendici detti gnathopodi, utilizzati per l'alimentazione e la presa (Fish et al., 2011). È stato possibile dividere *Amphipoda* *Corophidea* dagli altri anfipodi perché in *Corophidea* il corpo è stretto, allungato e appiattito dorsoventralmente, ma soprattutto, le antenne sono ben sviluppate, con la seconda coppia di antenne particolarmente grande e robusta, soprattutto nel maschio (Fish et al., 2011) (Fig. 5).

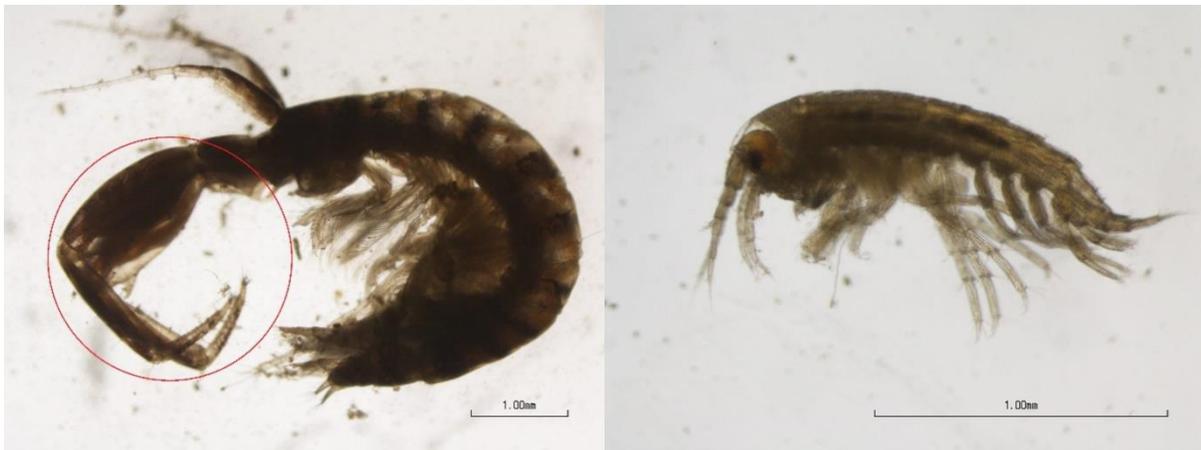


Figura 5 – Sinistra: *Amphipoda Corophidea* con in evidenza il secondo paio di antenne (cerchiato in rosso); destra: *Amphipoda non-Corophidea* (Gianmarco Psalidi).

Per quanto riguarda i copepodi, sono stati individuati gli ordini *Harpacticoida*, *Calanoida*, *Canuelloida* e *Cyclopoida* (Fig. 6). Questi organismi costituiscono il gruppo maggiormente rappresentato in termini di numero di specie nelle acque interne, lagunari e marine (Carli et al., 1983). I copepodi sono i maggiori consumatori di fitoplancton ma possono nutrirsi anche di zooplancton (nauplii e larve di piccoli invertebrati) e di materiale in sospensione, sia organico che inorganico (Carli et al., 1983). In generale, i copepodi sono piccoli crostacei con una lunghezza del corpo compresa tra 0.2 mm e 2.5 mm (Higgins et al, 1988). I copepodi presentano un corpo tipico che può essere suddiviso in tre segmenti morfologici: cefalosoma, torace e addome (Carli et al., 1983). Cefalosoma e torace costituiscono un'unica regione segmentata detta cefalotorace (corpo anteriore) (Carli et al., 1983). L'addome (corpo posteriore) risulta più stretto e segmentato, e generalmente ben distinto dal torace (Carli et al., 1983). *Canuelloida* (Fig. 6) si distingue per la presenza di un corpo

allungato, cilindrico o fusiforme, e senza una chiara distinzione tra cefalotorace e addome (Schmidt-Rhaesa A., 2020). Inoltre, in *Canuelloida* è presente un'estensione del cefalotorace caratteristica, visibile frontalmente, denominata rostro (Schmidt-Rhaesa A., 2020). *Calanoida* (Fig. 6) mostra un cefalotorace più largo rispetto all'addome e ben distinto da esso (Carli et al., 1983), e si distingue dagli altri copepodi per via del primo paio di antenne di lunghezza pari, almeno, alla lunghezza del corpo e ciascuna composta da più di 17 articoli (Mauchline J., 1998; Carli et al., 1983). Gli organismi appartenenti a *Cyclopoida* (Fig. 6) presentano un cefalotorace più largo dell'addome e antenne corte che, generalmente, presentano un numero di articoli compreso tra 8 e 17 (Carli et al., 1983). Infine, *Harpacticoida* (Fig. 6) mostra un corpo generalmente allungato con una distinzione meno marcata tra cefalotorace e addome rispetto a *Cyclopoida* o *Calanoida*, e presentano delle appendici tra le antenne, composte al massimo da 8 articoli, e il primo paio di arti toracici (Carli et al., 1983).



Figura 6 – Sopra a sinistra: *Canuelloida*; sopra a destra: *Calanoida*; sotto a sinistra: *Cyclopoida*; sotto a destra: *Harpacticoida* (Gianmarco Psalidi).

Gli organismi appartenenti all'ordine *Mysidacea* sono piccoli animali simili a gamberetti (Fish et al., 2011) (Fig. 7). Presentano principalmente: un carapace che nella maggior parte delle specie non copre

l'ultimo o gli ultimi due segmenti toracici, un primo paio di antenne di cospicue dimensioni e occhi grandi e pedunculati (Fish et al., 2011). Il primo paio di appendici toraciche è utilizzato per l'alimentazione mentre le restanti sono adibite a varie funzioni, principalmente la locomozione e la cattura delle prede (Fish et al., 2011). I misidacei (Fig. 7) si trovano nelle acque costiere, solitamente poco profonde, e solitamente fluttuano nella colonna d'acqua (Fish et al., 2011).



Figura 7 – Mysidacea (Gianmarco Psalidi).

Il phylum *Nematoda* comprende organismi caratterizzati da corpo cilindrico a sezione trasversale circolare le cui specie sono spesso rappresentate nella meiofauna da un numero abbondante di individui (Croll et al., 1977). La maggior parte dei nematodi marini (Fig. 8) sono organismi detritivori di fondo e onnivori (Croll et al., 1977). I nematodi meiobentonici si trovano soprattutto in fondali molli nei primi 10 cm di sedimento, e hanno lunghezza generalmente compresa tra 1 e 3 mm (Higgins et al, 1988).



Figura 8 – Nematoda (Gianmarco Psalidi).

Gli organismi acquatici appartenenti alla classe *Oligochaeta* si distinguono dalla classe *Polychaeta* per la mancanza di appendici anteriori e di parapodi (Higgins et al, 1988). Inoltre, le chete degli oligocheti acquatici, generalmente, hanno forma di uncineti bifidi (Fig. 9) o unipuntati, talvolta accompagnati da setole di pelo poco appariscenti e presenti in scarso numero (Higgins et al, 1988). Gli oligocheti meiobentonici (Fig. 9) si nutrono di microorganismi, e in ogni tipo di sedimento marino è possibile trovare almeno una specie appartenente a *Oligochaeta*, anche se non sempre con densità elevate (Higgins et al, 1988).



Figura 9 – Sinistra: *Oligochaeta*; destra: foto al microscopio di cheta bifida a uncinetto di *Oligochaeta* (Gianmarco Psalidi).

Gli organismi appartenenti alla classe *Polychaeta*, famiglia *Nereidae* (Fig. 10), sono organismi erranti, caratterizzati da cospicui parapodi (Fish et al., 2011). Il capo presenta 4 occhi, solitamente 2 paia di antenna e 2 palpi robusti (Fish et al., 2011). I *Nereidae* sono dotati di un apparato boccale

estroflettibile con 2 grandi mascelle e un certo numero di piccoli denti noti come paragnati, il cui numero e la cui disposizione varia da specie a specie (Fish et al., 2011). Appartengono alla famiglia *Spionidae* (Fig. 11), invece, organismi sedentari che vivono soprattutto in fondali fangosi e sabbiosi. Il capo degli *Spionidae* mostra solitamente 4 o più occhi, ma il tratto più caratteristico principale è la presenza di 2 palpi che spesso vengono persi quando maneggiati (Fish et al., 2011). Quasi tutte le specie di policheti meiobentonici abitano esclusivamente sedimenti marini in aree intertidali o subtidali (Higgins et al, 1988).



Figura 10 – Sinistra: polichete Nereidae; destra: tre policheti Spionidae (palpi cerchiati in rosso) (Gianmarco Psalidi).

La classe *Ostracoda* (Fig. 11) comprende organismi che si trovano in quasi tutti gli ambienti acquatici, specialmente marini. L'intero corpo degli ostracodi è racchiuso all'interno di un guscio bivalvo (con valve unite da cerniera dorsale) e calcificato (Higgins et al, 1988). Il corpo non è segmentato e il capo, più grande sia del torace che dell'addome messi insieme, presenta cinque appendici appaiate: due paia di antenne, uno di mandibole e due paia di mascelle (Higgins et al, 1988).

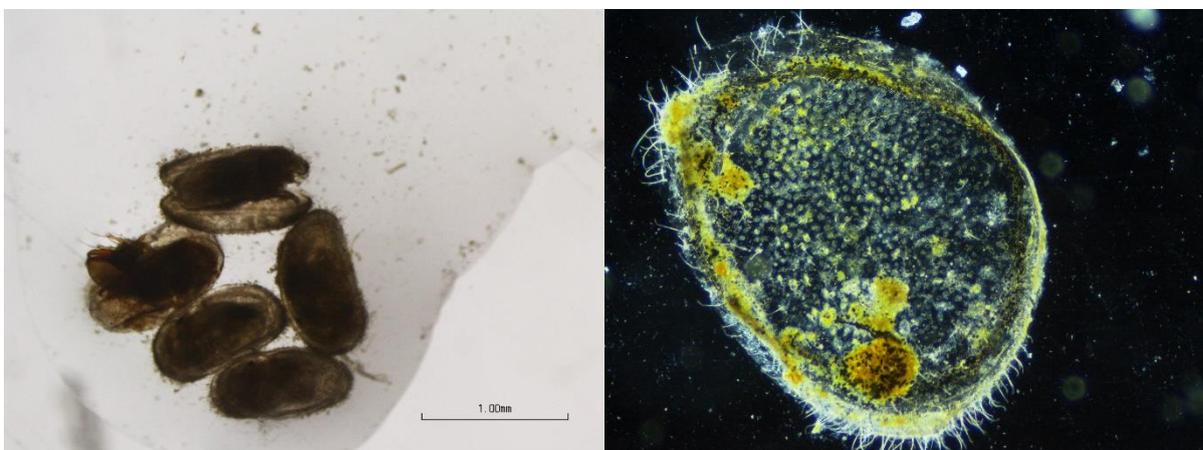


Figura 11 – Sinistra: Ostracoda; destra: Ostracoda fotografato al microscopio (Gianmarco psalidi).

Ogni organismo raccolto e identificato è stato poi contato e fotografato, con scala di riferimento, allo stereomicroscopio utilizzando una macchina fotografica ad alte prestazioni (Nikon DS-Fi2) collegata ad un analizzatore di immagine (Nikon DS-L3) al fine di misurarne le dimensioni (lunghezza, larghezza/spessore, mm) utilizzando il software ImageJ e calcolarne il biovolume attraverso apposite formule. La misura delle dimensioni degli organismi di ciascun taxa, oltre a rappresentare la base di partenza per il calcolo del biovolume, è importante perché permette di correlare il comparto zoobentonico con le potenziali specie nectoniche predatrici.

4.2 Elaborazione e analisi dei dati

Per ciascun taxon identificato utilizzando il materiale bibliografico citato nel capitolo precedente è stato conteggiato il numero di individui ritrovato in ciascun campione. Poiché, per ciascun campione, durante la fase di sorting sono stati considerati solamente gli animali presenti su 11 celle su 44, il numero di animali conteggiati per ciascun taxon è stato moltiplicato per 4 al fine di ottenere il numero effettivo di organismi presenti nel campione. Per ciascun campione è stata calcolata anche la densità di individui (numero di individui/m²) dividendo il numero di individui presenti nel campione per l'area esplorata dallo strumento, cioè 1.2 m² (retino trainato per 4 metri per una apertura di 0.35 m).

Come già spiegato, una parte importante durante l'analisi degli organismi bentonici è il calcolo delle dimensioni e la stima del biovolume. Tali informazioni sono utili per valutare quali sono le potenziali specie ittiche che possono predare gli organismi bentonici e quantificare l'energia che potrebbe fornire un determinato organismo a un pesce o ai livelli trofici superiori. Nel caso specifico di questo studio, è stato stimato il biovolume poiché gli organismi raccolti erano troppo piccoli per misurarne il peso.

Le misure di lunghezza e larghezza degli individui sono state ottenute attraverso il software di analisi di immagini ImageJ, a partire dalle foto scattate allo stereomicroscopio, con l'opportuna scala di riferimento (Fig. 12). Per tutti i taxa raccolti, con l'eccezione di *Calanoida* e *Cyclopoida*, sono state considerate la lunghezza totale e la larghezza del corpo nel suo punto medio. Nel caso di *Calanoida* e *Cyclopoida* sono state effettuate due misure di lunghezza e due di larghezza, rispettivamente per i tratti toracici ed addominali (Fig. 12).

Il calcolo dei biovolumi è stato effettuato, a partire dalle misure di lunghezza e larghezza degli individui, su un subcampione omogeneo di 15 individui per taxa per campagna di campionamento. Per la stima del biovolume, la forma di ogni animale viene approssimata a quella di un solido e corretta con appositi fattori di conversione (Warwick e Price, 1979).



Figura 12 – Esempio di misurazione di un Calanoida: lunghezza del tratto toracico (linea blu); lunghezza del tratto addominale (linea verde); larghezza nel punto medio del tratto toracico (viola); larghezza nel punto medio del tratto addominale (rosso) (Gianmarco Psalidi).

Il calcolo dei biovolumi è stato effettuato utilizzando l’equazione di Warwick e Price (1979):

$$V(nL) = L \cdot W^2 \cdot C$$

I coefficienti L e W sono rispettivamente la lunghezza (L) e la larghezza (W) in millimetri degli organismi, mentre C è un fattore di conversione, come riportato in Warwick e Price (1979) (Tab. 1).

Nel caso dei *Calanoida* e *Cyclopoida*, essendo formati da due segmenti ben distinti, è stato calcolato un biovolume dell’addome ed un biovolume del torace ed è stata poi fatta la somma per ottenere il biovolume dell’organismo analizzato.

Tabella 1 – Fattori di conversione utilizzati per il calcolo dei biovolumi per i diversi taxa (Warwick e Price, 1979).

Taxa	Fattore di conversione C
<i>Amphipoda; Copeoda Harpacticoida; Copepoda Calanoida; Copepoda Cyclopoida; Mysidacea</i>	490
<i>Copepoda Canuelloida</i>	560
<i>Nematoda; Oligochaeta; Polychaeta</i>	530
<i>Ostracoda</i>	100

L’elaborazione statistica dei dati è stata fatta usando il software Primer 7 versione 7.0.21 con pacchetto Permanova+1 ed i software STATISTICA 7.1 (Statsoft Italia). I dati di densità e di

biovolume, sia totali che di ogni singolo taxon osservato, sono stati trasformati logaritmicamente ($\log X + 1$) prima di effettuare le elaborazioni statistiche.

