

MONITORAGGIO ANTE OPERAM DELL'AREA DI IMMERSIONE



Stazione
Zoologica
Anton Dohrn
Napoli

Giugno 2018



GRUPPO DI LAVORO

Stazione Zoologica Anton Dohrn

Franco Andaloro, Iole Di Capua, Paola Cirino, Fabio Crocetta, Giovanni De Martino, Marco Cannavacciuolo, Daniele Iudicone, Florian Kokoszka, Christian Galasso, Roberto Gallia, Francesca Margiotta, Luigi Musco, Augusto Passarelli, Francesco Paolo Patti, Isabella Percopo, Eugenio Rastelli, Emilio Riginella, Sergio Stefanni, Luciana Sabia, Maria Saggiomo, Vincenzo Saggiomo, Diana Sarno, Francesco Terlizzi, Ferdinando Tramontano, Cosimo Vestito, Gianluca Zazo, Adriana Zingone.

In collaborazione con

CNR-ISMAR

Aleksandra Kruss, Antonio Petrizzo, Fantina Madricardo, Alessandra Mercorella, Federica Foglini, Mariacristina Prampolini.

Università Politecnica delle Marche

Maura Benedetti, Giuseppe D'Errico, Daniele Fattorini, Francesco Regoli.



stazione
zoologica
anton dohrn
napoli

Sommario

1	Attività di campionamento	1
1.1	<i>Campionamento colonna d'acqua</i>	1
1.1.1	Acquisizione dati mediante sonda multiparametrica.....	2
1.1.2	Prelievi di campioni d'acqua per analisi fisiche, chimiche e biologiche.....	3
1.2	<i>Campionamento sedimenti</i>	5
1.3	<i>Rilievi batimetrici</i>	8
1.4	<i>Attività di pesca sperimentale</i>	9
2	Metodologie analitiche	14
2.1	<i>Colonna d'acqua</i>	14
2.1.1	Analisi dei dati CTD.....	14
2.1.2	Analisi dei nutrienti disciolti.....	14
2.1.3	Analisi dei solidi sospesi.....	15
2.1.4	Analisi per la caratterizzazione della comunità fitoplanctonica.....	15
2.1.5	Analisi per la caratterizzazione della comunità zooplanctonica.....	17
2.2	<i>Sedimenti</i>	17
2.2.1	Analisi per la caratterizzazione fisica.....	17
2.2.2	Analisi per la caratterizzazione chimica.....	17
2.2.3	Analisi per la caratterizzazione ecotossicologica.....	1
2.2.4	Applicazione dei criteri di integrazione ponderata per l'elaborazione dei dati chimici ed ecotossicologici e la valutazione della classe di qualità.....	5
2.2.5	Analisi per la caratterizzazione biologica.....	10
2.3	<i>Processing dei dati multibeam</i>	10
2.4	<i>Analisi per la caratterizzazione ittica, bento-nectonica e alieutica</i>	10
3	Risultati	12
3.1	<i>Colonna d'acqua</i>	12
3.1.1	Descrizione chimico-fisica della colonna d'acqua.....	12
3.1.2	Nutrienti.....	17
3.1.3	Solidi sospesi.....	20
3.1.4	Caratterizzazione della comunità fitoplanctonica.....	21
3.1.5	Caratterizzazione delle comunità zooplanctonica.....	23
3.2	<i>Sedimenti</i>	25



3.2.1	Caratterizzazione fisica.....	25
3.2.2	Caratterizzazione fisica.....	25
3.2.3	Caratterizzazione ecotossicologica.....	35
3.2.4	Classificazione ponderata della qualità dei sedimenti	36
3.2.5	Caratterizzazione biologica	36
3.3	<i>Caratterizzazione geomorfologica</i>	<i>44</i>
3.4	<i>Caratterizzazione ittica, bento-nectonica e alieutica.....</i>	<i>46</i>
4	Conclusioni.....	53
5	Bibliografia.....	59

1 Attività di campionamento

1.1 Campionamento colonna d'acqua

Le indagini idrologiche, lungo la colonna d'acqua, sono state eseguite nei giorni 24 e 25 gennaio 2018, in 5 stazioni di campionamento ubicate all'interno dell'area di immersione (Figura 1.1.1).

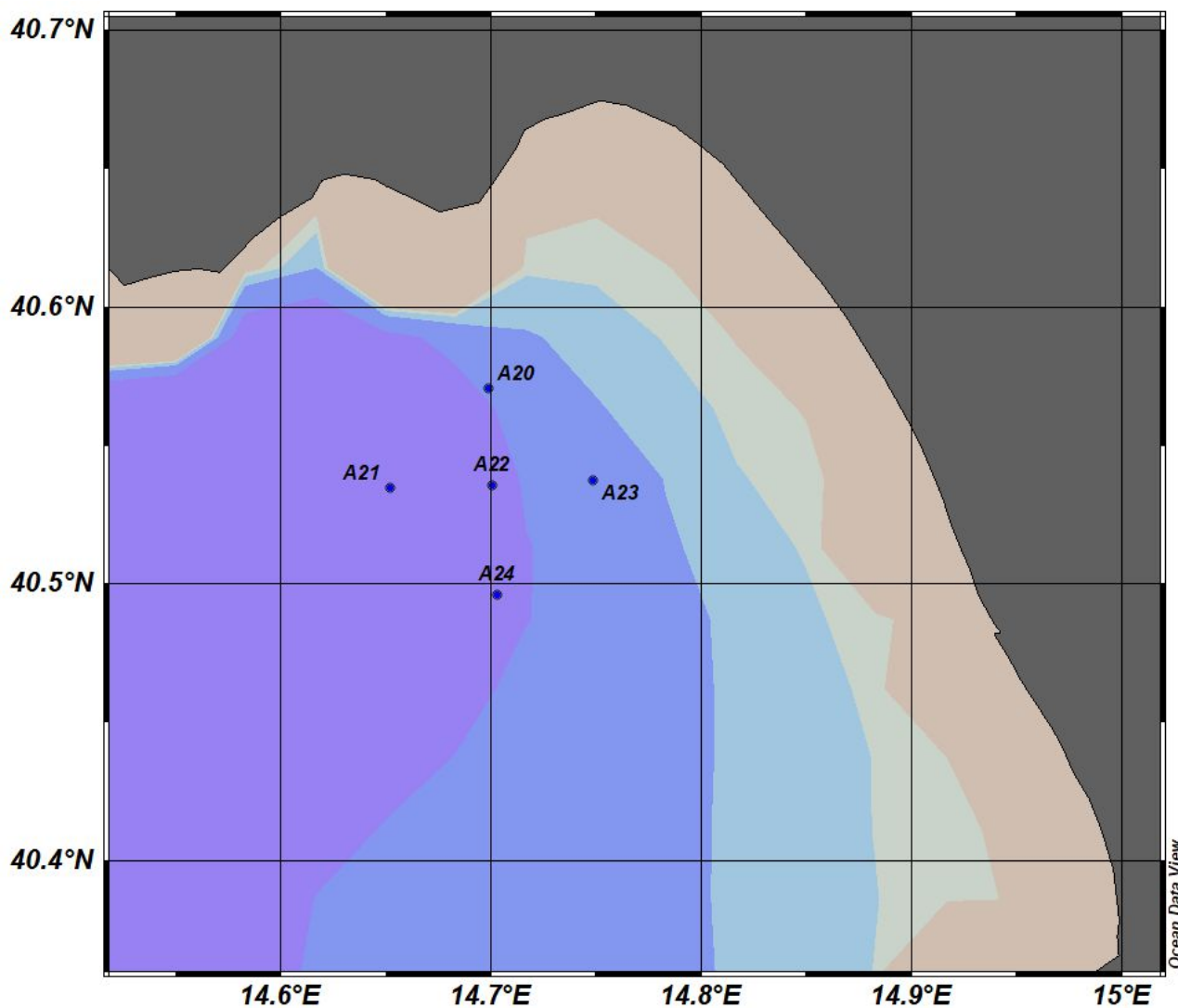


Figura 1.1.1. Ubicazione delle stazioni di campionamento (colonna d'acqua). Coordinate in gradi decimali.

Le attività sono state eseguite a bordo della M/N Vettoria di proprietà della Stazione Zoologica A. Dohrn.

In tabella 1.1.1 sono riportate le coordinate geografiche, l'orario e la profondità delle stazioni di campionamento.

Tabella 1.1.1. Colonna d'acqua: coordinate geografiche, data e ora di campionamento e relative profondità delle stazioni.