Il test ANOVA a una via è stato utilizzato per verificare la varianza sui valori densità e di biovolume di organismi bentonici ritrovati, sia totali sia singolarmente per ogni taxon. Attraverso i test ANOVA sono state testate le differenze tra i fattori: Mese (Marzo, Aprile, Giugno) e Posizione (Esterno/Ghebo).

Il test PERMANOVA è stato utilizzato per analizzare le differenze nella composizione in taxa del popolamento bentonico: è stato applicato l'indice di Bray-Curtis per calcolare la matrice di similarità, utilizzata per l'analisi della varianza (PERMANOVA), ed è stato utilizzato un test PERMANOVA a un fattore per verificare le differenze tra Mesi, Posizioni e tra Repliche.

5. Risultati

Durante ogni campagna di campionamento sono stati rilevati, per ciascuna posizione (Esterno/Ghebo), i seguenti parametri ambientali: temperatura (Fig. 13); salinità (Fig. 14); ossigeno disciolto (Fig. 15); torbidità (Fig. 16); clorofilla totale in acqua (Fig. 17); clorofilla totale nel sedimento (Fig. 18).

La temperatura non sembra mostrare sostanziali differenze tra le posizioni Esterno/Ghebo ed appare costante in marzo ed aprile: varia dai 15 °C di marzo ed i 15.55 °C di aprile). La temperatura possiede invece valori più elevati durante il mese di giugno raggiungendo rispettivamente 27.30 °C nel Ghebo e 25.45 °C nell'Esterno barena.

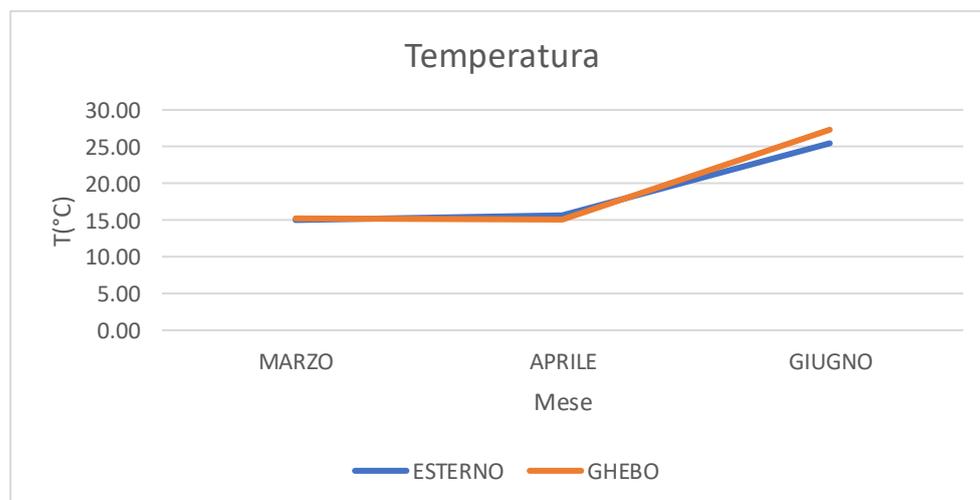


Figura 13 – Andamento della temperatura (°C).

Anche la salinità non mostra differenze tra posizioni ma decresce progressivamente nel tempo, passando dai 30 PSU registrati a marzo, in entrambe le posizioni, fino ai circa 20 PSU registrati a giugno.

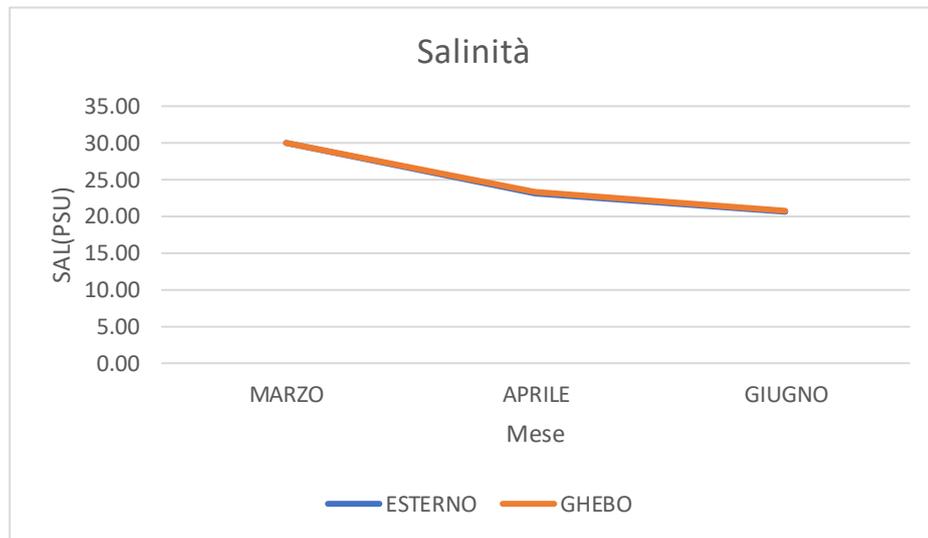


Figura 14 – Andamento della salinità (PSU).

L'ossigeno disciolto mostra valori intorno a 124 % di saturazione nel mese di marzo senza particolare distinzione tra le due posizioni. Il valore di ossigeno disciolto risulta invece più basso durante le altre due campagne di campionamento, assestandosi a valori compresi tra circa 60 e 80 % di saturazione. La differenza tra posizioni campionate è evidente soprattutto nel mese di giugno: 57.24 % di saturazione nell'esterno barena e 84.56 % di saturazione nel ghebo.

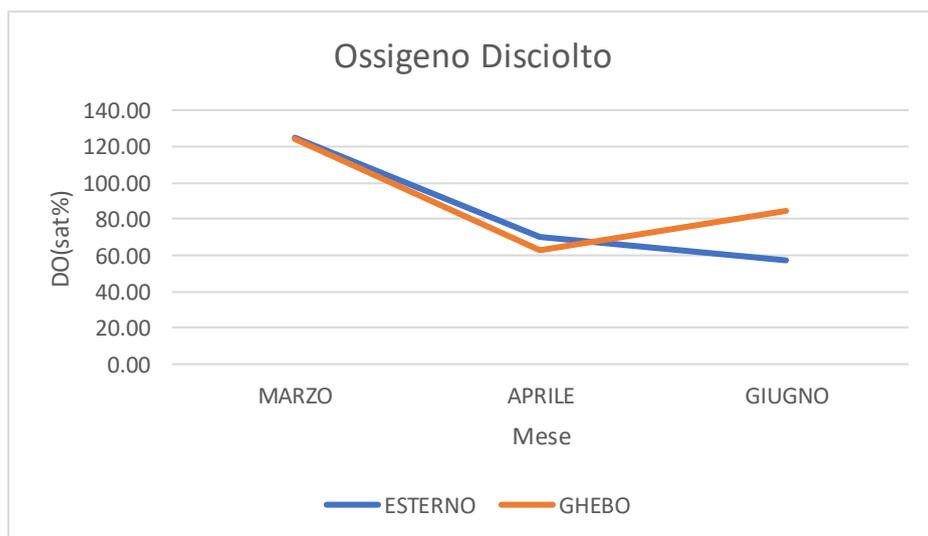


Figura 15 – Andamento dell'ossigeno disciolto (sat%).

La torbidità, durante tutti i mesi campionati, mostra valori leggermente più bassi nella posizione Ghebo piuttosto che nella posizione Esterno barena. I valori più bassi di torbidità si sono registrati ad aprile, con 9.68 FNU nell'Esterno barena e 7.52 FNU nel Ghebo. I valori più alti di torbidità si sono registrati invece a giugno, con rispettivamente 70.70 e 60.54 nell'Esterno e Ghebo.

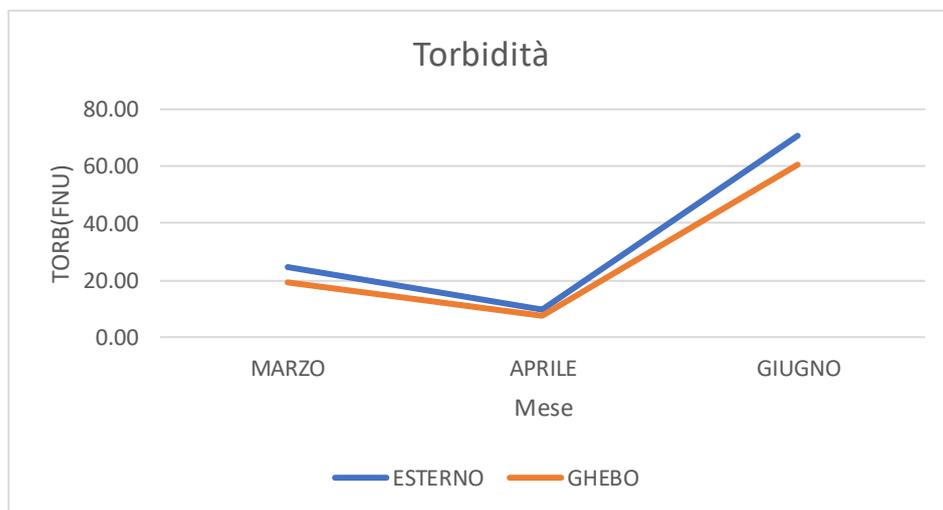


Figura 16 – Andamento della torbidità (FNU).

La clorofilla totale disciolta in acqua non mostra differenze significative tra posizioni. Entrambe le posizioni presentano quindi lo stesso andamento, con i valori più alti in marzo (22.76 µg/L per la posizione Esterno; 24.10 µg/L per la posizione Ghebo), il minimo in aprile (1.21 µg/L per Esterno; 0.99 µg/L per Ghebo) e un aumento in giugno (10.79 µg/L per Esterno; 10.95 µg/L per Ghebo).

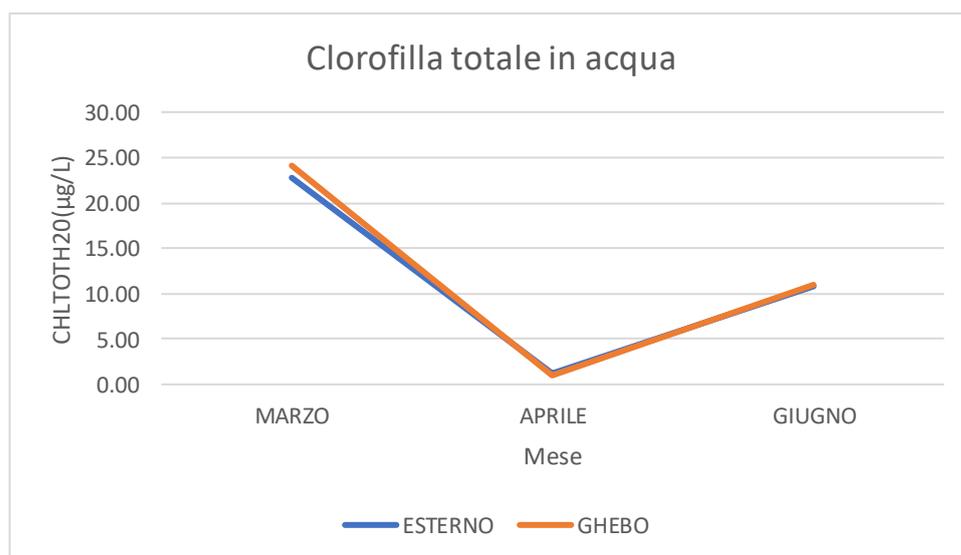


Figura 17 – Andamento della clorofilla totale in acqua (µg/L).

Infine, la clorofilla totale nel sedimento, rispetto a quella in acqua, mostra una maggior distinzione tra le posizioni e un andamento opposto. I valori di clorofilla nel sedimento sono più alti ad aprile

(20.37 µg/L in Esterno e 21.75 µg/L nel Ghebo) e più bassi a marzo (7.78 µg/L in Esterno e di 12.47 µg/L nel Ghebo).

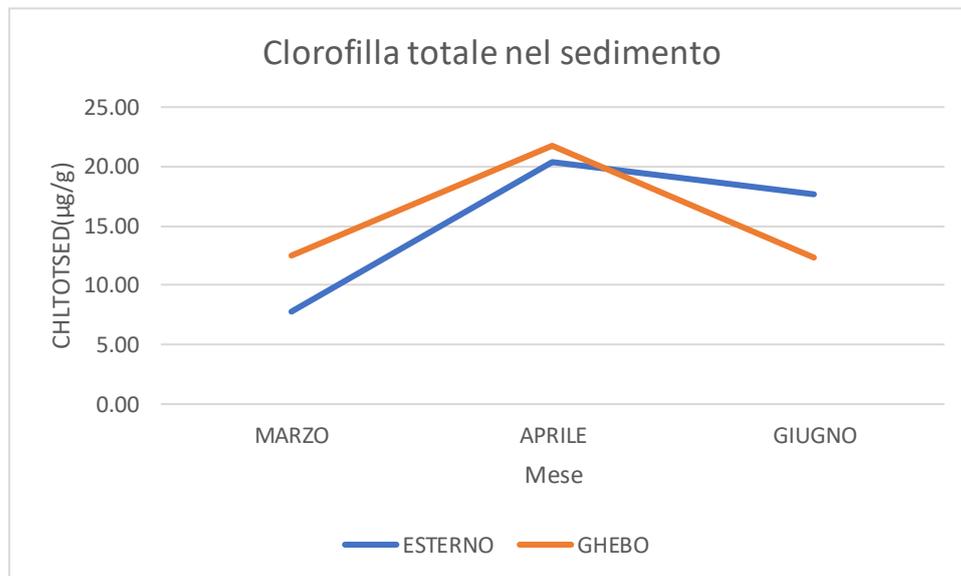


Figura 18 – Andamento della clorofilla totale nel sedimento (µg/L).

Nei campioni analizzati sono stati complessivamente identificati a 12 taxa zoobentonici (Tab. 2). Come riportato precedentemente in Materiali e metodi, la classificazione tassonomica si è spinta fino al livello di ordine per la sottoclasse *Copepoda*: *Harpacticoida*, *Calanoida*, *Canuelloida* e *Cyclopoida*. Per il phylum *Anellida* la classificazione è arrivata al livello di classe nel caso degli *Oligochaeta*, mentre si è spinta fino a livello di famiglia (*Spionidae* e *Nereidae*) per i *Polychaeta*. Per i *Nereidae* è stato possibile effettuare una suddivisione per taglia, distinguendo le nectochete (lunghezza < 1.5 mm) dal resto degli individui campionati (lunghezza > 1.5 mm). Per l'ordine *Amphipoda* il riconoscimento tassonomico si è spinto fino al livello del sottordine *Corophidea*, distinguendo gli organismi appartenenti a questo sottordine dagli altri anfipodi campionati, indicati come *Amphipoda non-Corophidea*. Infine, la classificazione si è fermata al livello di ordine per *Mysidacea*, di phylum per *Nematoda* e di classe per *Ostracoda*.