Stazione	Latitudine GG PP.dd	Longitudine GG PP.dd	Data	Ora hh:mm	Profondità (m)
A23	40°32.2338'E	14°44.9046'N	24/01/2018	15:44	223
A20	40°34.248'E	14°41.922'N	24/01/2018	16:30	222
A22	40°32.142'E	14°42.03'N	25/01/2018	08:23	357
A24	40°29.763'E	14°42.165'N	25/01/2018	09:10	342
A21	40°32.07'E	14°39.135'N	25/01/2018	09:52	431

1.1.1 Acquisizione dati mediante sonda multiparametrica

I profili di Temperatura, Conducibilità, Salinità, Densità, pH, Trasmittanza/Torbidità, Fluorescenza ed Ossigeno Disciolto sono stati determinati utilizzando la sonda multi-parametrica (CTD) *SBE 911 plus* della *SeaBird Electronics* equipaggiata con sensori ausiliari (Figura 1.1.1.1), le cui caratteristiche tecniche sono riportate in tabella 1.1.1.1.

La sonda, montata su un *frame* in alluminio, si interfaccia con il PC tramite cavo armato e attraverso una *deck-unit SBE 11 plusV2*, in modo tale da poter visualizzare in *real time* e memorizzare i profili utilizzando il *software SeaSaveV7*. I dati sono stati acquisiti alla frequenza di 24 Hz. Ogni profilo è stato eseguito dalla profondità di 50 cm dalla superficie fino a circa 50 cm dal fondo. Sul *frame*, oltre alla sonda multiparametrica, è montato anche un campionatore automatico *Carousel SBE 32* dotato di 12 bottiglie *Niskin* da 10 litri, che permettono di raccogliere campioni d'acqua a differenti profondità, per successive analisi di laboratorio.



Figura 1.1.1.1. Sonda multi-parametrica (CTD) *SBE 911 plus*, *SeaBird Electronics* con multicampionatore di acqua *Carousel SBE 32*.

Tabella 1.1.1.1 Specifiche tecniche dei sensori utilizzati

Parametri	Produttore	Modello	Range	Accuratezza	Risoluzione
Temperatura	Sea-Bird Elec.	SBE3 plus	-5° a +35 °C	0.001 °C	0.0002 °C
Conducibilità	Sea-Bird Elec.	SBE 4C	0 a 7 S/m	0.0003 S/m	0.00004 S/m
Ossigeno	Sea-Bird Elec.	SBE 43	0 a 120% sat	2% sat	
pH	Sea-Bird Elec.	SBE 27	0 a 14 pH	+/-0.1 pH	
Trasmittanza	Wet Labs	C-Star	0 a 100%	0.1%	0.03%
Pressione	Sea-Bird Elec.	SBE Digi Quartz	0 a 15.000 psi	0.015% max	0.001% max
Fluorescenza	Wet Labs	ECO FL(RT)D	0.01 a 125 µg/l	0.01 µg/l	
Fluorescenza	Turner Design	Scufa	0.02 80 µg/l		

1.1.2 Prelievi di campioni d'acqua per analisi fisiche, chimiche e biologiche

Nel corso della campagna sono stati prelevati 30 campioni per la determinazione dei nutrienti inorganici disciolti, azoto e fosforo totali disciolti e solidi sospesi totali (TSS), 15 campioni per la caratterizzazione delle comunità fitoplanctoniche. Inoltre, sono stati raccolti 5 campioni per la caratterizzazione delle comunità

zooplanctoniche nello strato 0-50 m, utilizzando uno specifico retino. In tabella 1.1.2.1. è riportato uno schema sintetico dei campioni prelevati in colonna d'acqua.

Tabella 1.1.2.1. Colonna d'acqua: caratteristiche dei campioni prelevati nell'area di immersione.

Stazione	Profondità	Nutrienti, TSS	Fitoplancton, Chl <i>a</i>	Zooplancton
A20	0	x	x	x (0-50 m)
	10	x	x	
	25	x	x	
	50	x		
	75	x		
	100	x		
A21	0	x	x	x (0-50 m)
	10	x	x	
	25	x		
	50	x		
	75	x	x	
	100	x		
A22	0	x	x	x (0-50 m)
	10	x	x	
	25	x	x	
	50	x		
	75	x		
	100	x		
A23	0	x	x	x (0-50 m)
	10	x	x	
	25	x	x	
	50	x		
	75	x		
	100	x		
A24	0	x	x	x (0-50 m)
	10	x	x	
	25	x	x	
	50	x		
	75	x		
	100	x		

Nutrienti disciolti

I campioni per la determinazione dei nutrienti disciolti sono stati prelevati a quote fisse (0, 10, 25, 50, 75 e 100 m di profondità) dalle bottiglie *Niskin* con siringhe dotate di *swinnex* contenenti filtri Whatman® in acetato di cellulosa (porosità 0,45 µm e Ø 47mm). I filtri sono stati preventivamente sciacquati con abbondante acqua deionizzata (DDW) e poi, di volta in volta, con l'acqua del campione stesso. Una frazione di tale campione è stata conservata in *vials* di polietilene a -20°C per le analisi dei nutrienti inorganici disciolti (nitriti, nitrati, ammoniaca, fosfati e silicati). Un'ulteriore aliquota è stata utilizzata per la determinazione dell'azoto e del fosforo totali disciolti (TDN e TDP). In questo caso, sono stati addizionati

5ml di soluzione ossidante a 50ml di campione; la miscela è stata conservata al buio in contenitori di teflon ed è stata autoclavata in laboratorio (per 30 min a $T=120^{\circ}\text{C}$) entro 48 ore dal campionamento.

Solidi Sospesi

Alle stesse quote di campionamento dei nutrienti sono stati prelevati dei campioni per la determinazione dei solidi sospesi totali (TSS). Un volume variabile di acqua di mare, compreso tra 2 e 4 litri è stato filtrato su filtri in fibra di vetro (*Whatman*[®] Ø 47mm) precedentemente posti in stufa per 1 ora alla temperatura di 105°C , lasciati raffreddare in essiccatore per 30 minuti e pesati al decimo di milligrammo. Dopo la filtrazione, il filtro è stato risciacquato per tre volte con acqua DDW (10 ml per volta) e conservato a -20°C .

Caratterizzazione della comunità fitoplanctonica

I campionamenti per la caratterizzazione della comunità fitoplanctonica sono stati effettuati su tre quote (0m, 10m e massimo di fluorescenza), così come riportato in tabella 1.1.2.1.

Per la determinazione della clorofilla *a* (Chl *a*), volumi di acqua di mare compresi tra 540 e 1080 ml sono stati raccolti direttamente dalle bottiglie *Niskin* in bottiglie scure. I campioni sono stati filtrati a bordo su filtri in fibra di vetro (*Whatman*[®] GF/F, Ø 25mm). I filtri sono stati immediatamente immersi in azoto liquido ($T\sim-195^{\circ}\text{C}$), dove sono stati conservati fino al momento delle analisi.

Per la determinazione tassonomica del fitoplancton, i campioni d'acqua sono stati prelevati dalle bottiglie *Niskin* con bottiglie di vetro scuro da 100 ml contenenti una soluzione al 20% di formalina neutralizzata (concentrazione finale di formaldeide 1,6%).

Caratterizzazione della comunità zooplanctonica

Il meso-zooplancton è stato raccolto mediante pescate verticali da 50 m di profondità alla superficie utilizzando uno specifico retino (*WP-2 net* 0,25 m² zona della bocca) con maglie di 200 µm. Il retino è stato zavorrato con un peso di 2 kg e le pescate effettuate ad una velocità compresa tra 0,7-1,0 m s⁻¹. Il volume di acqua filtrato è stato calcolato con un flussimetro posizionato sulla bocca del retino.

Il campione per l'identificazione tassonomica ed i conteggi è stato fissato immediatamente a bordo dopo la raccolta e conservato in una soluzione tamponata di formaldeide-acqua di mare al 4%.

1.2 Campionamento sedimenti

Il prelievo dei sedimenti è stato effettuato mediante *box corer* nei giorni 24 e 25 febbraio 2018, in 5 stazioni ubicate all'interno del potenziale sito di immersione (A20, A21, A22, A23, A24) e in 3 stazioni posizionate nelle immediate vicinanze (A74, A75 ed A 76), così come riportato in figura 1.2.1.

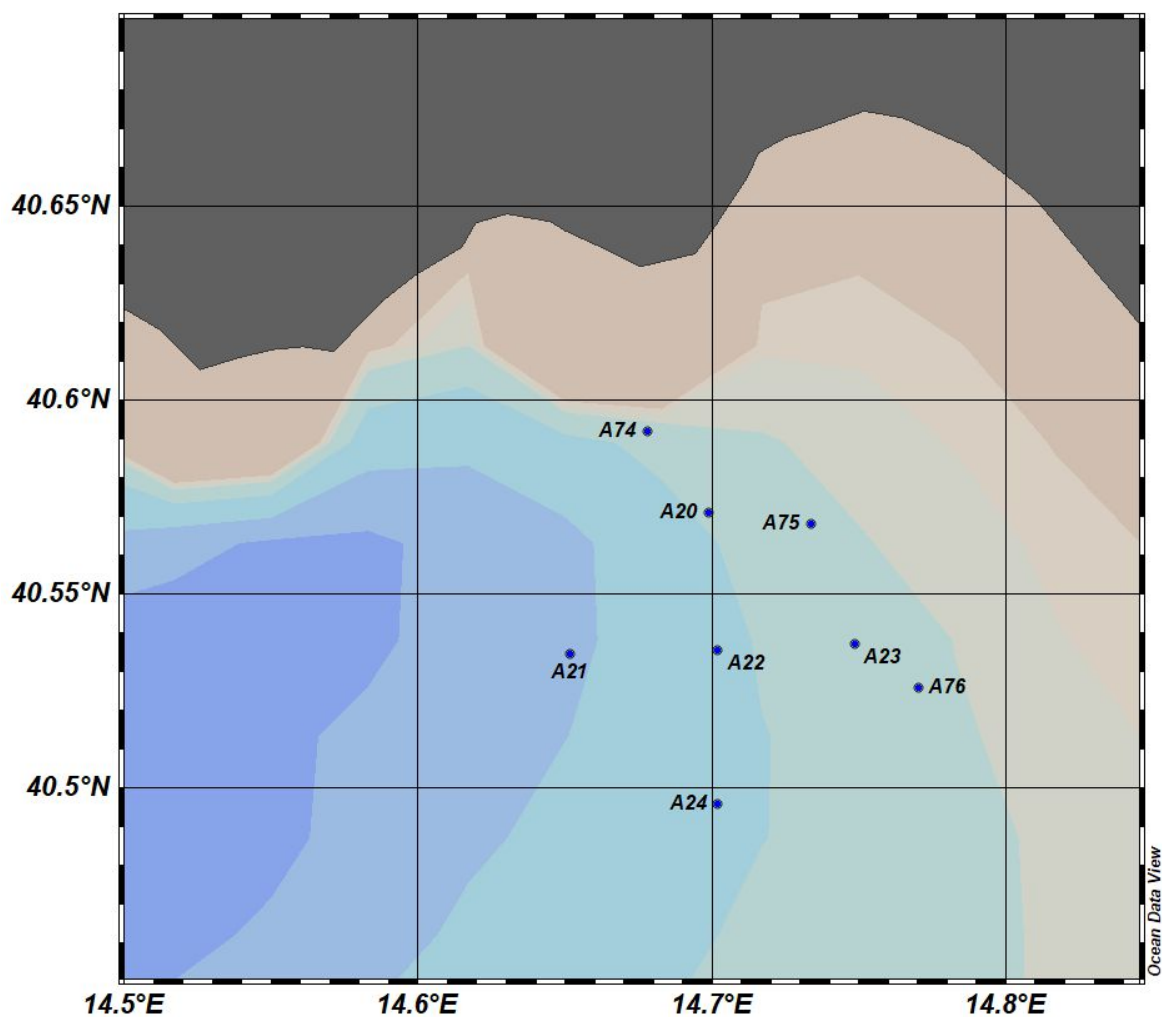


Figura 1.2.1. Ubicazione delle stazioni di campionamento (sedimenti). Coordinate in gradi decimali.

Le attività sono state eseguite a bordo della N/O OGS-Explora, di proprietà dell'Istituto Nazionale di Oceanografia e Geofisica Sperimentale (INOGS).

Tabella 1.2.1. Sedimenti: coordinate geografiche, data e ora di campionamento e relativa profondità delle stazioni.

Stazione	Latitudine GG PP.dd	Longitudine GG PP.dd	Data	Ora hh:mm	Profondità (m)
A20	40°34.26'N	14°41.92'E	24/02/2018	16:00	225
A21	40°32.07'N	14°39.10'E	25/02/2018	11:45	432
A22	40°32.12'N	14°42.12'E	25/02/2018	13:00	356
A23	40°32.22'N	14°44.91'E	25/02/2018	15:45	225
A24	40°29.75'N	14°42.12'E	25/02/2018	14:30	343
A74	40°35.51'N	14°40.68'E	25/02/2018	21:15	129
A75	40°34.08'N	14°44.02'E	25/02/2018	19:00	131
A76	40°31.54'N	14°46.22'E	25/02/2018	17:20	176

In tabella 1.2.1 sono riportate le coordinate geografiche, l'orario e la profondità delle stazioni di campionamento.

Le metodiche di campionamento, confezionamento e trasporto in laboratorio per le analisi sono state svolte dal personale specialistico ed opportunamente formato della SZN, in conformità ai protocolli nazionali ed internazionali. Per ogni campione prelevato, il personale tecnico ha provveduto ad etichettare il campione e a compilare la scheda di campionamento. I campioni di sedimento prelevati sono stati maneggiati con cura in modo da garantire:

- l'assenza di contaminazione derivante dall'ambiente circostante o dagli strumenti impiegati per il campionamento ed il prelievo;
- l'assenza di perdite di sostanze inquinanti dalle pareti dei campionatori o dei contenitori;
- la protezione del campione da contaminazione derivante da cessione dei contenitori;
- un'adeguata temperatura di conservazione dei campioni;
- l'assenza di alterazioni biologiche nel corso dell'immagazzinamento e conservazione;
- l'assenza, in qualunque fase, di modificazioni chimico-fisiche delle sostanze;
- la pulizia degli strumenti ed attrezzi usati per il campionamento, il prelievo, il trasporto e la conservazione, dopo ogni campionamento.

I sedimenti prelevati dallo strato superficiale sono stati preventivamente omogeneizzati *in situ* e suddivisi in differenti subcampioni destinati alle successive analisi fisiche, chimiche ed ecotossicologiche.

Per le analisi fisiche il campione è stato raccolto in contenitori di plastica, trasportato e conservato a temperatura compresa tra +4°C e +6°C. I sedimenti destinati alle analisi chimiche sono stati raccolti in contenitori decontaminati in HDPE, trasportati e conservati a temperatura <20°C. Per le analisi ecotossicologiche il sedimento è stato raccolto in contenitori decontaminati in HDPE, trasportato e conservato a temperatura compresa tra +4°C e +6°C.

Per quanto riguarda il campionamento del macrozoobenthos, nella fase successiva al recupero del campione, è stata compilata una scheda tecnica riportante le informazioni generali del campione, quali etichetta, coordinate geografiche, profondità, tipo di sedimento, barattoli utilizzati, ecc. Il campione prelevato è stato vagliato a bordo con un setaccio di 1mm di maglia, poi conservato in acqua di mare e fissato in formalina al 4%

1.3 Rilievi batimetrici

La copertura completa dell'intera area (Figura 1.3.1) ha richiesto due differenti *survey*, uno condotto da CNR-ISMAR con la M/N Vettoria per la copertura dell'area meno profonda e uno condotto da INOGS con la N/O OGS-Explora per la copertura dell'area più profonda. L'elaborazione di tutti i dati e la loro rappresentazione è stata effettuata da ricercatori del CNR-ISMAR.

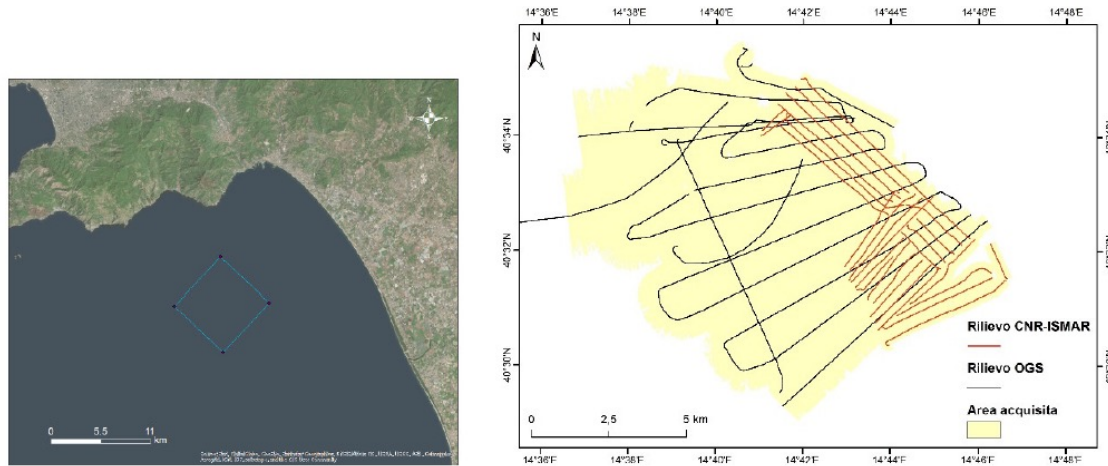


Figura 1.3.1. Area di lavoro e copertura effettuata da CNR-ISMAR e INOGS.

La campagna con la M/N Vettoria è iniziata il 5 febbraio a Napoli, dove è stata installata la strumentazione e sono stati misurati tutti gli *offset* tra gli strumenti, ed è terminata il 12 febbraio a Salerno, coprendo 88.52 Km lungo transetti ad una velocità media di 2.42 m/s (4.71 kn) per una copertura di circa 24.85 km² tra una profondità di 120 e 330 m. Lo strumento utilizzato è un *multibeam echosounder Kongsberg EM2040DC (Dual Compact)* (Figura 1.3.2).