Tabella 2 – Elenco dei taxa individuati in tutti i campioni analizzati.

- | | |
|-----------------------------------|-------------------------------|
| - <i>Amphipoda Corophidea</i> | - <i>Mysidacea</i> |
| - <i>Amphipoda non-Corophidea</i> | - <i>Nematoda</i> |
| - <i>Copepoda Harpacticoida</i> | - <i>Oligochaeta</i> |
| - <i>Copepoda Calanoida</i> | - <i>Ostracoda</i> |
| - <i>Copepoda Canuelloida</i> | - <i>Polychaeta Nereidae</i> |
| - <i>Copepoda Cyclopoida</i> | - <i>Polychaeta Spionidae</i> |

5.1 Densità di individui

La densità totale di individui catturati (individui/m²) è stata analizzata al fine di evidenziare eventuali differenze nel tempo e nello spazio (Fig. 19). I risultati dei test ANOVA sui logaritmi della densità totale hanno mostrato l'assenza di differenze sia tra mesi di campionamento (Tab. 3) sia tra posizioni Esterno/Ghebo (Tab. 4). Nonostante nel complesso non siano presenti differenze statistiche significative, dai risultati si può osservare un aumento di individui nel tempo, soprattutto tra i mesi di marzo ed aprile (Fig. 19, sopra). I valori medi di densità di individui più bassi si sono registrati a marzo (408.1 individui/m²) mentre i più alti a giugno (622.9 individui/m²), tuttavia, già da aprile gli individui catturati in media raggiungevano la densità di 586.2 individui/m². Nell'esterno della barena la densità media di individui registrata è stata di 558.4 individui/m², mentre nel ghebo è stata di 519.7 individui/m² e quindi, non sono presenti differenze significative tra posizioni (Fig. 19, sotto).

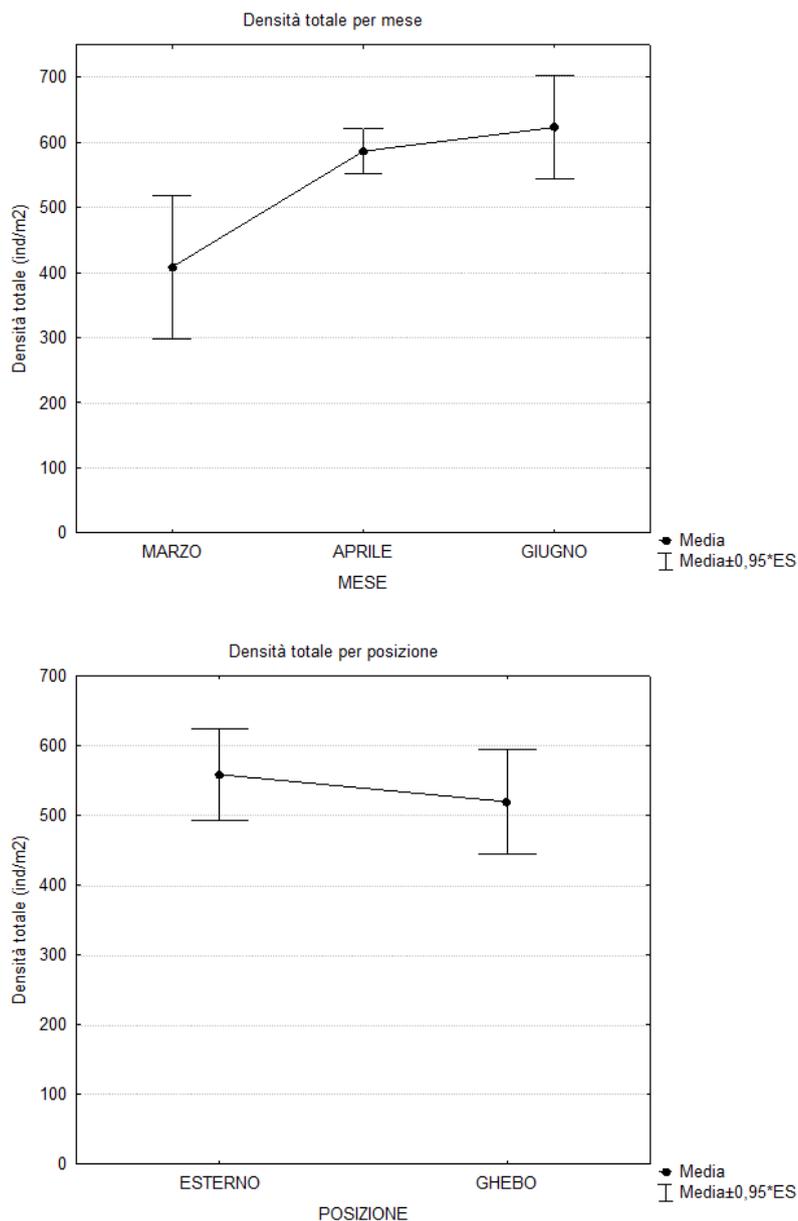


Figura 19 – Sopra: Densità media di individui (\pm Errore standard) catturati per ciascun mese. Sotto: Densità media di individui (\pm Errore standard) catturati per ciascuna posizione (Esterno/Ghebo).

Tabella 3 – Risultati test ANOVA sui valori di densità totale di individui zoobentonici catturati (trasformati in $\log X + 1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGTTOTALE (Elaborazioni Iniziali STATISTICA)					
Parametrizzazione sigma-ristretta					
Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	130,7627	1	130,7627	4543,120	0,000000
MESE	0,1957	2	0,0979	3,400	0,060574
Errore	0,4317	15	0,0288		

Tabella 4 – Risultati test ANOVA sui valori di densità totale di individui zoobentonici catturati (trasformati in $\log X+1$), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Effetto	Test Univariati di Significatività per LOGTOTALE (Elaborazioni Iniziali STATISTICA) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive				
	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	130,7627	1	130,7627	3378,842	0,000000
POSIZIONE	0,0082	1	0,0082	0,213	0,650554
Errore	0,6192	16	0,0387		

Non essendo state trovate differenze significative per le densità totali, sono state osservate le densità dei singoli taxa ritrovati (Fig. 20, 21) e sono state testate le differenze statistiche tra mesi e tra posizioni (ANOVA a un fattore) (Appendice, Tab. A1-A26).

Osservando i test ANOVA per valutare le differenze tra mesi, i risultati hanno evidenziato che sono presenti differenze significative per i seguenti taxa: *Amphipoda Corophidea*, *Amphipoda non-Corophidea*, *Harpacticoida*, *Calanoida*, *Mysidacea*, *Oligochaeta* e *Nereidae* piccoli. Invece, non sono state evidenziate differenze significative per *Canuelloida*, *Cyclopoida*, *Nematoda*, *Ostracoda*, *Nereidae* grandi e *Spionidae*.

In particolare, *Amphipoda Corophidea* e *Calanoida* mostrano un andamento crescente nei mesi, arrivando rispettivamente a 24.8 individui/m² e 354.8 individui/m² nel mese di giugno. I taxa *Amphipoda non-Corophidea* e *Mysidacea* hanno i valori più elevati nel mese di aprile, rispettivamente 22.9 individui/m² e 4.3 individui/m². Inoltre, gli organismi appartenenti a *Mysidacea* sono completamente assenti nei mesi di marzo e giugno. *Harpacticoida*, *Oligochaeta* e *Nereidae* piccoli, infine, presentano i valori di densità più elevati in marzo, rispettivamente 157.1 individui/m², 33.8 individui/m² e 24.8 individui/m².

Guardando i risultati del test ANOVA per evidenziare eventuali differenze tra posizioni, invece, non si osservano differenze significative per nessuno dei taxa, fatta eccezione per *Nematoda*, che mostra valori di densità maggiori nell'esterno barena piuttosto che nel ghebo, con 103.7 individui/m² nell'Esterno e 17.1 individui/m² nel Ghebo.

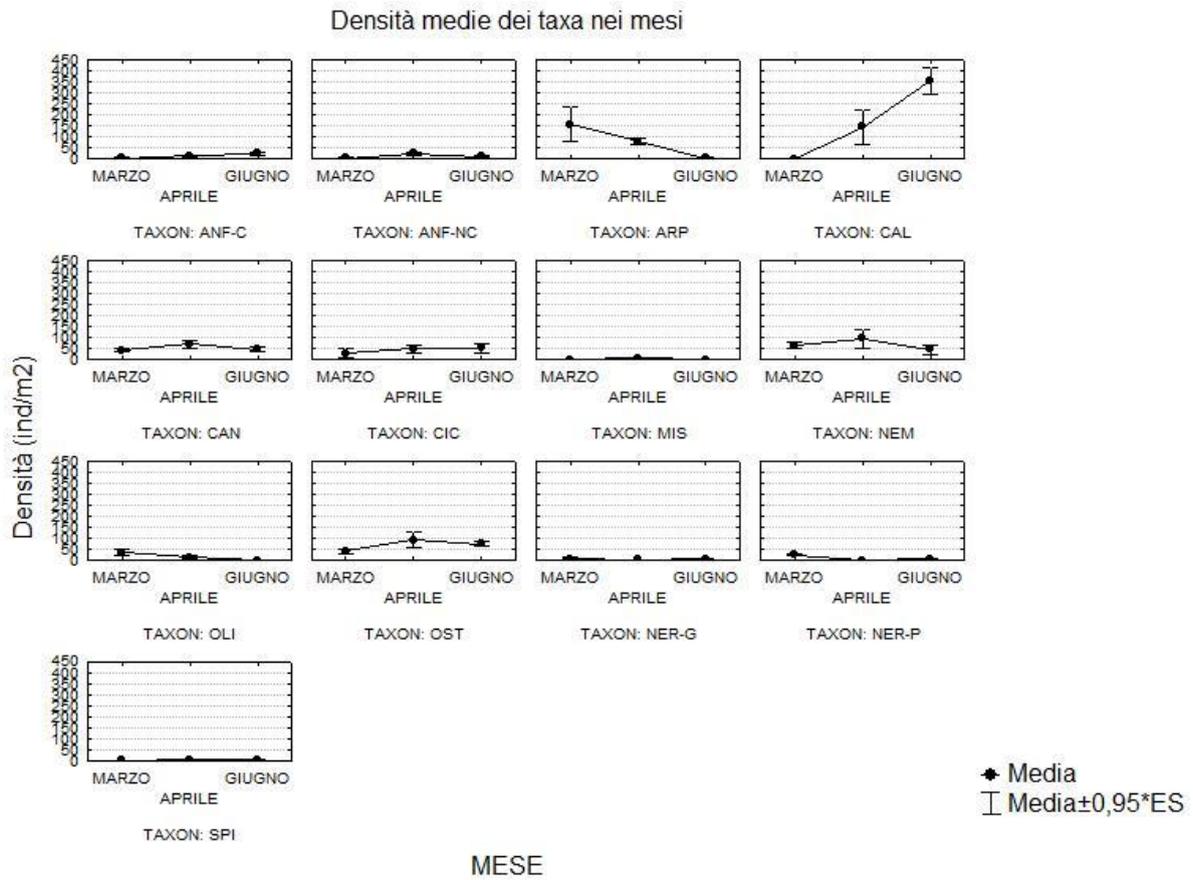


Figura 20 - Densità media (\pm Errore standard) di individui per mese, separatamente per ogni taxon catturato. ANF-C = Amphipoda Corophidea; ANF-NC = Amphipoda non-Corophidea; ARP = Harpacticoida; CAL = Calanoida; CAN = Canuelloida; CIC = Cyclopoida; MIS = Mysidacea; NEM = Nematoda; OLI = Oligochaeta; OST = Ostracoda; NER-G = Nereidae grandi; NER-P = Nereidae piccoli; SPI = Spionidae.

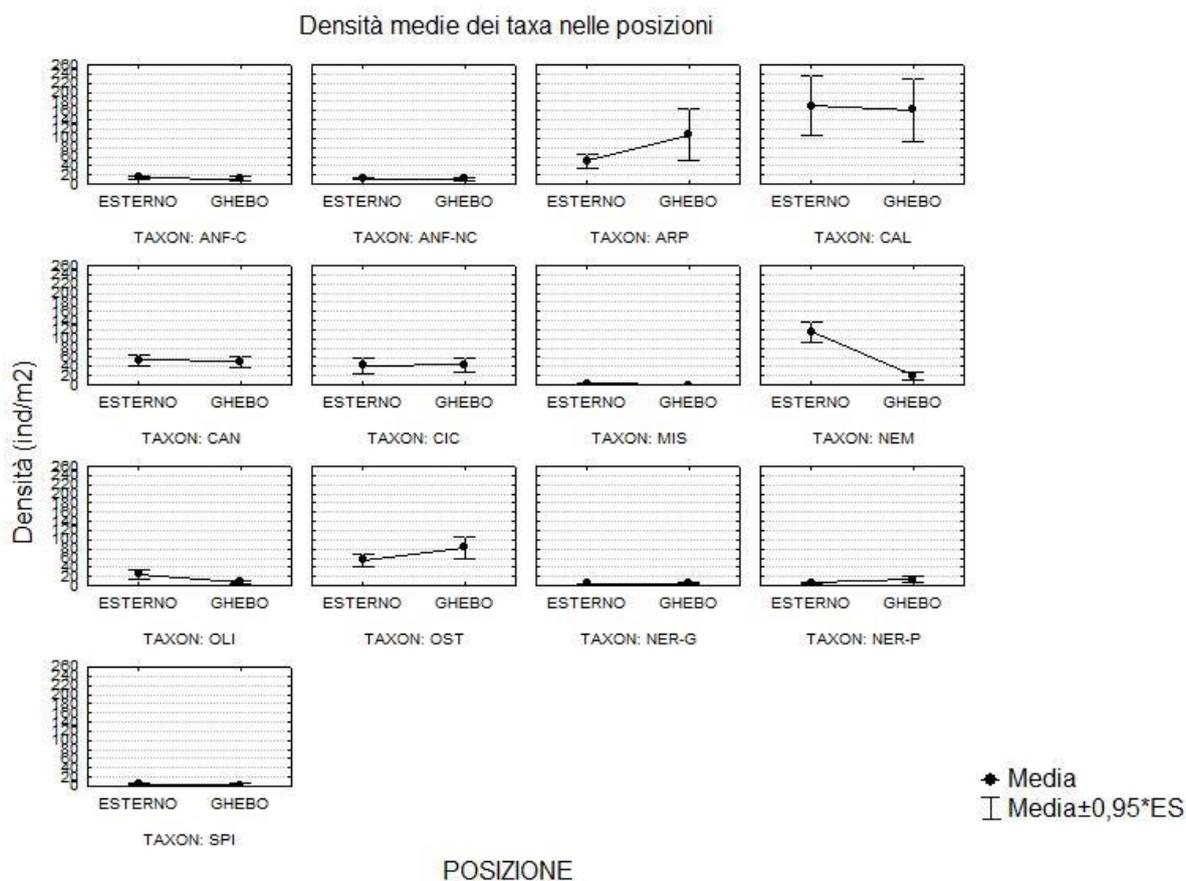


Figura 21 - Densità media di individui di ogni taxon (\pm Errore standard) catturati per ciascuna posizione. ANF-C = Amphipoda Corophidea; ANF-NC = Amphipoda non-Corophidea; ARP = Harpacticoida; CAL = Calanoida; CAN = Canuelloida; CIC = Cyclopoida; MIS = Mysidacea; NEM = Nematoda; OLI = Oligochaeta; OST = Ostracoda; NER-G = Nereidae grandi; NER-P = Nereidae piccoli; SPI = Spionidae.