Figura 1.3.2. Antenna per il *positioning system* (a sinistra) e trasduttori installati sul palo (a destra).

I rilievi sono stati eseguiti settandolo con frequenza centrale a 220 kHz e in modalità "*high density equidistant mode*". In questo modo viene garantita una percentuale di sovrapposizione tra le linee

maggiore del 10% così da assicurare una copertura omogenea. L'accuratezza del sistema di posizionamento è garantita dall'utilizzo del sistema di posizionamento *Kongsberg Seapath 300* integrato con un sistema di posizionamento differenziale Fugro HP (DGPS, accuratezza 0.10 m) e con un sensore di movimento *Kongsberg Seatex MRU5* per compensare i dati di assetto di *pitch, roll, heave e yaw* (accuratezza di 0.02° *roll e pitch*, 0.075° *heading*).

I rilievi effettuati con la N/O Explora sono stati condotti nei giorni 24 e 25 febbraio 2018 utilizzando un 12 kHz *Multibeam Reson SeaBat 7150* (frequenza operativa di 12 kHz) montato su chiglia. Questo sistema produce spazzate di 150°. Una spazzata consiste di 880 *beams* equidistanti. Inoltre, la N/O OGS-Explora è dotata di ricevitori GPS: *Trimble GPS SPS855 GNSS (Main POS)*, *Thales Aquarius*, *Landstar MK V Veripos*. Tutti sono collegati al *software* di navigazione/acquisizione (PDS2000) come sistemi di posizionamento principale e secondari. La suite di navigazione PDS2000 viene utilizzata per calcolare, visualizzare e registrare tutti i dati di posizionamento e di rilevamento. PDS2000 è usato per eseguire l'acquisizione di dati MBES. Gli *offset* delle antenne GPS e di tutti i trasduttori e ricevitori sono stati attentamente misurati e memorizzati nel *software* di navigazione. L'accuratezza del sistema di posizionamento è garantita dall'utilizzo del sistema OCTAN, una combinazione unica di una girobussola FOG certificata IMO e di un sensore di movimento ad alta precisione. La principale *Motion Reference Unit/Gyro* a bordo dell'OGS-Explora è composta da 3 girobussole allo stato solido in fibra ottica e da 3 accelerometri al quarzo e fornisce direzione, *Pitch, Roll, Heave, Surge, Sway*. I dati misurati dall'OCTANS vengono forniti sincronizzati in tempo reale con il sistema di navigazione/MBES al fine di correggere le spazzate generate eliminando i movimenti di rollio, beccheggio e sollevamento navale. La *Motion Reference Unit* sfrutta le caratteristiche di un giroscopio (DTG) e l'effetto della gravità e della rotazione terrestre per produrre un riferimento al nord geodetico. Il DTG è combinato con un sensore di movimento dinamico (DMS) TSS per fornire *heave, pitch e roll* molto accurati

1.4 Attività di pesca sperimentale

L'area in oggetto, di forma quadrata, si estende per circa 55 km² nel settore nord occidentale del Golfo di Salerno. I vertici hanno le seguenti coordinate: A: 40° 34.939'N-14° 41.888'E; B: 40° 32.205'N-14°45.715'E; C: 40° 29.286'N-14° 42.132'E; D: 40° 32.018'N-14° 38.305'E. L'area è compresa tra i 150 e i 480 metri di profondità, quindi, benché ancora poggiante sulla piattaforma continentale, è tecnicamente appartenente alla zona batiale. Tutti i fondali dell'area sono caratterizzati da fondali mobili come si evince dalla restituzione cartografica del *multibeam* effettuato e dalle interviste con i pescatori. Il lato nord ovest dell'area è prossimo a una scarpata continentale.

Le caratteristiche batimetriche dell'area e la sua natura geomorfologica consentono quasi esclusivamente la pesca a strascico anche se in passato veniva saltuariamente praticata anche una attività con il palangaro di profondità per la pesca del nasello (*Merluccius merluccius*), ormai abbandonata. L'area non è oggetto di

pesca abituale da parte dei pescherecci della marineria di Salerno e di quelle limitrofe, solamente tre imbarcazioni a strascico, due di piccole dimensioni e una di media grandezza pescano, saltuariamente, a gamberi nella tarda primavera- estate (tra maggio e agosto).

La caratterizzazione ittiologica e bento-nectonica dell'area può, quindi, essere effettuata solo attraverso pesche sperimentali con reti trainate sul fondo, pesca a strascico (Franceschini et al., 1993) secondo tecniche già ampiamente sperimentate nell'ambito delle campagne di valutazione delle risorse demersali delle acque italiane GRUND e MEDITS (Ungaro et al., 1999), la cui importanza scientifica è riconosciuta in quanto possono rappresentare una preziosa fonte d'informazione sia sul passato che sul presente degli *stok* ittici, sul loro stato di sfruttamento e sul loro ciclo vitale (Levi et al., 1998; Colloca et al., 2015).

Appare utile segnalare che il censimento faunistico effettuato mediante ROV (*remotely operated vehicle*) su fondali mobili mostra limiti di indagine sulle specie nectoniche e su quelle dell'endofauna, benché un'indagine visiva dei fondali, già programmata nell'ambito nell'immediato, offrirà supporto ulteriore per confermare l'eventuale assenza di specie presenti nelle liste dalle convenzioni internazionali che tutelano la biodiversità (Convenzione di Barcellona protocollo ASPIM, Direttiva habitat) e di specie presenti nella lista rossa o ritenute *endangered* dalla IUCN.

L'attività di pesca sperimentale è stata condotta con un'imbarcazione a strascico della locale marineria, il MP Antonietta iscritta nel registro delle navi minori e galleggianti della CP Guardia Costiera di Salerno con il numero SA 2283, caratterizzata da una LFT di 13.45 m, da un GT di 12 TSL e una potenza motore di 206 Kw.

L'attrezzatura di pesca a bordo è costituita da una rete a strascico commerciale con maglia al sacco di 16 mm. Il verricello ha 1500 m di cavo d'acciaio di 10 mm di diametro, i divergenti sono di metallo con doppi calamenti.

L'imbarcazione (Figura 1.4.1) è stata scelta per l'esperienza specifica nell'area allo scopo di evitare afferrature della rete e/o infangamenti dei divergenti.



Figura 1.4.1. MP Antonietta, imbarcazione utilizzata per l'attività di pesca sperimentale.

Si è deciso di effettuare quattro cale di pesca: due attraverso le congiungenti dei vertici e due attraverso le congiungenti dei punti mediani dei lati così da incrociare le 4 cale al centro del rettangolo rappresentato dall'area.

Le cale sono state condotte in modo da assicurare l'entrata in pesca della rete nei punti esatti di inizio delle cale, la durata di queste non coincide quindi con un'ora ma i dati quantitativi sono stati ricondotti a quest'unità di tempo attraverso indicizzazione.

L'obiettivo dell'indagine è comunque rivolto alla caratterizzazione qualitativa delle specie presenti.

La pesca a strascico dà informazioni importanti sulla composizione qualitativa dell'ittiofauna e delle specie bento-nectoniche nelle aree d'indagine e può offrire anche informazioni di massima sulla bionomia bentonica delle aree interessate.

Il campionamento effettuato è riportato nella figura 1.4.2.

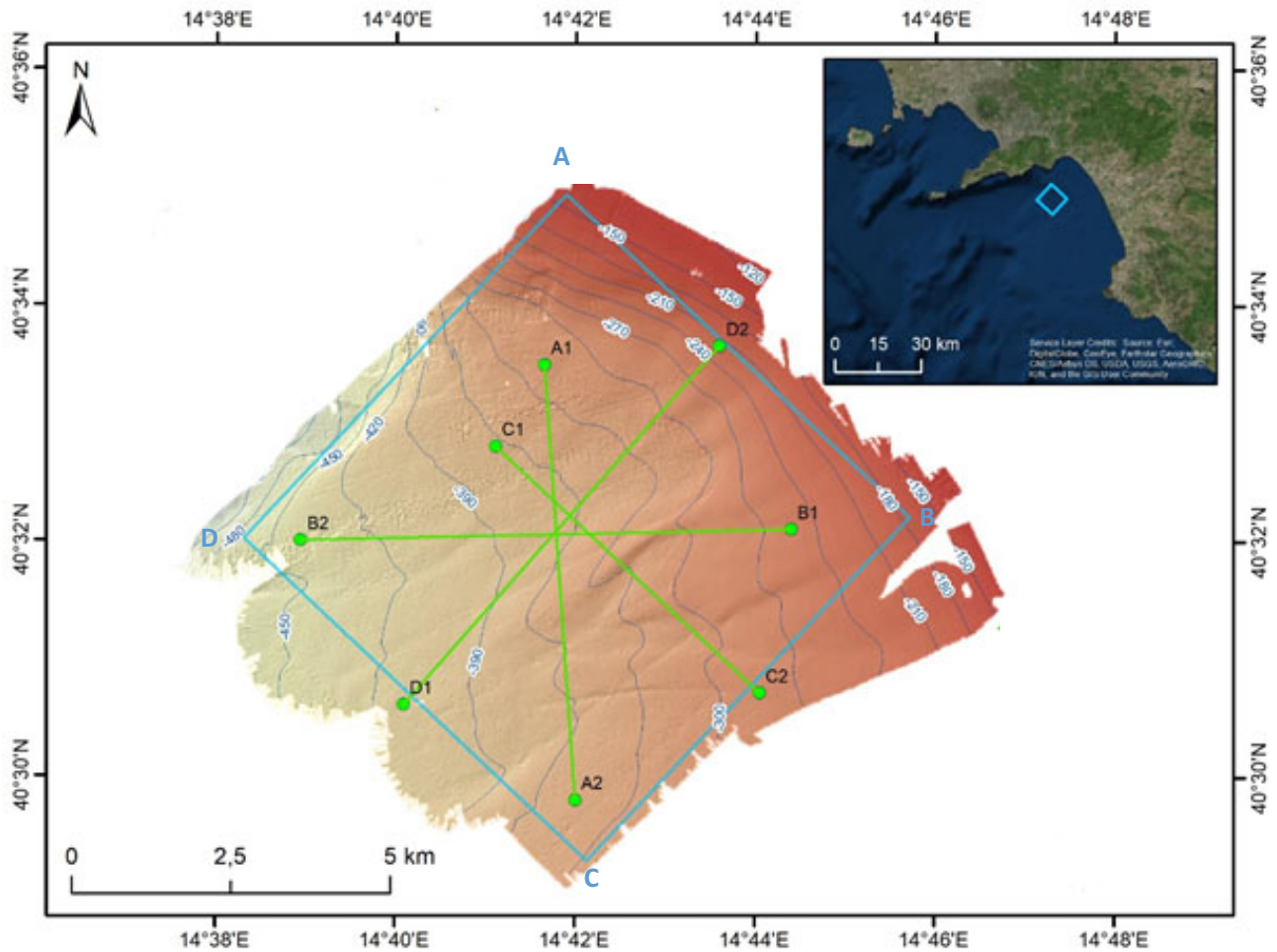


Figura 1.4.2. Cale di pesca sperimentale effettuate nell'area di immersione.

La morfologia del fondale e la dimensione dell'area hanno impedito di effettuare le cale lungo singole fasce batimetriche, pertanto non si può disporre di caratterizzazioni della fauna ittica e bento-nectonica per livelli diversi di profondità.

I campionamenti sono stati effettuati nei giorni 9 marzo (cala A1-A2 e B1-B2) e 16 marzo (cala C1-C2 e D1-D2) 2018. I dati relativi ai punti di inizio e fine della cala sono riportati nella tabella 1.4.1 e rispettano notevolmente il piano teorico di campionamento.

Tabella 1.4.1. Coordinate, orario e profondità di inizio e fine delle cale effettuate e profondità massima.

Cala	Data	Ora inizio	Coordinate Inizio (LAT; LONG)	Profondità Inizio (m)	Ora fine	Coordinate Fine (LAT; LONG)	Profondità fine (m)	Profondità max (m)
A1-A2	09/03/2018	7:34	40°33.494'N 14°41.648'E	316	9:17	40°29.800'N 14°42.000'E	348	370
B1-B2	09/03/2018	11:12	40°32.103'N 14°44.395'E	256	13:15	40°32.00'N 14°38.940'E	438	440
C1-C2	16/03/2018	7:05	40°32.801'N 14°41.107'E	365	8:50	40°30.714'N 14°44.047'E	284	370
D1-D2	16/03/2018	9:47	40°30.607'N 14°40.092'E	409	12:01	40°33.657'N 14°43.595'E	220	410

Le cale sono state effettuate nelle ore diurne come da protocolli MEDITS e in un'unica stagione di campionamento essendo l'orizzonte epibatiale solo marginalmente interessato a variazioni qualitative stagionali della fauna.

La velocità del natante in cala è stata compresa tra 2.2 e 2.6 nodi.

2 Metodologie analitiche

2.1 Colonna d'acqua

2.1.1 Analisi dei dati CTD

I dati acquisiti durante la campagna sono stati elaborati secondo procedure standard oceanografiche, convertiti in unità fisiche e, infine, mediati ad un metro di profondità utilizzando un *software* specifico *Data Processing WIN 32* della *SeaBird*. Sono state realizzate rappresentazioni grafiche che permettono di visualizzare la distribuzione delle grandezze idrologiche su sezioni verticali e su planimetrie orizzontali nell'area di campionamento mediante il programma *Ocean Data View* (ODV) (www.odv.awi.de).

2.1.2 Analisi dei nutrienti disciolti

I campioni di nutrienti inorganici sono stati conservati a -20°C e scongelati in bagno termostato a 37°C al momento delle analisi. La determinazione delle concentrazioni dei nutrienti è stata effettuata con un analizzatore a flusso continuo *Flow-Sys Systema* (Figura 2.1.2.1). Le analisi sono state eseguite utilizzando le metodiche riportate nel manuale "Metodologie di studio del plancton marino". ISPRA, Roma, 2010. Socal G., Buttino I., Cabrini M., Mangoni O., Penna A., Totti C. . Lo strumento è equipaggiato con cinque canali per determinazione simultanea di ammoniaca (NH_4), nitriti (NO_2), nitrati (NO_3), ortofosfati (PO_4) e silicati (SiO_4) ed è interfacciato con un PC che utilizza il *software* *SYSLYZER 3000* della *Systema*.



Figura 2.1.2.1. Analizzatore a flusso continuo *Flow-Sys Systema*.

In tabella 2.1.2.1 sono riportati i limiti di rilevabilità dello strumento.

Tabella 2.1.2.1. Limiti di rilevabilità per i nutrienti inorganici.

	Limite di rilevabilità (mmoli m ⁻³)
NH ₄	0.05
NO ₂	0.01
NO ₃	0.01
PO ₄	0.01
SiO ₄	0.1

Per quanto riguarda la determinazione dell'Azoto e del Fosforo totali (disciolti), si è proceduto ad una prima fase di ossidazione, mediante digestione con perossidissolfato, in autoclave a temperatura e pressione elevata. Al termine della fase di ossidazione tutto l'azoto contenuto nel campione è convertito in nitrato ed il fosforo in ortofosfato. In una seconda fase, si è proceduto con la determinazione di questi analiti come riportato per i nutrienti inorganici. Le concentrazioni di Azoto Organico Disciolto (DON) e Fosforo organico disciolto (DOP) sono state calcolate per differenza tra la frazione totale e quella inorganica.

2.1.3 Analisi dei solidi sospesi

I filtri per la determinazione dei solidi sospesi totali (TSS) (Figura 2.1.3.1) sono stati posti in stufa alla temperatura di 105 °C per un'ora, sono stati fatti raffreddare per 30 minuti in essiccatore e poi sono stati nuovamente pesati con una bilancia *Sartorius* CP225D. La concentrazione totale dei solidi sospesi è calcolata come differenza tra le pesate. La metodologia analitica di riferimento utilizzata è APAT CNR IRSA 2090 (2003).

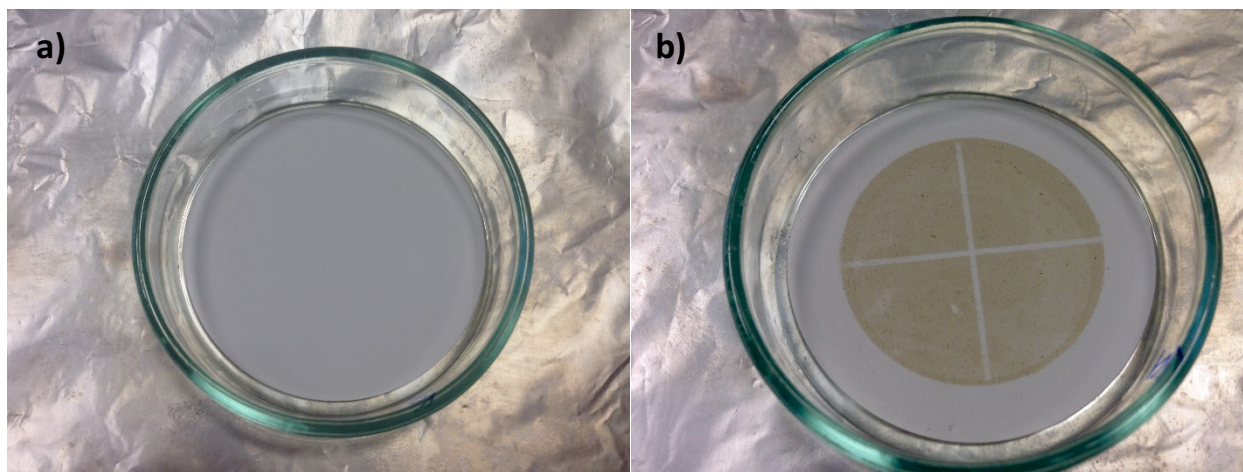


Figura 2.1.3.1. Filtri per la determinazione del TSS a) prima e b) dopo il campionamento.