Al fine di evidenziare le differenze nella composizione in specie tra posizioni e mesi di campionamento è stata eseguita una analisi *non metric multidimensional scaling* (NMDS) (Fig. 22). Successivamente è stato effettuato un test PERMANOVA a un fattore per analizzare statisticamente le differenze di composizione in specie tra mesi, tra posizioni e tra repliche (Tab. 5).

Dal grafico di NMDS si può osservare come i dati siano raggruppati principalmente su base mensile, aspetto che emerge anche dai risultati del test PERMANOVA. Relativamente alle differenze tra posizioni (Esterno/Ghebo) si può vedere come solamente a marzo e parzialmente a giugno sia presente una distinzione tra posizioni nella composizione in specie. Il mese di aprile è invece il mese durante il quale non si sembrano osservare differenze tra posizioni; ad aprile infatti, nel grafico, i punti relativi alle varie repliche sono raggruppati tutti vicini tra loro. In termini di composizione in specie, solamente la replica Bocca del Ghebo del mese di aprile sembra collocarsi in una posizione completamente differente dalle altre repliche analizzate.

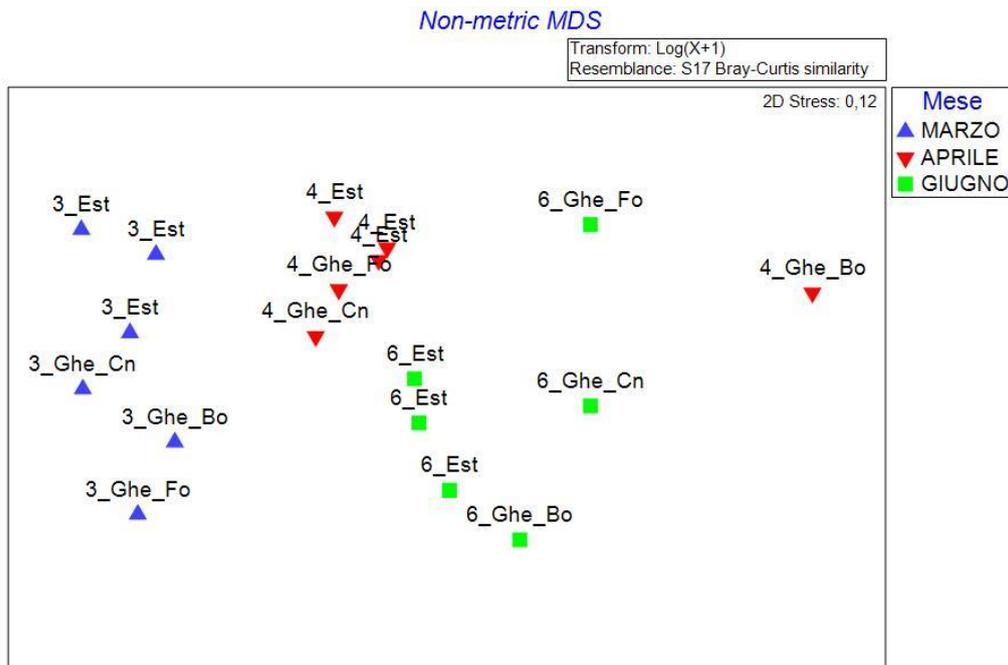


Figura 22 – Non metric Multi Dimensional Scaling sui dati di densità di individui, considerando separatamente ogni campagna, posizione e replica.

Tabella 5 – Risultati test PERMANOVA sulle differenze in composizione in taxa in termini di densità di individui tra mesi, posizioni e repliche. Differenze significative in rosso ($p < 0.05$).

Mese						
Source	df	SS	MS	Pseudo-F	P(perm)	perms
Me	2	5224,8	2612,4	7,4566	0,001	999
Res	15	5255,2	350,35			
Total	17	10480				

Posizione						
Source	df	SS	MS	Pseudo-F	P(perm)	Unique perms
Po	1	688,53	688,53	1,1251	0,33	979
Res	16	9791,5	611,97			
Total	17	10480				

Replica						
Source	df	SS	MS	Pseudo-F	P(perm)	Unique perms
Re	5	1226,3	245,26	0,31805	0,997	999
Res	12	9253,8	771,15			
Total	17	10480				

Le differenze tra mesi e tra posizioni in termini di composizione in specie sono state analizzate anche attraverso lo studio delle abbondanze percentuali dei vari taxa (Fig. 23).

A marzo, i campioni raccolti nell'esterno della barena sono composti principalmente da *Nematoda*, *Harpacticoida* e *Canuelloida*, mentre nel Ghebo il taxon *Harpacticoida* è prevalente su tutti gli altri.

Nella campagna di aprile sono presenti un numero maggiore di taxa e nessuno di essi sembra possedere una abbondanza percentuale dominante rispetto agli altri nella posizione Esterno di barena. In questa posizione, ad aprile, l'abbondanza percentuale maggiore è rappresentata da *Nematoda*, ma sono presenti in buona quantità anche i taxa *Ostracoda*, *Canuelloida*, *Calanoida* e *Harpacticoida*. Invece, nella posizione Ghebo nel mese di aprile, *Calanoida* risulta essere il taxon dominante assieme a *Ostracoda*, maggiore rispetto a quelli ritrovati nella posizione Esterno.

Infine, nella campagna di giugno, in entrambe le posizioni, il taxon *Calanoida* contribuisce per più del 50% all'abbondanza totale. Escludendo *Calanoida*, nella posizione Esterno si può vedere una percentuale minore ma omogenea di *Ostracoda*, *Nematoda* e *Cyclopoida*, mentre nella posizione Ghebo sono presenti *Ostracoda* e *Harpacticoida* in percentuali quasi uguali.

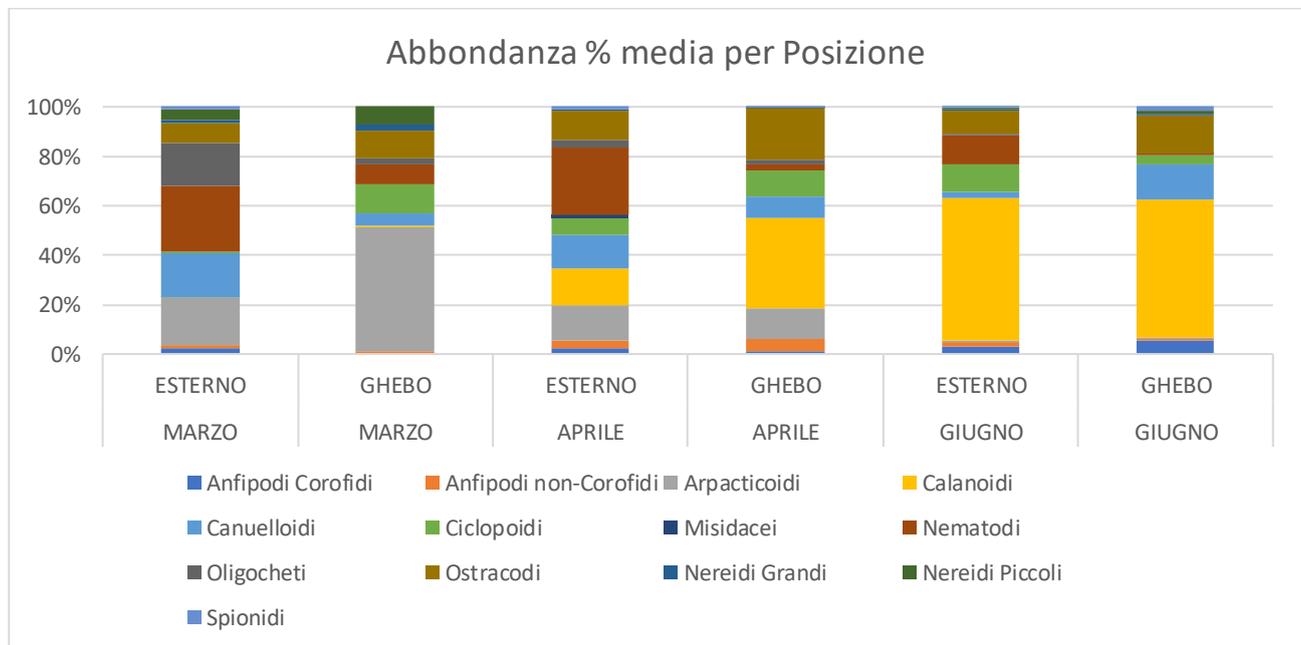


Figura 23 – Abbondanza percentuale media in termini di densità di individui di ogni taxon catturato durante i vari mesi campionati nelle due posizioni esplorate (Esterno/Ghebo).

5.2 Misura e biovolume degli individui

Le misure di lunghezza e di biovolume degli individui sono, come detto precedentemente, essenziali al fine di poter mettere in relazione il benthos con la fauna nectonica. Per il calcolo del biovolume, inoltre, è necessario conoscere i valori di lunghezza e larghezza individuali dei vari taxa. Le misurazioni di lunghezza e larghezza degli individui, e il calcolo dei relativi biovolumi sono state eseguite su un subcampione omogeneo di 15 individui per taxa per campagna di campionamento.

Attraverso le misure di lunghezza degli individui (Fig. 24) si è potuto osservare che,

complessivamente, i taxa più grandi catturati sono stati *Mysidacea* (lunghezza media 3.74 mm) e *Spionidae* (lunghezza media 4.27 mm), mentre *Copepoda*, e in particolare *Cyclopoida* (lunghezza media 0.50 mm) e *Harpacticoida* (lunghezza media 0.61 mm), rappresentano quelli con le lunghezze minori.

Si può inoltre osservare che per i taxa *Amphipoda*, sia *Corophidea* (lunghezza media 2.21 mm) che *non-Corophidea* (lunghezza media 2.08 mm), *Oligochaeta* (lunghezza media 2.11 mm) e *Nereidae* adulti (lunghezza media 2.55), vengono raggiunte taglie intermedie di lunghezza. Tra i vari copepodi ritrovati, *Canuelloida* (lunghezza media 1.15 mm) e *Calanoida* (lunghezza media 0.87 mm) possiedono in media lunghezze maggiori di *Cyclopoida* e *Harpacticoida*.

All'interno di un habitat acquatico, specialmente nel caso delle aree di nursery, è molto importante la presenza di organismi bentonici di dimensioni diverse, poiché le specie ittiche che rappresentano i predatori di questi organismi possono avere, in base al loro sviluppo, necessità differenti in termini di prede e di taglie.

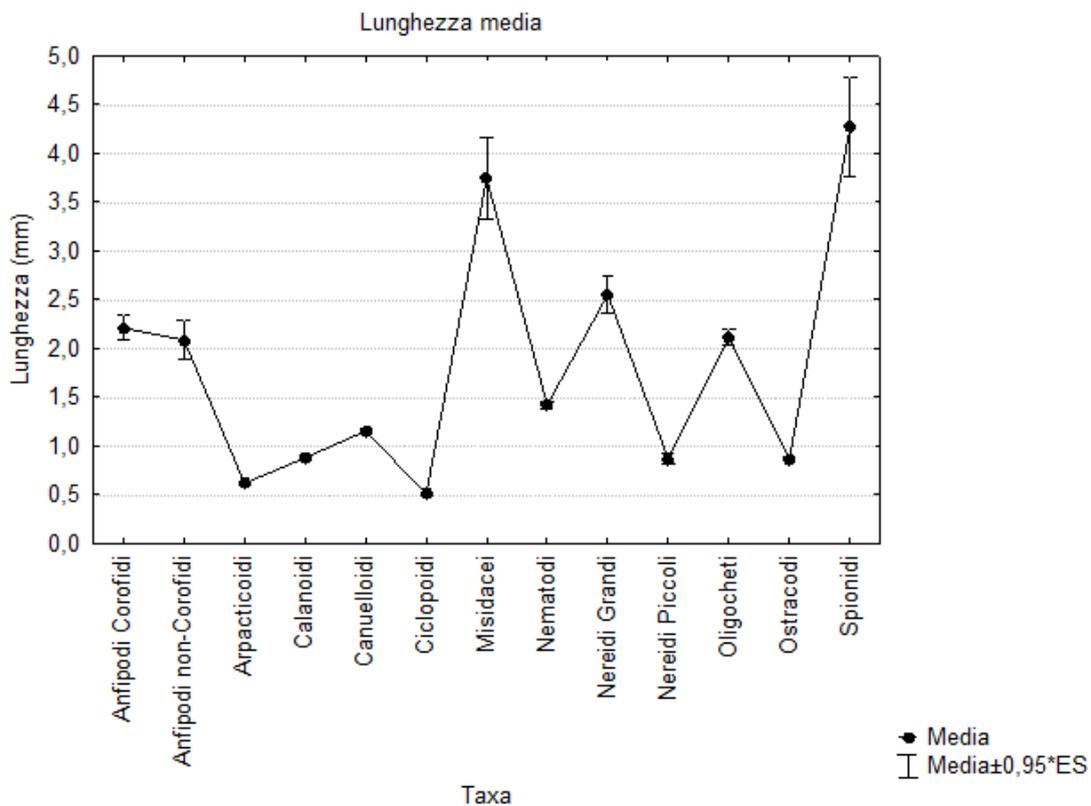


Figura 24 – Lunghezza media (\pm Errore Standard) degli individui del subcampiono misurati per ogni taxon.

I dati di densità, nel caso del benthos, non sempre forniscono una informazione standardizzabile in termini di biomassa e di energia trasferibile ai livelli trofici superiori. Per poter analizzare i risultati

in termini di energia trasferibile alla fauna nectonica, utilizzando i valori delle lunghezze medie, è stato calcolato il biovolume, espresso in nL/m^2 , dei vari taxa durante i tre mesi analizzati. Come detto precedentemente, il biovolume occupato da un organismo può essere messo in relazione con la fauna nectonica: organismi di grandi dimensioni con un biovolume maggiore forniscono maggiore energia e quindi possono essere preferiti da determinate specie o determinati stadi di vita mentre, viceversa, potrebbero essere difficili da predare da parte di animali troppo piccoli. Invece, animali più piccoli potrebbero preferire predare un maggior numero di organismi di dimensioni ridotte.

Dai risultati (Fig. 25) si può osservare che, nel complesso, il biovolume medio maggiore sia quello del taxon *Mysidacea* ($359.19 nL/m^2$), seguito da *Nereidae* adulti ($210.06 nL/m^2$) e *Spionidae* ($204.67 nL/m^2$). Al contrario, i taxa con biovolume medio minore sono *Cyclopoida* ($4.71 nL/m^2$), *Nematoda* ($5.69 nL/m^2$) e *Harpacticoida* ($6.51 nL/m^2$), seguiti da *Calanoida* ($16.24 nL/m^2$), *Ostracoda* ($19.40 nL/m^2$), *Nereidae* allo stadio di nectocheta ($24.38 nL/m^2$) e *Canuelloida* ($29.50 nL/m^2$). Di poco più grande è il biovolume di *Oligochaeta* ($57.34 nL/m^2$), mentre *Amphipoda* mostra valori intermedi di biovolume posseduto sia considerando i *Corophidea* ($150.83 nL/m^2$) che i *non-Corophidea* ($144.10 nL/m^2$).