2.1.4 Analisi per la caratterizzazione della comunità fitoplanctonica

Clorofilla a

In laboratorio, i filtri per la determinazione della clorofilla *a* (Chl *a*), conservati in azoto liquido (T[~] -195°C), sono stati distrutti meccanicamente con una bacchetta di vetro dopo essere stati immersi in una soluzione

acquosa di acetone neutralizzato al 90%, all'interno di provette di polipropilene (PP) da 10 ml. Successivamente, le provette sono state poste in centrifuga refrigerata a 4°C (*Thermo Scientific* SL 16R) per 20 minuti a 3000 rpm. Dopo la centrifugazione, il surnatante è stato prelevato dall'estratto ed è stato analizzato utilizzando uno spettrofluorimetro *Shimadzu* RF-5301 PC (Figura 2.1.4.1), interfacciato ad un PC mediante il *software* RF-5301PC *Personal Fluorescence*.

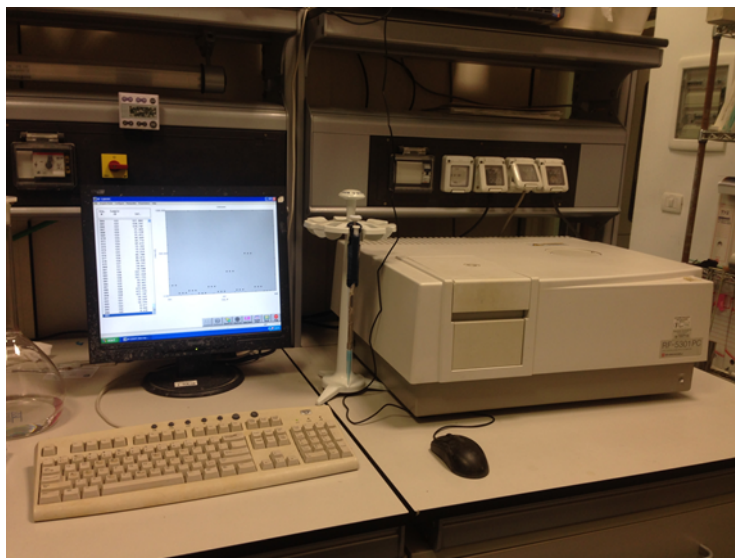


Figura 2.1.4.1. Spettrofluorimetro *Shimadzu* RF-5301 PC.

La fluorescenza è stata misurata prima e dopo acidificazione con acido cloridrico, in modo da misurare la frazione fotosinteticamente attiva (Chl *a*) ed inattiva (feopigmenti) come riportato nel manuale "Metodologie di studio del plancton marino", ISPRA, Roma, 2010. Lo strumento è stato calibrato prima di ogni giornata di analisi con una soluzione pura di Chl *a* estratta da *Anacystis nidulans* (Sigma), la cui concentrazione è stata determinata mediante misure di assorbanza specifica utilizzando uno spettrofotometro (Agilent 8453 *UV-Visible spectrophotometer*) interfacciato ad un PC mediante il *software* *UV-visible ChemStation*.

Caratterizzazione tassonomica

L'analisi quali-quantitativa del campione è stata condotta con il metodo Utermhöl (Metodologie di studio del plancton marino, ISPRA, Roma, 2010). Per le analisi microscopiche è stato utilizzato un microscopio ottico invertito (*Zeiss Axiovert 200*) a contrasto di fase con un ingrandimento finale di 400X.

Il volume del subcampione da sedimentare per il conteggio è stato opportunamente scelto in base ai valori di concentrazione di Chl *a* in modo da ottenere un numero di cellule tale da risultare rappresentativo di tutto il campione.

Sono stati determinati a livello di specie, ove possibile, diatomee, dinoflagellati, coccolitoforidi e fitoflagellati. Le piccole forme flagellate e i dinoflagellati di difficile identificazione sono stati riuniti in

categorie più generiche (fitoflagellati < 10 µm, nudi < 15 µm etc.). Particolare attenzione è stata data all'identificazione di specie potenzialmente tossiche.

2.1.5 Analisi per la caratterizzazione della comunità zooplanctonica

Per caratterizzazione tassonomica delle specie e per calcolare la loro abbondanza, definita come numero di individui m⁻³, il campione raccolto è stato trattato come di seguito riportato.

Per rimuovere la formaldeide il campione è stato filtrato sotto cappa aspirante e concentrato su una rete con maglia passante <200 µm e quindi più piccola di quella del retino utilizzato per il campionamento. Il campione di zooplancton concentrato è stato risospeso in acqua di mare filtrata, in una coppa graduata, fino al volume di 200 ml. Successivamente sono stati effettuati due-tre subcampionamenti da 5 ml utilizzando una pipetta tipo Stempel. Ogni subcampione è stato collocato in una camera di conteggio Mini-Bogorov ed analizzato con uno stereomicroscopio.

Nella determinazione tassonomica dei campioni, i copepodi sono identificati a livello di specie e gli adulti separati per sesso; *Calocalanus* e *Oithona* maschi sono stati identificati a livello di genere. I giovani (copepoditi da CII e CIII che, a seconda delle specie, sono efficientemente campionati con una rete da 200 µm) sono stati identificati a livello di specie, nella maggior parte dei casi, o raggruppati a livello di genere o famiglia (ad esempio, *Calocalanus*, *Oithona*, *Oncaeidae*, *Corycaeidae*). Gli altri gruppi zooplanctonici, quali chetognati, sifonofori e dolioli, sono stati contati a livello di specie, mentre i restanti a livelli tassonomici superiori.

2.2 Sedimenti

2.2.1 Analisi per la caratterizzazione fisica

Dai campioni iniziali sono stati presi dei sottocampioni, lavati due volte in acqua distillata per rimuovere il sale, setacciati ad umido a 1mm per sicurezza (lo strumento non legge particelle >1mm), tenuti a bagno per due volte con acqua ossigenata per rimuovere la materia organica, lavati nuovamente con acqua distillata, essiccati a 50°C in stufa. Poi sono stati analizzati con granulometro laser Mastersizer3000.

2.2.2 Analisi per la caratterizzazione chimica

Determinazione dei metalli in traccia

Per la determinazione dei metalli in traccia, tra cui alluminio (Al), arsenico (As), cadmio (Cd), cromo (Cr), ferro (Fe), manganese (Mn), mercurio (Hg), nichel (Ni), piombo (Pb), rame (Cu), stagno (Sn), vanadio (V) e zinco (Zn), i campioni di sedimento sono stati scongelati, omogenati, posti in idonee piastre petri in vetro e mantenuti in stufa alla temperatura di 55 ± 2°C per almeno 8 ore, al fine di ottenere un peso costante dei tessuti essiccati; per ciascun punto di prelievo è stata processata una replica di sedimento. I campioni risultanti sono quindi stati polverizzati, ed aliquote omogenee pari a circa 0.5 g sono state trasferite in appositi contenitori per mineralizzazione sotto pressione in forno a microonde, previa addizione di 2 ml di

H₂O₂ e 5 ml di HNO₃. La mineralizzazione è stata condotta mediante sistema a microonde *CEM Mars 5 (CEM Corporation)*, dotato di sistema controllo e regolazione di temperatura e potenza delle microonde. Al termine del ciclo di mineralizzazione i campioni sono stati raffreddati a temperatura ambiente quindi recuperati e portati a volume noto (10 ml).

La determinazione analitica dei metalli è stata effettuata mediante tecniche di spettrofotometria ad assorbimento atomico; Cu, Fe, Mn e Zn sono stati determinati mediante atomizzazione in fiamma con spettrofotometro *SpectrAA 220FS (Agilent Technologies)*, mentre per quanto riguarda Al, As, Cd, Cr, Ni, Pb, Sn e V, questi sono stati analizzati mediante spettrofotometro *SpectrAA 240Z (Agilent Technologies)*, munito di elettrofornace *GTA120* con microforno di grafite ed effetto *Zeeman*; quando necessario l'interferenza della matrice è stata risolta utilizzando apposite soluzioni di modificatori di matrice (palladio 1 g l⁻¹, 10% acido citrico, 20% HNO₃), mentre le interferenze spettrali sono state verificate utilizzando standardizzazioni con metodo delle aggiunte. Infine la determinazione del mercurio è stata eseguita tramite generazione di vapori freddi utilizzando un apposito analizzatore di mercurio *CETAC QuickTrace M-6100 Mercury Analyzer (Agilent Technologies)* munito di auto campionatore *ASX-130*.