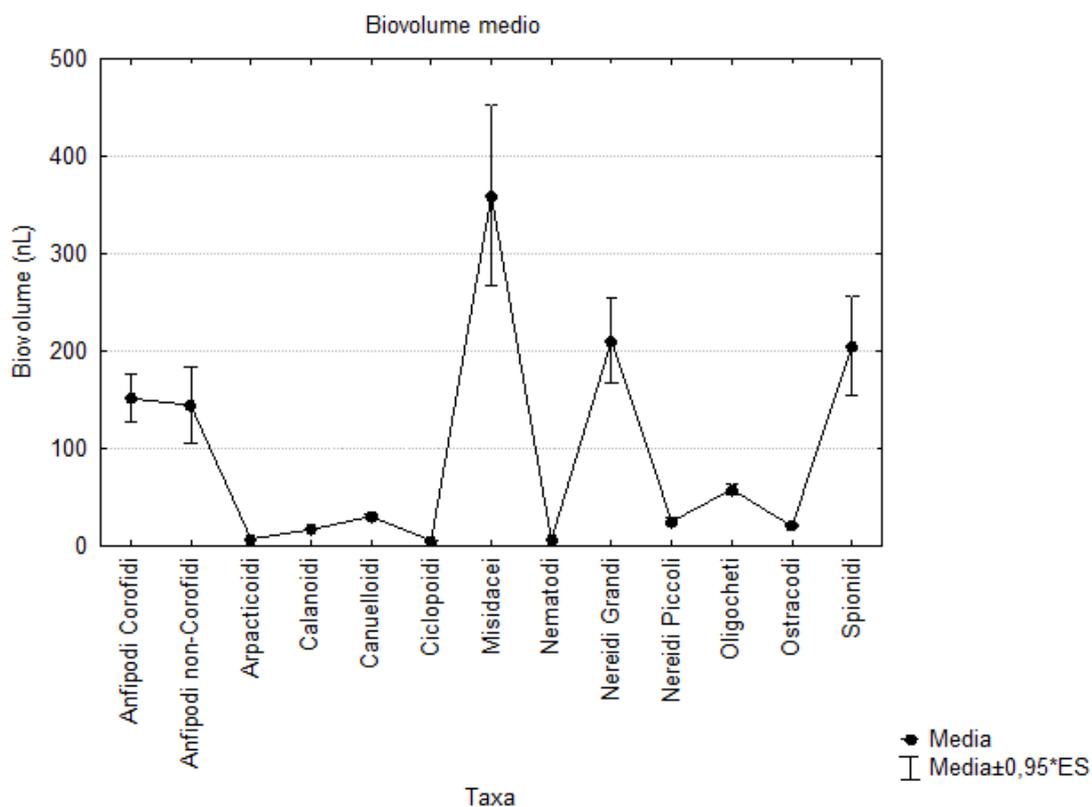


Figura 25 – Biovolume medio (\pm Errore Standard) degli individui del subcampione misurati per ogni taxon.

Analogamente ai valori di densità di individui, i dati di biovolume medio totale sono stati analizzati per evidenziare differenze tra posizioni e tra mesi di campionamento. Dai risultati emerge la presenza di differenze significative tra mesi (Fig. 26 sopra, Tab. 6) ma non tra posizioni (Fig. 26 sotto, Tab. 7). Il mese con i valori di biovolume più elevati è stato aprile, con 27451 nL/m², mentre a marzo e giugno si sono registrati rispettivamente 15190.9 nL/m² e 14526.4 nL/m² totali di individui. La posizione non sembra evidenziare differenze né per quanto riguarda il numero di individui catturato né per quanto riguarda il loro biovolume.

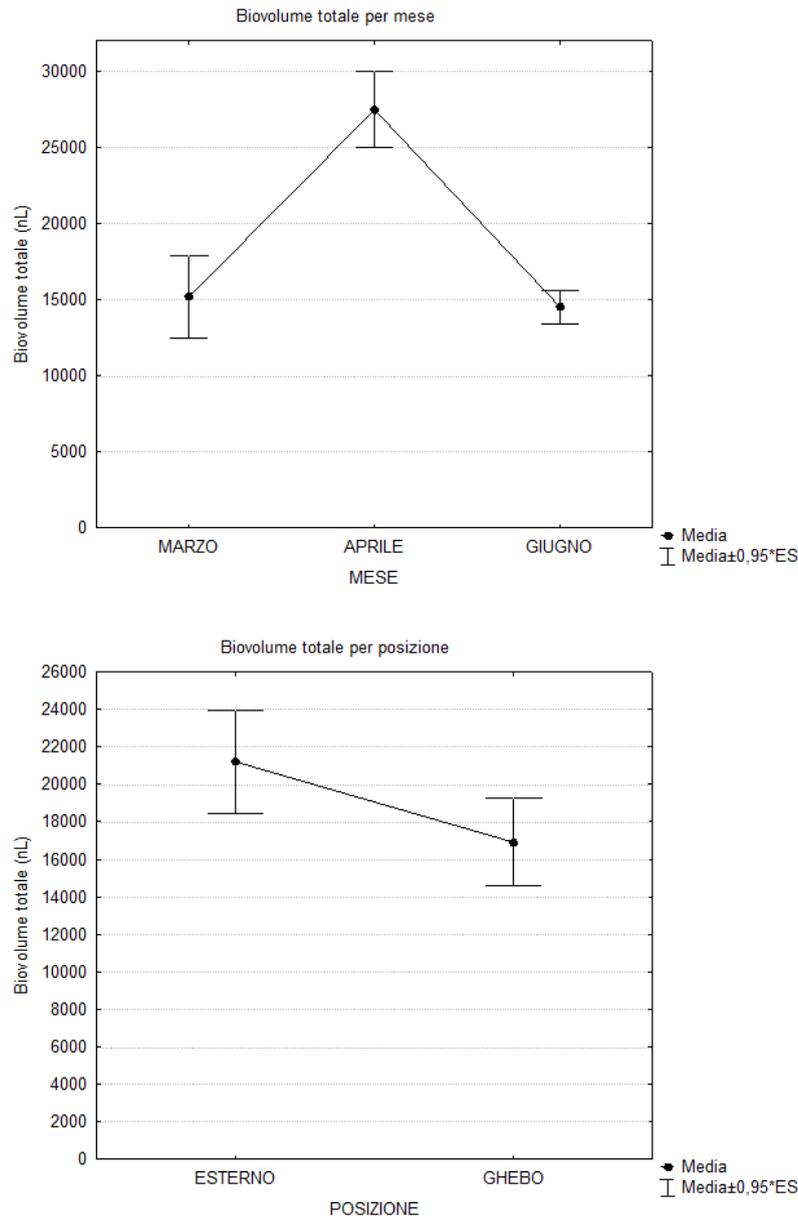


Figura 26 – Sopra: Biovolume totale degli individui (\pm Errore standard) catturati per ciascun mese. Sotto: Biovolume totale degli individui (\pm Errore standard) catturati per ciascuna posizione (Esterno/Ghebo).

Tabella 6 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume totale di individui zoobentonici catturati (trasformati in $\log X + 1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGTOTALE (Potenzialprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	323,8426	1	323,8426	15754,07	0,000000
MESE	0,3138	2	0,1569	7,63	0,005172
Errore	0,3083	15	0,0206		

Tabella 7 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume totale di individui zoobentonici catturati (trasformati in $\log X + 1$), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGTOTALE (Potenzialprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	323,8426	1	323,8426	9116,393	0,000000
POSIZIONE	0,0538	1	0,0538	1,513	0,236442
Errore	0,5684	16	0,0355		

In seguito, sono stati osservati anche i biovolumi di ogni singolo taxon (Fig. 27, 28) testando le differenze statistiche tra mesi e tra posizioni (ANOVA a un fattore) (Appendice, Tab. B1-B26).

I risultati dei test ANOVA sul biovolume di ciascun taxon hanno confermato la presenza di una differenza tra mesi, segnalata anche dai test sul biovolume totale, per i seguenti taxa: *Amphipoda Corophidea*, *Amphipoda non-Corophidea*, *Harpacticoida*, *Calanoida*, *Mysidacea*, *Oligochaeta* e *Nereidae* piccoli. Viceversa, non sono state osservate differenze significative per: *Canuelloida*, *Cyclopoida*, *Nematoda*, *Ostracoda*, *Nereidae* grandi e *Spionidae*.

Nello specifico, *Amphipoda Corophidea*, *Amphipoda non-Corophidea* mostrano valori maggiore di biovolume nel mese di aprile, rispettivamente pari a 2629.2 nL/m², 6115.2 nL/m². Per il taxon *Mysidacea*, osservato solo in aprile, il biovolume osservato è pari a 2155.1 nL/m². I taxa *Harpacticoida*, *Oligochaeta* e *Nereidae* piccoli mostrano un valore di biovolume maggiore in marzo, rispettivamente di 1642.8 nL/m², 3038.7 nL/m² e 1088.9 nL/m². Infine, il biovolume osservato per *Calanoida* cresce nei mesi, arrivando a 5992.3 nL/m² nel mese di giugno.

I test ANOVA sui valori di biovolume di ogni singolo taxon tra posizioni non hanno evidenziato differenze significative, fatta eccezione per *Nematoda*, i cui biovolumi medi sono più alti nella posizione Esterno (836.5 nL/m²) piuttosto che nella posizione Ghebo (153.4 nL/m²).

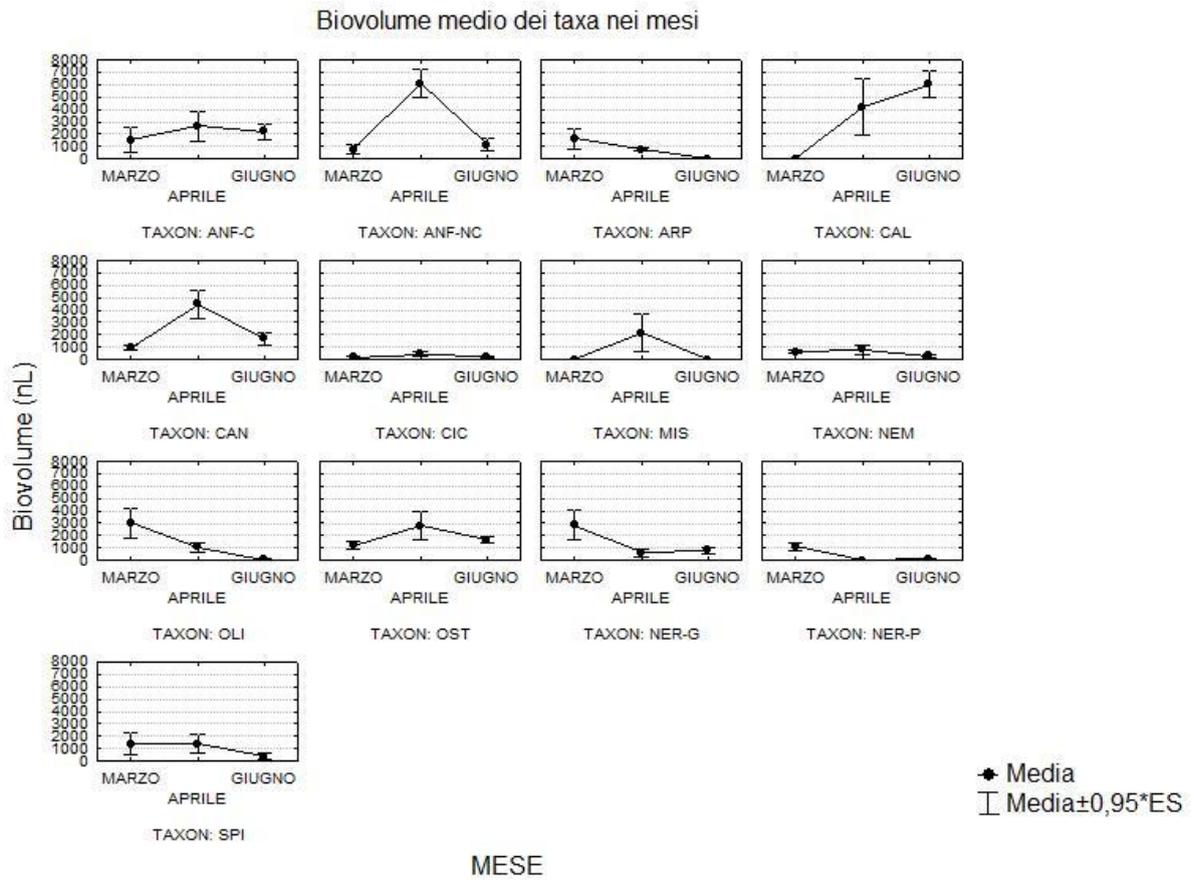


Figura 27 – Biovolume medio degli individui di ogni taxon (\pm Errore standard) catturati per ciascun mese. ANF-C = Amphipoda Corophidea; ANF-NC = Amphipoda non-Corophidea; ARP = Harpacticoida; CAL = Calanoida; CAN = Canuelloida; CIC = Cyclopoida; MIS = Mysidacea; NEM = Nematoda; OLI = Oligochaeta; OST = Ostracoda; NER-G = Nereidae grandi; NER-P = Nereidae piccoli; SPI = Spionidae.