Tutte le determinazioni analitiche sono state effettuate previa calibrazione della strumentazione analizzando apposite soluzioni di bianco e standard di riferimento (SRM-NIST 1944) a concentrazione nota e certificata; i risultati finali sono stati espressi in µg g⁻¹ (peso secco).

La determinazione dello stagno organico totale (OSn), è stata effettuata utilizzando un'aliquota omogenea di ciascun campione, pari a circa 2-3 g, addizionata con una soluzione di *n*-esano:acetone (2:1) in un rapporto di 1:3, peso campione rispetto al volume di solvente (m:v). Successivamente, i campioni sono stati estratti utilizzando un sistema di estrazione controllata a microonde, alla temperatura di 110°C per 15 minuti (*Microwave Digestion and Extraction System Mars-5, CEM Corporation*). Le soluzioni così ottenute sono state purificate con tecniche di estrazione in fase solida (SPE) utilizzando resine di estrazione del tipo *Strata-X (Phenomenex, Strata-X 33u Polymeric Reversed Phase)* da 500 mg e 6 ml, oltre a resine del tipo *Strata-FL (Phenomenex, FL-PR)* da 1000 mg e 6 ml, utilizzando il sistema automatico *Gilson Aspec GX271*. I campioni eluiti con l'ausilio di soluzioni di acetone ed esano, sono stati raccolti in appositi tubi pyrex e quindi posizionati all'interno di un evaporatore centrifugo (*SpeedVack Juan RC 1009*), dove sono stati concentrati fino a secchezza, alla temperatura ambiente. Infine i campioni sono stati solubilizzati in 1 ml di acido nitrico (HNO₃) e portati a volume noto (2 ml) con acqua ultrapura. La successiva determinazione analitica, è stata effettuata mediante le tecniche di spettrofotometria ad assorbimento atomico precedentemente descritte.

Determinazione degli idrocarburi policiclici aromatici (IPA)

La determinazione degli idrocarburi policiclici aromatici (IPA) nei campioni di sedimento è stata effettuata utilizzando un'aliquota omogenea di campione, pari a circa 2-3 g. Al momento della preparazione, i campioni sono stati addizionati con 5 ml di una soluzione di KOH 0.5 M in metanolo puro per cromatografia liquida e mantenuti in agitazione per almeno 8 ore, al fine di operare una preliminare estrazione solido-liquido. Il completamento dell'estrazione è stato eseguito mediante microonde a 55°C per 15 min (*Microwave Digestion and Extraction System Mars-5, CEM*). I campioni sono stati concentrati a circa 0.5 ml mediante centrifuga evaporante (*Speedvack, Juan*), a 45°C per 60-120 min, successivamente purificati attraverso una cromatografia a bassa pressione con resine per estrazione in fase solida (SPE) del tipo *Backerbond SPE C18* (500 mg, 6 ml) ed infine recuperati in 1 ml di acetonitrile puro per cromatografia liquida. Tale purificazione è stata effettuata utilizzando il sistema automatico *Gilson Aspec GX271* (*Gilson Inc.*). Le determinazioni analitiche sono state effettuate mediante tecniche di cromatografia liquida ad elevate prestazioni (HPLC) utilizzando un sistema di pompe per gradiente binario e coppia di *detector* in fluorescenza e serie di diodi *Agilent Infinity 1260 Series* (*Agilent Technologies*).

L'analisi è stata condotta mediante gradiente dinamico utilizzando acqua ultrapura e acetonitrile come fasi mobili. Il volume di campione iniettato è stato pari a 20 µl ed è garantito costante per tutte le analisi utilizzando un apposito auto campionatore. La determinazione qualitativa e quantitativa degli analiti è stata eseguita attraverso il confronto dei cromatogrammi e dei segnali, con quelli ottenuti iniettando soluzioni standard a concentrazioni note e scalari, preparate utilizzando una miscela di idrocarburi aromatici puri (EPA 610, *Supelco*). Gli analiti determinati mediante il metodo appena descritto possono essere classificati in IPA a basso peso molecolare (acenaftene, acenaftilene, antracene, fenantrene, fluorene e naftalene), IPA ad alto peso molecolare (benzo(a)antracene, benzo(a)pirene, benzo(b)fluorantrene, benzo(g,h,i)perilene, benzo(k)fluorantrene, crisene, dibenzo(a,h)antracene, fluorantrene, indeno(1,2,3-cd)pirene, pirene) ed alcuni IPA metilati (1-metilnaftalene, 2-metilnaftalene e 7,12-dimetilbenzo(a)antracene); l'accuratezza e la precisione analitica sono state verificate analizzando apposite soluzioni di bianco e standard di riferimento (SRM-NIST 1944). Le concentrazioni sono espresse in ng g⁻¹ di campione (peso secco).

Determinazione degli idrocarburi alifatici totali (C₁₀-C₄₀)

La determinazione di idrocarburi alifatici totali (C₁₀-C₄₀) è stata effettuata mediante tecniche di gascromatografia (GC); aliquote pari a circa 2-3 g per ciascun campione di sedimento sono state addizionate con una soluzione di *n*-esano:acetone (2:1) in un rapporto di 1:3, peso campione rispetto al volume di solvente (m:v). Dopo una vigorosa agitazione, i campioni sono stati estratti utilizzando un sistema di estrazione controllata a microonde, alla temperatura di 110°C per 15 minuti (*Microwave Digestion and Extraction System Mars-5, CEM Corporation*).

Le soluzioni così ottenute sono state purificate con tecniche di estrazione in fase solida (SPE) utilizzando resine di estrazione del tipo *Strata-X* (*Phenomenex, Strata-X 33u Polymeric Reversed Phase*) da 500 mg e 6

ml, oltre a resine del tipo *Strata-FL (Phenomenex, FL-PR)* da 1000 mg e 6 ml, utilizzando il sistema automatico *Gilson Aspec GX271*. I campioni eluiti con l'ausilio di soluzioni di acetone ed esano, sono stati raccolti in appositi tubi pyrex e quindi posizionati all'interno di un evaporatore centrifugo (*SpeedVack Juan RC 1009*), dove sono stati concentrati fino a secchezza, alla temperatura ambiente. Infine i campioni sono stati solubilizzati in 1 ml di *n*-esano. L'analisi degli idrocarburi alifatici è stata effettuata mediante gascromatografia con detector a ionizzazione di fiamma (FID) (*Perkin Elmer Clarus 500*); il metodo analitico prevede le seguenti specifiche: temperatura iniziale dell'iniettore di 40°C per 0.5 min; rampa pari a 120°C/min fino al raggiungimento di 270°C e mantenimento per 8 min; flusso di elio in colonna costante e pari a 1.5 ml min⁻¹; rapporto di splittaggio iniziale pari a 1:20, chiusura dello splittaggio dopo 0.47 min; ripristino del rapporto di splittaggio di 1:20 dopo 1.35 min; temperatura del forno iniziale pari a 40°C e mantenimento per 6 min; rampa di temperatura del forno di 45°C/min fino a 320°C e mantenimento per 10 min; temperatura del detector FID pari a 320°C costante, rapporto di fiamma pari a 10:1, aria:idrogeno. Al termine delle curve di riscaldamento di iniettore e forno, le temperature vengono riportate ai valori iniziali; la durata complessiva della separazione gas-cromatografica è di circa 25 min.

La determinazione quantitativa è stata effettuata calibrando il sistema mediante uno standard puro costituito da un mix di specie chimiche di idrocarburi con pari numero di carbonio da C₁₀ a C₄₀, lineari ed insaturi, conforme alle specifiche EN ISO 9377-3; i risultati finali sono stati espressi in µg g⁻¹ (peso secco).

Determinazione di pesticidi organoclorurati, pesticidi organofosfati, clorofenoli, clorobifenili, policlorobifenili (PCB), polibromo-difenil eteri ed altri ritardanti di fiamma organo brominati.

Nella tabella 2.2.1.1 viene riportata la lista completa dei pesticidi organoclorurati, pesticidi organofosfati, clorofenoli, clorobifenili, policlorobifenili, polibromo-difenil eteri ed altri ritardanti di fiamma organo brominati che sono stati analizzati nei sedimenti. La preparazione dei campioni di sedimento è analoga a quella già descritta nel precedente paragrafo (*Determinazione degli idrocarburi alifatici totali C10-C40*). Per quanto riguarda le determinazioni analitiche, queste sono state effettuate mediante gascromatografia accoppiata a spettrometro di massa con singolo quadrupolo (*Agilent Technology*). Al fine di garantire l'accuratezza e la precisione delle determinazioni, durante ogni sessione analitica sono state processate soluzioni di bianco preparate con le stesse procedure descritte per i campioni, apposite soluzioni a diverse concentrazioni di standard analitici puri, oltre a standard di riferimento (SRM-NIST 1944) a concentrazione nota e certificata, e miscele di standard puri a concentrazioni note delle varie classi di contaminanti. Le concentrazioni sono state espresse in ng g⁻¹ riferiti al peso secco dei campioni.