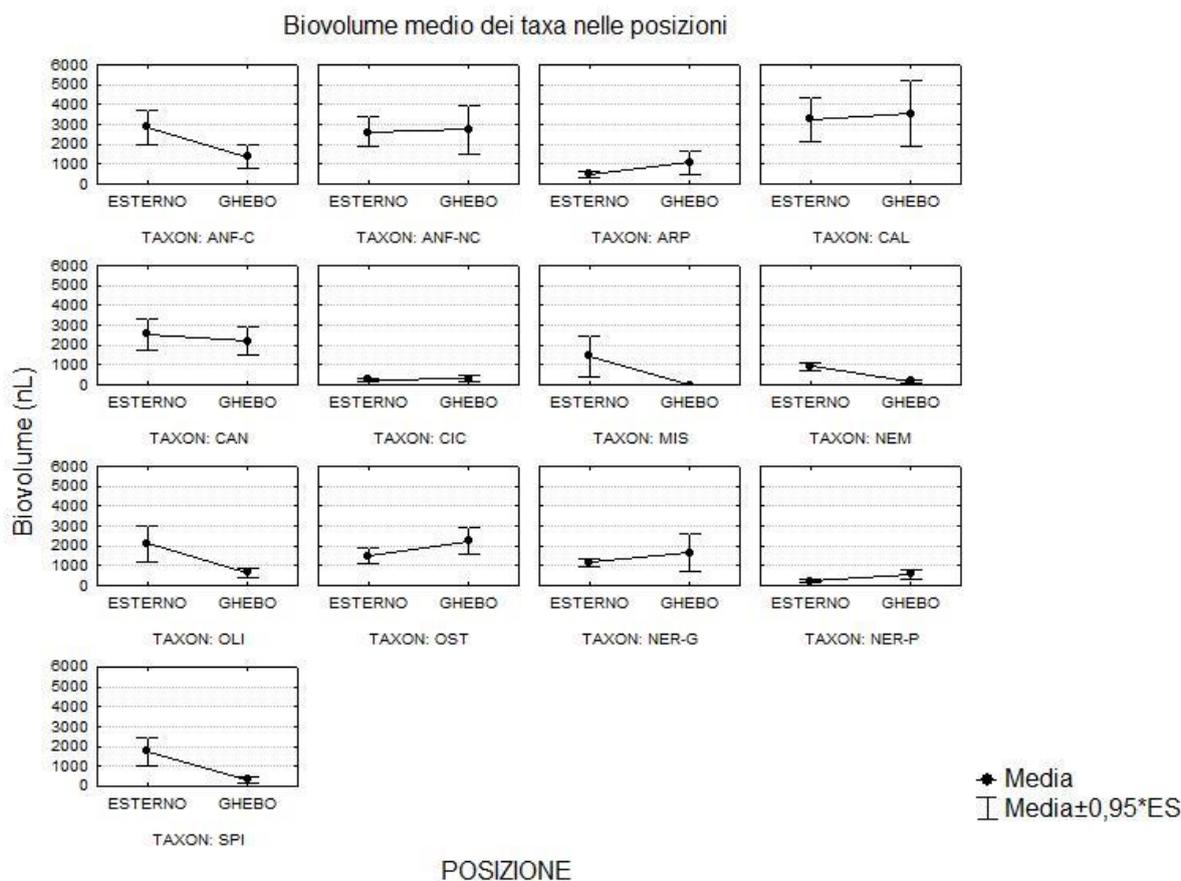


Figura 28 - Biovolume medio degli individui di ogni taxon (\pm Errore standard) catturati per ciascuna posizione. ANF-C = Amphipoda Corophidea; ANF-NC = Amphipoda non-Corophidea; ARP = Harpacticoida; CAL = Calanoida; CAN = Canuelloida; CIC = Cyclopoida; MIS = Mysidacea; NEM = Nematoda; OLI = Oligochaeta; OST = Ostracoda; NER-G = Nereidae grandi; NER-P = Nereidae piccoli; SPI = Spionidae.

Anche per il biovolume è stata eseguita l'analisi NMDS per evidenziare le differenze in termini di composizione in taxa tra mesi, posizioni e repliche (Fig. 29). All'analisi NMDS è seguito un test PERMANOVA a un fattore (Tab. 8) per analizzare statisticamente queste differenze tra mesi, posizioni e repliche. Come per la densità, si può notare come i punti appartenenti alla campagna di aprile siano tutti ravvicinati tra loro, fatta eccezione per la replica Bocca del Ghebo che continua a collocarsi molto distante dalle altre repliche anche considerando i valori di biovolume di individui. Le altre due campagne, marzo e giugno, mostrano una composizione in biovolume maggiormente distinta tra esterno e ghebo. Nella campagna di giugno si può osservare un altro dato anomalo che si colloca in una posizione totalmente differente, la replica Fondo del Ghebo.

Non-metric MDS

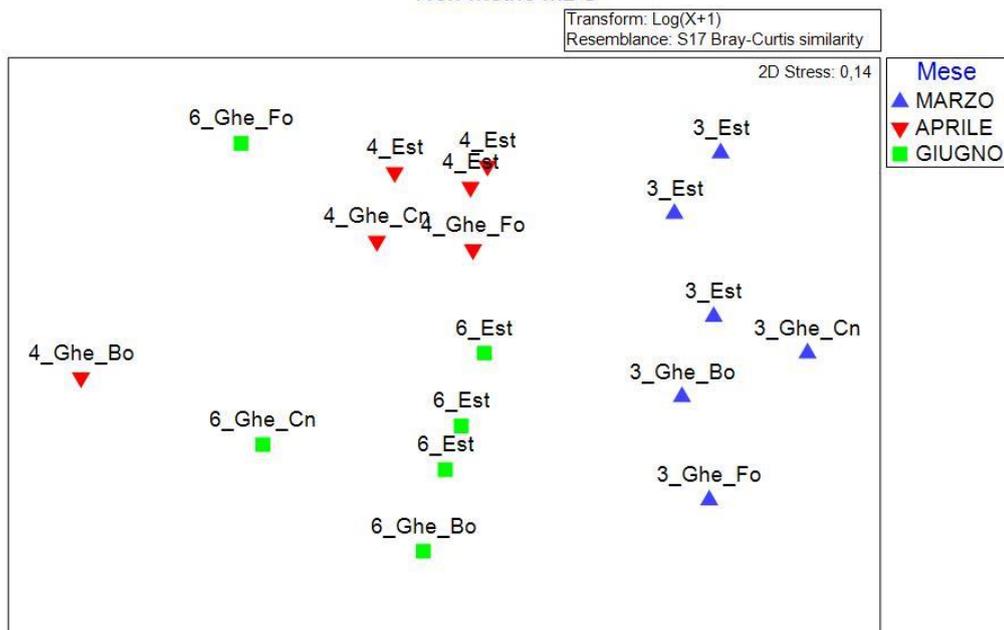


Figura 29 – Non metric Multi Dimensional Scaling sui dati di biovolume di individui, considerando separatamente ogni campagna, posizione e replica..

Tabella 8 – Risultati test PERMANOVA sulle differenze in composizione in taxa in termini di biovolume di individui tra mesi, posizioni e repliche. Differenze significative in rosso ($p < 0.05$).

Mese						
Source	df	SS	MS	Pseudo-F	P(perm)	Unique perms
Me	2	4796,9	2398,5	7,7838	0,001	999
Res	15	4622	308,13			
Total	17	9418,9				

Posizione						
PERMANOVA table of results						
Source	df	SS	MS	Pseudo-F	P(perm)	Unique perms
Po	1	515,99	515,99	0,92732	0,426	982
Res	16	8902,9	556,43			
Total	17	9418,9				

Replica						
Source	df	SS	MS	Pseudo-F	P(perm)	Unique perms
Re	5	754,99	151	0,20914	0,999	999
Res	12	8663,9	721,99			
Total	17	9418,9				

Come avvenuto con i valori di densità, in Fig. 30 è riportato il grafico con il biovolume medio percentuale rilevato per ogni taxon durante ogni campagna ed ogni posizione.

Durante la campagna di marzo, il biovolume totale dell'Esterno della barena è rappresentato soprattutto dai taxa *Oligochaeta*, *Amphipoda Corophidea* e *Spionidae*, mentre quello del Ghebo da *Nereidae* di taglia superiore a 1.5 mm e *Harpacticoida*.

Durante la campagna di aprile, il biovolume totale della posizione Esterno è rappresentato prevalentemente da *Canuelloida*, *Amphipoda non Corofidi* e *Mysidacea*. Inoltre, il taxon *Mysidacea* è stato osservato esclusivamente nelle tre repliche di esterno barena del mese di aprile, e dato l'elevato valore di biovolume, è probabile che abbia contribuito particolarmente al picco di biovolume totale registrato nel mese di aprile. Invece, nella posizione Ghebo durante il mese di aprile il biovolume percentuale è composto soprattutto dai taxa *Amphipoda non-Corophidea* e *Calanoida*.

Infine, nella campagna di giugno, il biovolume percentuale nella posizione Esterno è rappresentato per più della metà da *Calanoida*, mentre nella posizione Ghebo la composizione percentuale del biovolume è ripartita tra *Canuelloida*, *Amphipoda Corophidea* e *Calanoida*.

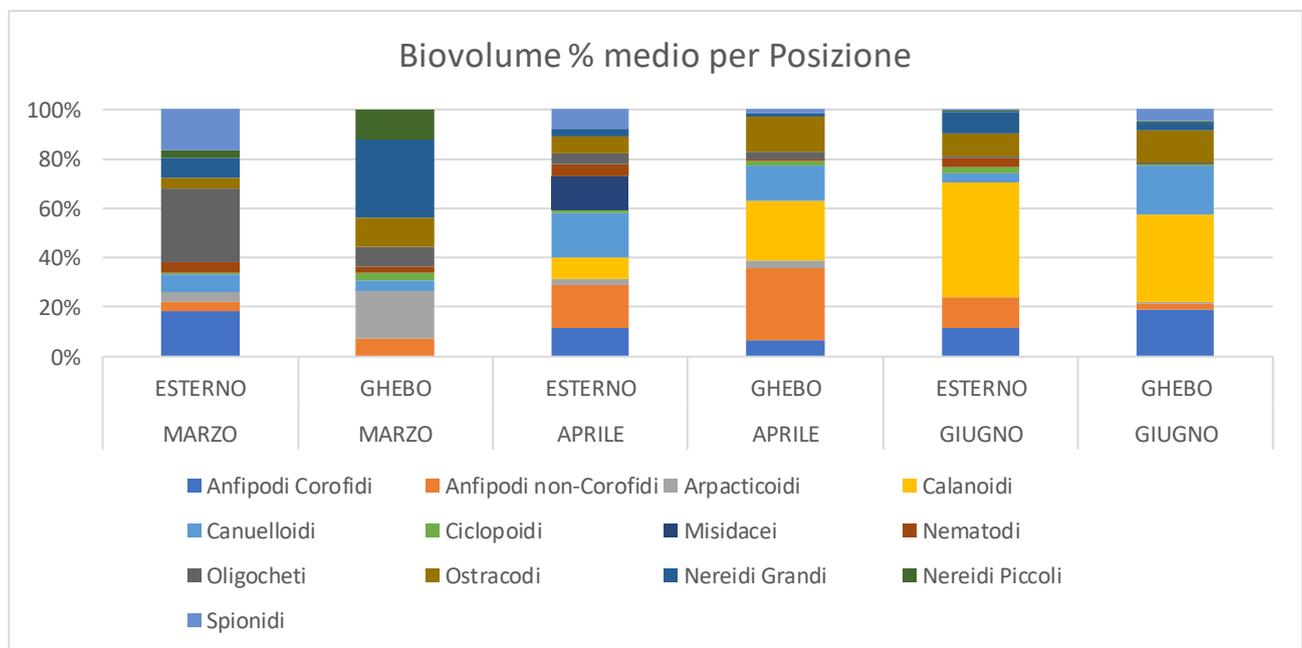


Figura 30 – Abbondanza percentuale media in termini di biovolume di individui di ogni taxon catturato durante i vari mesi campionati nelle due posizioni esplorate (Esterno/Ghebo).

6. Conclusioni

In questo lavoro è stata caratterizzata la comunità bentonica e iperbentonica di un habitat di barena della laguna di Venezia, analizzandone la densità di individui e il biovolume, al fine di evidenziare le possibili differenze sia spaziali (tra posizioni e repliche di campionamento) sia temporali (nell'arco dei tre mesi in cui è stata condotta l'analisi). L'attività di campionamento è stata strutturata in tre campagne mensili, nei mesi di marzo, aprile e giugno 2019 e i campionamenti sono stati effettuati in due posizioni, all'esterno della barena e all'interno del canale tidale che la attraversa. Gli organismi bentonici rappresentano spesso una fonte di cibo per le specie ittiche (Tagliapietra et al., 2010) e all'interno degli habitat di barena, i giovanili di molte specie nectoniche possono trovare riparo e sostentamento per la loro crescita (Franco et al., 2006; Franzoi et al., 2010; Redolfi Bristol, 2019). Di conseguenza, è stata valutata la distribuzione e la densità delle potenziali prede bentoniche, al fine di poter individuare eventuali relazioni tra il comparto bentonico e quello nectonico. Nello studio, è stata valutata anche la dimensione media di tutti i taxa osservati, dal momento che la dieta degli avannotti cambia in base alla loro taglia, alla modalità di predazione e alla forma dell'apparato boccale (Pita et al., 2002; Tancioni et al., 2003; Andolina et al., 2020). A partire dalle misure effettuate su un subcampione rappresentativo del popolamento osservato è stato possibile calcolare il biovolume totale e di ogni taxon, al fine di ipotizzare il valore energetico disponibile rappresentato dal popolamento bentonico analizzato.

Durante ogni attività di campionamento, sono stati rilevati anche i seguenti parametri ambientali: temperatura, salinità, ossigeno disciolto e torbidità dell'acqua, clorofilla totale disciolta in acqua e clorofilla totale nel sedimento. Non sono state osservate differenze nei parametri rilevati tra l'esterno della barena e l'interno del canale tidale. Viceversa, i parametri ambientali rilevati hanno mostrato delle variazioni mensili: salinità, ossigeno disciolto e clorofilla totale in acqua sono più elevati nel mese di marzo; il valore di clorofilla totale nel sedimento è maggiore in aprile mentre temperatura e torbidità sono più elevate nel mese di giugno.

Dai dati di densità e biovolume emerge quindi che nessuno dei due fattori è influenzato dalla posizione: non sono state colte differenze significative tra il popolamento zoobentonico presente all'esterno del ghebo e quello presente all'interno di quest'ultimo. In compenso, si osserva una variazione temporale tra i tre mesi considerati, ed in particolare per quanto riguarda i dati di biovolume: dall'analisi dei biovolumi totali si osserva un picco nel mese di aprile. Il valore più alto di clorofilla nel sedimento potrebbe essere legato al maggiore biovolume del popolamento bentonico osservato in questo mese.

Questo aumento di biovolume nel mese di aprile potrebbe derivare dal fatto che la presenza del taxon *Mysidacea* è stata registrata unicamente in questo mese. Infatti, dalle misure effettuate sul subcampione di individui, era stato osservato che il taxon *Mysidacea* mostrava un biovolume medio decisamente maggiore rispetto a quello misurato per gli altri taxon, oltre ad essere il taxon con le dimensioni maggiori dopo *Spionidae*. Oltre a *Mysidacea*, *Amphipoda Corophidea* e *Amphipoda non-Corophidea*, per i quali i test statistici hanno osservato la presenza di differenze significative nei valori di biovolume, anche i taxa *Canuelloida*, *Ostracoda* e *Spionidae* mostrano i valori di biovolume più alti nel mese di aprile, anche se i test non hanno evidenziato differenze significative.

Il picco di biovolume registrato in aprile coincide con il periodo primaverile, durante il quale le principali specie ittiche appartenenti alla guild dei migratori marini entrano in laguna ed utilizzano gli habitat acquatici di barena come aree preferenziali di nursery (Franco et al., 2006; Franzoi et al., 2010). Alcune specie di migratori marini che mostrano una dieta zoobentivora sono, ad esempio, *Solea solea*, *Sparus aurata* e *Platichthys flesus*, che mostrano tutti una dieta sia microbentivora che macrobentivora (Catalano et al., 2017). L'analisi del biovolume in questo contesto è cruciale, poiché permette di quantificare la disponibilità di risorse energetiche per i livelli trofici superiori, nello specifico i predatori neotonici. Ad esempio, in Redolfi Bristol (2019) viene osservato come, all'interno di un habitat di barena simile a quello osservato nello studio, la dieta delle post-larve di *S. aurata* (dimensioni inferiori ai 20 mm) fosse composta principalmente da *Harpacticoida*, *Calanoida* e *Cyclopoida*, mentre nei giovanili di dimensioni comprese tra 20 e 35 mm i contenuti stomacali mostravano una dieta ancora composta da *Harpacticoida* ma *Calanoida* e *Cyclopoida* erano quasi totalmente scomparsi e sostituiti dai taxa *Amphipoda*, *Polychaeta* e *Mysidacea*. Questi taxa, inoltre, erano i principali componenti della dieta dei giovanili di *S. aurata* più grandi (dimensioni comprese tra 35 e 50 mm), nella quale non si registrava più la presenza di copepodi (in particolare *Harpacticoida*, *Calanoida*, *Canuelloida* e *Cyclopoida*).

Il comparto bentonico-iperbentonico rappresenta una fonte di cibo primaria anche in altri ambienti di transizione: ad esempio, in uno studio condotto da Ferrari et al. (1981) nell'area del delta del fiume Po viene riportato come la dieta degli avannotti *Dicentrarchus labrax* di dimensioni inferiori ai 30 mm fosse prevalentemente composta da nauplii appartenenti all'infraclasse *Cirripedia* e da larve di *Copepoda* e *Polychaeta*. Raggiunte taglie superiori ai 30 mm gli avannotti mostravano una dieta composta da *Mysidacea* e larve di decapodi (Ferrari et al., 1981).

Quindi, l'analisi del popolamento bentonico-iperbentonico all'interno di un habitat di nursery risulta essere importante per valutare la relazione tra la distribuzione degli organismi zoobentonici e

l'andamento stagionale e spaziale delle specie ittiche che frequentano questo habitat per trovare sostentamento trofico per il loro accrescimento. Infine, si potrebbe utilizzare l'analisi del popolamento bentonico in termini di densità e biovolume per testare il valore trofico di altri habitat di barena e valutarne l'eventuale efficienza come aree di nursery.

7. Bibliografia

Andolina C., Franzoi P., Jackson A. L. Mazzola A. Vizzini S., (2020). Vegetated Habitats Trophically Support Early Development Stages of a Marine Migrant Fish in a Coastal Lagoon in ESTUARIES AND COASTS, vol. 43, pp. 424-437.

Baldin M., Curiel D., Mion D., Pessa G., Rismondo A., Scarton F., Zanella L., Bocci M., (2006). Stato dell'ecosistema lagunare veneziano – DPSIR 2005. Università Ca' Foscari – Dipartimento di Scienze Ambientali, Consorzio Venezia Nuova.

Bartholomew A., (2001). Polychaete Key for Chesapeake Bay and Coastal Virginia. Virginia Institute of Marine Science, William & Mary.

Beck M.W., Heck K.L., Able K.W., Childers D.L., Eggleston D.B., Gillanders B.M., Halpern B., Hays C.G., Hoshino K., Minello T.J., Orth R.J., Sheridan P.F., Weinstein M.P., (2001). The identification, conservation, and management of estuarine and marine nurseries for fish and invertebrates. *BioScience* 51 (8), 633-641.

Brambati A., (1988). Lagune e stagni costieri: due ambienti a confronto. In: “Le lagune costiere: ricerca e gestione”, G. C. Carrada, F. Cicogna e E. Fresi (Editors), pp. 9-33.

Brigolin D., Facca F., Franco A., Franzoi P., Pastres R., Sfriso A., Sigovini M., Soldatini C., Tagliapietra D., Torricelli P., Zucchetta M., Pranovi F., (2014). Linking food web functioning and habitat diversity for an ecosystem-based management: A Mediterranean lagoon case study. *Marine Environmental Research*, 97: 58-65.

Carli A., Crisafi P., (1983). Copepodi lagunari. *Consiglio nazionale delle ricerche*.

Catalano B., Penna M., Riccato F., Fiorin R., Franceschini G., Antonini C., Zucchetta M., Cicero A. M., Franzoi P. (2017). Manuale per la classificazione dell'Elemento di Qualità Biologica “Fauna Ittica” nelle lagune costiere italiane. Applicazione dell'indice nazionale HFBI (Habitat Fish Bio-Indicator) ai sensi del D.Lgs 152/2006.

Cattrijsse A., Hampel H., (2006). European intertidal marshes: a review of their habitat functioning and value for aquatic organisms. *Marine Ecology Progress Series*, 324: 293–307.

Croll N. A., ; Matthews B. E., (1977). Biology of Nematodes. *Tertiary Level Biology*, Blackie & Son Ltd.

- D'Alpaos A., Mudd S. M., Carniello L. (2012). Sulla risposta dei sistemi di barena a variazioni della disponibilità di sedimento e del tasso di incremento del livello medio del mare. XXXIII Convegno Nazionale di Idraulica e Costruzioni Idrauliche Brescia.
- Dauer, D. M. (1993). Biological criteria, environmental health and estuarine macrobenthic community structure. *Mar. Poll. Bull.* 26: 249–257.
- Day J. W., Scarton F., Rismondo A., Are D. (1998). Rapid Deterioration of a Salt Marsh in Venice Lagoon, Italy. *Journal of Coastal Research*, 14: 583-590.
- Fauvel P., (1923). Polychètes errantes. *Faune de France*, 5, Fédération française des sociétés de sciences naturelles, office centrale de faunistique.
- Fauvel P., (1923). Polychètes sédentaires. *Faune de France*, 16, Fédération française des sociétés de sciences naturelles, office centrale de faunistique.
- Ferrari I., Chierigato A. R., (1981). Feeding habits of juvenile stages of *Sparus auratus* L., *Dicentrarchus labrax* L. and *Mugilidae* in a brackish embayment of the Po River Delta. *Aquaculture*, 25: 243-257, Elsevier.
- Fish J. D., Fish S., (2011). A student's guide to the seashore (third edition). Cambridge University Press.
- Franco A., Elliot M., Franzoi P., Torricelli P., (2008). Life strategies of fishes in European estuaries: the functional guild approach. *Marine Ecology progress Series*, 354: 219–228.
- Franco A., Franzoi P., Malavasi S., Riccato F., Torricelli P., Mainardi D., (2006). Use of shallow water habitats by fish assemblages in a Mediterranean coastal lagoon. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 66: 67-83, Elsevier,
- Franzoi P., Franco A., Torricelli P., (2010). Fish assemblage diversity and dynamics in the Venice lagoon. *Rendiconti Lincei*, 21 (3): 269-281.
- Gaćić M., Mancero Mosquera I., Kovacevic V., Mazzoldi A., Cardin V., Arena F., Gelsi G., (2004). Temporal variation of water flow between the Venetian lagoon and the open sea. *Journal of Marine Systems*, 51: 33-47.
- Griffiths J. R., Kadin M., Nascimento F. J. A., Tamelander T., Törnroos A., Bonaglia S., Bonsdorff E., Brüchert T., Gårdmark A., Järnström M., Kotta J., Lindegren M., Nordström M. C., Norkko A., Olsson J., Weige B., Žydelis R., Blenckner T., Niiranen S., Winderl M., (2017). The importance of

benthic-pelagic coupling for marine ecosystem functioning in a changing world. *Global Change Biology*, Published by John Wiley & Sons Ltd.

Higgins R. P., Thiel H., (1988). Introduction to the Study of Meiofauna. Smithsonian Institution Press.

James N. C., Leslie T. D., Potts W. M., Whitfield A. K., Rajkaranb A., (2019). The importance of different juvenile habitats as nursery areas for a ubiquitous estuarine-dependent marine fish species. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 226, Elsevier.

Light W. J., (1978). Spionidae, Polychaeta, Anellidae. California Academy of Science, Boxwood Press.

López-López E., Sedeño-Díaz J. E., (2015). Biological Indicators of Water Quality: The Role of Fish and Macroinvertebrates as Indicators of Water Quality. In: Armon, R., Hänninen, O. (eds) *Environmental Indicators*, Springer, Dordrecht.

Lorenzen, C.J. (1966), A method for the continuous measurement of in vivo chlorophyll concentration. *Deep-Sea Research*, 13: 223-227.

Malavasi S., Franco A., Fiorin R., Franzoi P., Torricelli P., Mainardi D., (2005). The shallow water gobiid assemblage of the Venice Lagoon: abundance, seasonal variation and habitat partitioning. *Journal of Fish Biology*, 67, 146-165.

Mauchline J., (1998). Advances in Marine Biology - The Biology of Calanoid Copepods. Academic Press, 33: 1-15.

McLusky D., Elliot M., (2004). The Estuarine Ecosystem. Ecology, Threats and Management. Oxford University Press, New York.

Mees J., Jones M. B., (1997). The Hyperbenthos. *Oceanography and Marine Biology: an Annual Review*, 35, 221-255, A. D. Ansell, R. N. Gibson and Margaret Barnes (editors), UCL Press.

Minello T. J., Able K. W., Weinstein M. P., Hays C. G., (2003). Salt marshes as nurseries for nekton: testing hypotheses on density, growth and survival through meta-analysis. *Marine Ecology Progress Series*, 246: 39-59.

Molinaroli E., Guerzoni S., Sarretta A., Masiol M., Pistolato M., (2009). Thirty-year changes (1970 to 2000) in bathymetry and sediment texture recorded in the Lagoon of Venice sub-basins, Italy. *Marine Geology*, 258: 115-125.

- Oselladore F., Bernarello V., Cacciatore F., Cornello M., Boscolo Brusà R., Sfriso A., Bonometto A., (2022). Changes in Macrozoobenthos Community after Aquatic Plant Restoration in the Northern Venice Lagoon (IT). *Int. J. Environ. Res. Public Health*, 19, 4838.
- Pastres R., Solidoro C., Ciavatta S., Petrizzo A., Cossarini G., (2004). Longterm changes of inorganic nutrients in the Lagoon of Venice (Italy). *Journal of Marine Systems* 51, 179-189.
- Pihl L., Cattrijsse A., Codling I., Mathieson S., McLusky D. S., Roberts C., (2002). Habitat Use by Fishes in Estuaries and Other Brackish Areas. *Fishes in Estuaries*, M. Elliot, K. Hemingway (Editors), Blackwell Publishing Ltd.
- Pita, C., Gamito, S., Erzini, K. (2002) Feeding habits of gilthead seabream (*Sparus aurata*) from the Ria Formosa (southern Portugal) as compared to the black seabream (*Spondyliosoma cantharus*) and the annular seabream (*Diplodus annularis*). *J Applied Ichthyol*, 18: 81-86.
- Pranovi F., Da Ponte F., Torricelli P., (2008). Historical changes in the structure and functioning of the benthic community in the lagoon of Venice. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 76: 753-764, Elsevier.
- Pranovi F., Franceschini G., Casale M., Zucchetta M., Giovanardi O., Torricelli P., (2006). An ecological imbalance induced by a non-native species: the Manila clam in the Venice Lagoon. *Biological Invasions* 8, 595-609.
- Rapaglia J., Zaggia L., Ricklefs K., Gelinas M., Bokuniewicz H., (2011). Characteristics of ships' depression waves and associated sediment resuspension in Venice Lagoon, Italy. *Journal of Marine Systems*, 85: 45-56.
- Redolfi Bristol S., (2019). Nursery function of coastal lagoons: implications of habitat connectivity for the management of lagoon habitats. *Tesi di Dottorato di ricerca in Scienze Ambientali* (ciclo 31).
- Ruffo S., (1982, 1989, 1993, 1998). The Amphipoda of the Mediterranean part. 1, 2, 3,4. *Memoires de l'institut oceanographique*, N°13.
- Schmidt-Rhaesa A., (2020). Guide to identification of Marine Meiofauna. Verlag Dr. Friedrich Pfeil.
- Snelgrove P. V., (1998). The biodiversity of macrofaunal organisms in marine sediments. *Biodiversity and Conservation*, 7, 1123–1132.

- Solidoro C., Melaku Canu D., Cucco A., Umgiesser G., (2004). A partition of the Venice Lagoon based on physical properties and analysis of general circulation. *Journal of Marine Systems*, 51: 147-160.
- Somerfield P. J., Warwick R. M., (1996). Meiofauna in marine pollution monitoring programmes - A laboratory manual. *Technical Series*, MAFF Directorate of Fisheries Research.
- Tagliapietra D., Monti M. A., Checchin E., Curiel D., Miotti C., Pranovi F., Sigovini M., (2017). La comunità bentonica: breve storia alle bocche di porto. In "Il controllo ambientale della costruzione del MOSE. 10 anni di monitoraggi tra mare e laguna di Venezia", P. Campostrini, C. Dabalà, P. Del Negro, L. Tosi (editors), CORILA, pp. 353-372.
- Tagliapietra D., Pavan M., Wagner C., (1998). Macrobenthic Community Changes Related to Eutrophication in Palude della Rosa (Venetian Lagoon, Italy). *Estuarine, Coastal and Shelf Science* 47: 217-226, Academic Press.
- Tagliapietra D., Pavan M., Wagner C., (2000). Benthic patterns in a salt marsh basin: a snapshot of Palude della Rosa (Venetian Lagoon, Italy). *Wetlands Ecology and Management* 8: 287–292, Kluwer Academic Publishers.
- Tagliapietra D., Sigovini M., (2010). Benthic fauna: Collection and identification of macrobenthic invertebrates. *Terre Environ.* 88: 253–261.
- Tancioni, L., Mariani, S., Maccaroni, A., Mariani, A., Massa, F., Scardi, M., Cataudella, S. (2003) Locality-specific variation in the feeding of *Sparus aurata* L.: evidence from two Mediterranean lagoon systems. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 57: 469-474.
- Toso C., Madricardo F., Molinaroli E., Fogarin S, Kruss A., Petrizzo A., Pizzeghello N. M., Sinapi L., Trincardi F., (2019). Tidal inlet seafloor changes induced by recently built hard structures. *PLoS ONE* 14(10).
- Treccani, Enciclopedia Online, (www.treccani.it), “**benthos**”, visitato il 26/09/2022.
- Warwick R., Price R. (1979) Ecological and metabolic studies on free-living nematodes from an estuarine mud-flat. *Estuar. Coast. Mar. Sci*, 9: 257-271.
- Wells J. B. J., (1976). Keys to aid in the identification of Marine Harpacticoid Copepods. Aberdeen University Press, Ltd.

Whitfield A. K., Patrick P., (2015). Habitat type and nursery function for coastal marine fish species, with emphasis on the Eastern Cape region, South Africa. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 160: 49-59, Elsevier.

Zonta R., Bettiol C., Collavini F., Fagarazzi O.E., Zaggia L., Zuliani A., (2001). DRAIN project—fresh water and pollutant transfer from the drainage basin to the Venice Lagoon, Project Report No. 15B.

Appendice A

Risultati del test ANOVA per i valori di densità, eseguito su tutti i taxon individuati per i mesi di campionamento.

Tabella A1 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Amphipoda Corophidea (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGANF-C (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	13,79505	1	13,79505	76,43769	0,000000
MESE	2,93838	2	1,46919	8,14070	0,004037
Errore	2,70712	15	0,18047		

Tabella A2 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Amphipoda non-Corophidea (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGANF-NC (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	12,30374	1	12,30374	52,47634	0,000003
MESE	2,34232	2	1,17116	4,99509	0,021748
Errore	3,51694	15	0,23446		

Tabella A3 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Harpacticoida (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGARP (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	33,53778	1	33,53778	146,4433	0,000000
MESE	8,40434	2	4,20217	18,3489	0,000093
Errore	3,43523	15	0,22902		

Tabella A4 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Calanoida (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGCAL (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	41,98672	1	41,98672	306,1045	0,000000
MESE	17,11678	2	8,55839	62,3950	0,000000
Errore	2,05747	15	0,13716		

Tabella A5 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Canuelloida (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGCAN (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	44,21908	1	44,21908	159,0451	0,000000
MESE	0,00249	2	0,00124	0,0045	0,995540
Errore	4,17043	15	0,27803		

Tabella A6 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Cyclopoida (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGCIC (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	29,03619	1	29,03619	65,35045	0,000001
MESE	1,38365	2	0,69183	1,55706	0,242971
Errore	6,66473	15	0,44432		

Tabella A7 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Mysidacea (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGMIS (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	0,345766	1	0,345766	3,708918	0,073292
MESE	0,691531	2	0,345766	3,708918	0,049117
Errore	1,398382	15	0,093225		

Tabella A8 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Nematoda (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGNEM (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	37,78865	1	37,78865	63,81916	0,000001
MESE	1,56578	2	0,78289	1,32218	0,295898
Errore	8,88181	15	0,59212		

Tabella A9 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per *Oligochaeta* (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGOLI (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	12,08772	1	12,08772	42,19181	0,000010
MESE	3,72467	2	1,86233	6,50042	0,009266
Errore	4,29742	15	0,28649		

Tabella A10 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per *Ostracoda* (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGOST (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	54,17670	1	54,17670	622,2857	0,000000
MESE	0,32246	2	0,16123	1,8519	0,191075
Errore	1,30591	15	0,08706		

Tabella A11 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per *Nereidae grandi* (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGNER-G (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	6,072641	1	6,072641	39,97545	0,000014
MESE	0,747129	2	0,373564	2,45913	0,119206
Errore	2,278639	15	0,151909		

Tabella A12 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per *Nereidae piccoli* (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGNER-P (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	9,147466	1	9,147466	102,6371	0,000000
MESE	4,687783	2	2,343891	26,2991	0,000012
Errore	1,336865	15	0,089124		

Tabella A13 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Spionidae (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGSPI (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	2,764585	1	2,764585	10,90057	0,004843
MESE	0,221618	2	0,110809	0,43691	0,653992
Errore	3,804276	15	0,253618		

Risultati del test ANOVA per i valori di densità, eseguito su tutti i taxon individuati per posizione di campionamento.

Tabella A14 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Amphipoda Corophidea (trasformati in $\log X+1$), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGANF-C (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	13,79505	1	13,79505	42,20698	0,000007
POSIZIONE	0,41601	1	0,41601	1,27281	0,275874
Errore	5,22949	16	0,32684		

Tabella A15 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Amphipoda non-Corophidea (trasformati in $\log X+1$), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGANF-NC (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	12,30374	1	12,30374	34,22675	0,000025
POSIZIONE	0,10762	1	0,10762	0,29939	0,591814
Errore	5,75164	16	0,35948		

Tabella A16 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Harpacticoida (trasformati in $\log X+1$), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGARP (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	33,53778	1	33,53778	45,32610	0,000005
POSIZIONE	0,00082	1	0,00082	0,00111	0,973827
Errore	11,83875	16	0,73992		

Tabella A17 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Calanoida (trasformati in $\log X+1$), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGCAL (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	41,98672	1	41,98672	35,08292	0,000021
POSIZIONE	0,02569	1	0,02569	0,02146	0,885352
Errore	19,14856	16	1,19678		

Tabella A18 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Canuelloida (trasformati in $\log X+1$), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGCAN (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	44,21908	1	44,21908	173,1267	0,000000
POSIZIONE	0,08628	1	0,08628	0,3378	0,569193
Errore	4,08663	16	0,25541		

Tabella A19 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Cyclopoida (trasformati in $\log X+1$), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGCIC (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	29,03619	1	29,03619	59,65591	0,000001
POSIZIONE	0,26073	1	0,26073	0,53568	0,474812
Errore	7,78764	16	0,48673		

Tabella A20 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Mysidacea (trasformati in $\log X+1$), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGMIS (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	0,345766	1	0,345766	3,171893	0,093907
POSIZIONE	0,345766	1	0,345766	3,171893	0,093907
Errore	1,744148	16	0,109005		

Tabella A21 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Nematoda (trasformati in $\log X+1$), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGNEM (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	37,78865	1	37,78865	122,1576	0,000000
POSIZIONE	5,49809	1	5,49809	17,7734	0,000656
Errore	4,94949	16	0,30934		

Tabella A22 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Oligochaeta (trasformati in $\log X+1$), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGOLI (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	12,08772	1	12,08772	26,44027	0,000098
POSIZIONE	0,70735	1	0,70735	1,54723	0,231460
Errore	7,31474	16	0,45717		

Tabella A23 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Ostracoda (trasformati in $\log X+1$), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGOST (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	54,17670	1	54,17670	558,1663	0,000000
POSIZIONE	0,07538	1	0,07538	0,7766	0,391223
Errore	1,55299	16	0,09706		

Tabella A24 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Nereidae grandi (trasformati in $\log X+1$), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGNER-G (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	6,072641	1	6,072641	33,78088	0,000026
POSIZIONE	0,149517	1	0,149517	0,83173	0,375308
Errore	2,876250	16	0,179760		

Tabella A25 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Nereidae piccoli (trasformati in logX+1), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGNER-P (Potenzialprede_statistica)					
Parametrizzazione sigma-ristretta					
Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	9,147466	1	9,147466	24,52963	0,000144
POSIZIONE	0,058008	1	0,058008	0,15555	0,698491
Errore	5,966640	16	0,372915		

Tabella A26 – Risultati test ANOVA sui valori di densità per Spionidae (trasformati in logX+1), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGSPI (Potenzialprede_statistica)					
Parametrizzazione sigma-ristretta					
Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	2,764585	1	2,764585	11,23948	0,004046
POSIZIONE	0,090360	1	0,090360	0,36736	0,552950
Errore	3,935535	16	0,245971		

Tabella A27 – Densità media calcolata per ogni taxon, per mese e posizione.

TAXA	MARZO	APRILE	GIUGNO	ESTERNO	GHEBO
Anfipodi Corofidi	3.8	11.4	24.8	13.1	10.9
Anfipodi non-Corofidi	3.8	22.9	8.6	11.1	10.0
Arpacticoidi	157.1	77.1	2.9	46.0	96.3
Calanoidi	1.0	145.2	354.8	154.3	146.3
Canuelloidi	41.9	69.0	46.2	48.6	45.7
Ciclopoidi	29.0	48.1	51.4	37.4	39.7
Misidacei	0.0	4.3	0.0	2.6	0.0
Nematodi	63.8	93.8	43.8	103.7	17.1
Oligocheti	33.8	14.8	1.0	22.6	7.1
Ostracodi	40.0	92.9	74.8	50.3	74.3
Nereidi Grandi	8.1	1.9	4.3	4.0	4.6
Nereidi Piccoli	24.8	0.5	5.2	5.7	12.6
Spionidi	1.4	4.3	5.2	3.4	3.1

Appendice B

Risultati del test ANOVA per i valori di biovolume, eseguito su tutti i taxon individuati per i mesi di campionamento.

Tabella B1 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Amphipoda Corophidea (trasformati in $\log X+1$), per mese.

Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGANF-C (Potenzialprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	118,2921	1	118,2921	92,46521	0,000000
MESE	16,3262	2	8,1631	6,38084	0,009882
Errore	19,1897	15	1,2793		

Tabella B2 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Amphipoda non-Corophidea (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGANF-NC (Potenzialprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	109,2611	1	109,2611	56,28462	0,000002
MESE	14,9175	2	7,4587	3,84228	0,044948
Errore	29,1184	15	1,9412		

Tabella B3 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Harpacticoida (trasformati in $\log X+1$), per mese.

Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGARP (Potenzialprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	80,55433	1	80,55433	234,7110	0,000000
MESE	19,28895	2	9,64448	28,1011	0,000008
Errore	5,14810	15	0,34321		

Tabella B4 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Calanoida (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGCAL (Potenzialprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	117,1733	1	117,1733	303,4403	0,000000
MESE	35,1312	2	17,5656	45,4892	0,000000
Errore	5,7922	15	0,3861		

Tabella B5 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per *Canuelloida* (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGCAN (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	165,3363	1	165,3363	196,0261	0,000000
MESE	0,1103	2	0,0551	0,0654	0,936982
Errore	12,6516	15	0,8434		

Tabella B6 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per *Cyclopoidea* (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGCIC (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	68,87365	1	68,87365	96,64351	0,000000
MESE	2,88981	2	1,44491	2,02749	0,166196
Errore	10,68985	15	0,71266		

Tabella B7 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per *Mysidacea* (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGMIS (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	5,91437	1	5,91437	4,869412	0,043340
MESE	11,82874	2	5,91437	4,869412	0,023461
Errore	18,21895	15	1,214596		

Tabella B8 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per *Nematoda* (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGNEM (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	86,55724	1	86,55724	77,80647	0,000000
MESE	4,04884	2	2,02442	1,81975	0,196077
Errore	16,68703	15	1,11247		

Tabella B9 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Oligochaeta (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGOLI (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	76,18313	1	76,18313	44,65901	0,000007
MESE	15,15100	2	7,57550	4,44080	0,030564
Errore	25,58827	15	1,70588		

Tabella B10 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Ostracoda (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGOST (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	179,1696	1	179,1696	1984,709	0,000000
MESE	0,2331	2	0,1165	1,291	0,303849
Errore	1,3541	15	0,0903		

Tabella B11 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Nereidae grandi (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGNER-G (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	94,37218	1	94,37218	51,48713	0,000003
MESE	9,76806	2	4,88403	2,66461	0,102278
Errore	27,49392	15	1,83293		

Tabella B12 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Nereidae piccoli (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGNER-P (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	43,37120	1	43,37120	153,8221	0,000000
MESE	26,27484	2	13,13742	46,5937	0,000000
Errore	4,22935	15	0,28196		

Tabella B13 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Spionidae (trasformati in $\log X+1$), per mese. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGSPI (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	36,16937	1	36,16937	11,76252	0,003724
MESE	0,72415	2	0,36208	0,11775	0,889732
Errore	46,12450	15	3,07497		

Risultati del test ANOVA per i valori di biovolume, eseguito su tutti i taxon individuati per posizione di campionamento.

Tabella B14 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Amphipoda Corophidea (trasformati in $\log X+1$), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGANF-C (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	118,2921	1	118,2921	59,17654	0,000001
POSIZIONE	3,5324	1	3,5324	1,76711	0,202384
Errore	31,9835	16	1,9990		

Tabella B15 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Amphipoda non-Corophidea (trasformati in $\log X+1$), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGANF-NC (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	109,2611	1	109,2611	40,25617	0,000010
POSIZIONE	0,6095	1	0,6095	0,22457	0,641984
Errore	43,4263	16	2,7141		

Tabella B16 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Harpacticoida (trasformati in $\log X+1$), per posizione. Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGARP (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	80,55433	1	80,55433	52,78837	0,000002
POSIZIONE	0,02127	1	0,02127	0,01394	0,907494
Errore	24,41578	16	1,52599		

Tabella B17 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Calanoida (trasformati in logX+1), per posizione.

Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGCAL (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	117,1733	1	117,1733	45,84175	0,000004
POSIZIONE	0,0268	1	0,0268	0,01050	0,919643
Errore	40,8966	16	2,5560		

Tabella B18 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Canuelloida (trasformati in logX+1), per posizione.

Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGCAN (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	165,3363	1	165,3363	215,8950	0,000000
POSIZIONE	0,5088	1	0,5088	0,6644	0,426984
Errore	12,2531	16	0,7658		

Tabella B19 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Cyclopoida (trasformati in logX+1), per posizione.

Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGCIC (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	68,87365	1	68,87365	85,97315	0,000000
POSIZIONE	0,76196	1	0,76196	0,95113	0,343946
Errore	12,81770	16	0,80111		

Tabella B20 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Mysidacea (trasformati in logX+1), per posizione.

Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGMIS (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	5,91437	1	5,91437	3,921132	0,065147
POSIZIONE	5,91437	1	5,91437	3,921132	0,065147
Errore	24,13332	16	1,508332		

Tabella B21 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Nematoda (trasformati in logX+1), per posizione.

Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGNEM (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	86,55724	1	86,55724	116,3586	0,000000
POSIZIONE	8,83373	1	8,83373	11,8752	0,003321
Errore	11,90213	16	0,74388		

Tabella B22 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Oligochaeta (trasformati in logX+1), per posizione.

Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGOLI (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	76,18313	1	76,18313	32,28495	0,000034
POSIZIONE	2,98391	1	2,98391	1,26453	0,277384
Errore	37,75536	16	2,35971		

Tabella B23 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Ostracoda (trasformati in logX+1), per posizione.

Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGOST (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	179,1696	1	179,1696	1898,538	0,000000
POSIZIONE	0,0773	1	0,0773	0,819	0,378981
Errore	1,5100	16	0,0944		

Tabella B24 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Nereidae grandi (trasformati in logX+1), per posizione.

Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGNER-G (Potenzialiprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	94,37218	1	94,37218	45,25095	0,000005
POSIZIONE	3,89351	1	3,89351	1,86692	0,190725
Errore	33,36847	16	2,08553		

Tabella B25 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Nereidae piccoli (trasformati in $\log X+1$), per posizione.
Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGNER-P (Potenzialprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	43,37120	1	43,37120	22,76276	0,000208
POSIZIONE	0,01847	1	0,01847	0,00969	0,922798
Errore	30,48572	16	1,90536		

Tabella B26 – Risultati test ANOVA sui valori di biovolume per Spionidae (trasformati in $\log X+1$), per posizione.
Differenze significative in rosso $p < 0.05$.

Test Univariati di Significatività per LOGSPI (Potenzialprede_statistica) Parametrizzazione sigma-ristretta Decomposizione ipotesi effettive					
Effetto	SS	Gradi di Libertà	MS	F	p
Intercetta	36,16937	1	36,16937	13,28365	0,002183
POSIZIONE	3,28307	1	3,28307	1,20575	0,288426
Errore	43,56558	16	2,72285		

Tabella B27 – Biovolume medio calcolato per ogni taxon, per mese e posizione.

TAXA	MARZO	APRILE	GIUGNO	ESTERNO	GHEBO
Anfipodi Corofidi	1544.8	2629.2	2194.4	2576.0	1245.0
Anfipodi non-Corofidi	777.7	6115.2	1154.1	2357.3	2470.9
Arpacticoidi	1642.8	767.7	10.5	459.9	992.6
Calanoidi	19.1	4201.3	5992.3	2944.0	3183.7
Canuelloidi	948.9	4492.4	1671.6	2292.8	1975.0
Ciclopoidi	182.4	437.0	228.0	222.8	285.6
Misidacei	0.0	2155.1	0.0	1293.1	0.0
Nematodi	587.6	784.7	277.5	836.5	153.4
Oligocheti	3038.7	1054.0	71.3	1918.8	579.6
Ostracodi	1172.6	2801.3	1645.8	1345.0	2026.8
Nereidi Grandi	2824.5	611.8	804.3	1049.4	1495.0
Nereidi Piccoli	1088.9	0.0	102.3	200.0	514.7
Spionidi	1362.8	1401.3	374.3	1585.4	297.6