Ulteriori informazioni tecniche sull'esecuzione delle analisi chimiche (materiale standard certificato e percentuale di recupero, limite di quantificazione, incertezza estesa, valutazioni di QA/QC).

I metodi di preparazione dei campioni e di determinazione analitica descritti sono stati accuratamente testati e validati analizzando periodicamente soluzioni di bianco (solo reagenti puri trattati nelle medesime condizioni dei campioni analitici) e di apposite matrici standard certificati di riferimento. Per quanto riguarda i bianchi, questi hanno sempre mostrato risultati al di sotto dei limiti di misurazione strumentale, lasciando quindi escludere in ogni caso fenomeni di inavvertita contaminazione o di interferenze analitiche non conosciute.

Per quanto concerne invece il materiale certificato di riferimento, è stato utilizzato lo standard di sedimento marino NIST SRM 1944 (Standard Reference Material Nr. 1944, New York/New Jersey Waterway Sediment, National Institute of Standard and Technology, Gaithersburg, MD, USA; scadenza del certificato 31 Marzo 2019), preparando ed analizzando periodicamente aliquote con le medesime condizioni descritte in precedenza. I risultati relativi ai parametri dello standard di riferimento sono disponibili in Tabella 2.2.2.2 e si riferiscono alle medie e deviazioni standard dei valori certificati, alle medie e deviazioni standard ottenuti mediante la misurazione di replicati analitici, al coefficiente di variazione percentuale (cv%) deducibile da tali misurazioni e dai valori medi e deviazioni standard relative alle rese analitiche, calcolate rispetto al valor medio certificato. Il valore di cv% identifica il livello di incertezza analitica (errore percentuale) riferita ai livelli analitici descritti ed ottenuta mediante 5 repliche. Nello specifico, l'errore analitico, seppur con alcune variazioni che dipendono dalle differenti metodologie adottate, si aggira sempre tra circa 1.5 % e 3% (vedere dettagli in Tabella 2.2.2.2), rientrando quindi sempre abbondantemente all'interno del range di variabilità descritto per i valori certificati (deviazioni standard). Le rese analitiche risultano generalmente sempre comprese tra circa il 95% ed il 97% dei valori certificati.

Tabella 2.2.2.1 - elenco dei contaminanti organici persistenti analizzati.

<u>Pesticidi clorurati (EPA 8081)</u>	<u>Fenoil clorurati</u>	<u>PCBs (continua):</u>
Aldrin	2-Chlorophenol	PCB70
-Chlordane	4-Chlorophenol	PCB77
-Chlordane	2,4-Dichlorophenol	PCB81
p,p'-DDD	2,4,6-Trichlorophenol	PCB90
p,p'-DDE		PCB101
p,p'-DDT		PCB105
Dieldrin	<u>Clorobifenili</u>	PCB118
Endosulfan I		PCB126
Endosulfan II	2-Chlorobiphenyl	PCB127
Endosulfan sulfate	3-Chlorobiphenyl	PCB128
Endrin	4-Chlorobiphenyl	PCB130
Endrin aldehyde		PCB138
Endrin ketone		PCB146
Heptachlor	<u>PCBs:</u>	PCB153
Heptachlor epoxide		PCB156
-Lindane	PCB4	PCB169
-Lindane	PCB7	PCB170
-Lindane	PCB8	PCB175
-Lindane	PCB11	PCB180
Methoxychlor	PCB13	PCB182
	PCB15	PCB187
	PCB16	PCB195
<u>Altri pesticidi clorurati</u>	PCB17	PCB206
	PCB18	PCB209
Dichlorobenzidine	PCB19	
Hexachlorobenzene	PCB23	
Hexachlorobutadiene	PCB26	<u>Ritardanti di fiamma brominati</u>
Mirex	PCB28	
	PCB32	PBDE28
	PCB33	PBDE47
<u>Pesticidi organofosfati</u>	PCB36	PBDE99
	PCB38	PBDE100
Azinphos-methyl	PCB40	PBDE153
Chlorpyrifos	PCB42	PBDE154
Dichlorvos	PCB44	PBDE183
Disulfoton	PCB45	Hexabromocyclododecane
Ethoprophos	PCB46	Tetrabromobisphenol A
Fenchlorphos	PCB47	
Methyl parathion	PCB52	
Metolcarb	PCB58	
Prothiofos	PCB66	

In Tabella 2.2.2.3 vengono riportati tutti i dati utili alla stima dei limiti di detezione (LOD), dell'incertezza analitica (errore) ed alla verifica di QA/QC. Nello specifico vengono riportati i valori relativi ai limiti normativi L1 ed L2, qualora disponibili e dei LOD richiesti secondo le specifiche del DL. 173/2016; in aggiunta vengono riportati dati analitici relativi alle più basse misurazioni ottenibili per ciascun analita di riferimento (limiti analitici), ottenuti mediante la determinazione di 5 repliche e che consentono di ottenere un coefficiente di variazione percentuale (cv%) convenzionalmente inferiore al 20%. Tali coefficienti di variazione rappresentano il valore di incertezza metodologica (errore) ottenuti alle più basse concentrazioni analiticamente apprezzabili. Da queste vengono poi dedotti i LOD, fissando i relativi valori alle concentrazioni che consentono di avere sempre un $cv% < 10\%$ (dati in neretto); questi ultimi valori di riferimento vengono utilizzati come soglia di determinazione (limite di detezione, LOD).

L'incertezza analitica viene poi ulteriormente determinata a valori di concentrazione prossimi a quelli comunemente riscontrabili in campioni di origine ambientale, testando un numero rappresentativo di repliche ($n=5$) a concentrazioni pari ad almeno 5 e 10 volte i valori ottenuti di LOD. In questo caso, l'incertezza risulta progressivamente inferiore, risultando generalmente al di sotto di circa il 3% e del 1.5% rispettivamente (vedere dettagli in Tabella 2.2.2.3).

Tabella 2.2.2.2. Confronti tra valori certificati e valori misurati

NIST SRM 1944		Valore certificato		Valore misurato (n=5)			Resa analitica (n=5)	
		media	±ds	media	±ds	cv%	media	±ds
Al	µg/g (p.s.)	53300	4900	50898	1364	2.68%	95.5%	2.56%
As	µg/g (p.s.)	18.9	2.80	18.4	0.31	1.71%	97.3%	1.66%
Cd	µg/g (p.s.)	8.80	1.40	8.51	0.17	1.97%	96.7%	1.90%
Cr	µg/g (p.s.)	266	24.0	258	5.70	2.21%	97.0%	2.14%
Cu	µg/g (p.s.)	380	40.0	368	9.88	2.68%	96.9%	2.60%
Fe	µg/g (p.s.)	35300	1600	34633	496	1.43%	98.1%	1.41%
Hg	µg/g (p.s.)	3.40	0.50	3.29	0.07	2.13%	96.7%	2.06%
Mn	µg/g (p.s.)	505	25.0	481	7.04	1.46%	95.3%	1.39%
Ni	µg/g (p.s.)	76.1	5.60	73.8	1.27	1.72%	97.0%	1.66%
Pb	µg/g (p.s.)	330	48.0	319	7.07	2.22%	96.6%	2.14%
Sn	µg/g (p.s.)	42.0	6.0	40.4	0.73	1.81%	96.1%	1.74%
V	µg/g (p.s.)	100	9.00	95	1.94	2.03%	95.5%	1.94%
Zn	µg/g (p.s.)	656	75.0	637	18.00	2.83%	97.1%	2.74%
Naftalene	ng/g (p.s.)	1.65	0.31	1.58	0.04	2.84%	95.5%	2.71%
1-Metilnaftalene	ng/g (p.s.)	0.52	0.03	0.50	0.01	2.60%	96.3%	2.50%
2-Metilnaftalene	ng/g (p.s.)	0.95	0.05	0.93	0.02	1.92%	97.4%	1.87%
Acenaftene	ng/g (p.s.)	0.57	0.03	0.55	0.01	1.77%	96.2%	1.70%
Fluorene	ng/g (p.s.)	0.85	0.03	0.81	0.02	2.34%	95.8%	2.24%
Fenantrene	ng/g (p.s.)	5.27	0.22	5.13	0.13	2.61%	97.4%	2.54%
Antracene	ng/g (p.s.)	1.77	0.33	1.74	0.03	1.52%	98.2%	1.49%
Fluorantene	ng/g (p.s.)	8.92	0.32	8.59	0.21	2.43%	96.3%	2.34%
Pirene	ng/g (p.s.)	9.70	0.42	9.27	0.21	2.24%	95.6%	2.14%
Benzo(a)antracene	ng/g (p.s.)	4.72	0.11	4.65	0.05	1.08%	98.4%	1.06%
Crisene	ng/g (p.s.)	4.86	0.10	4.63	0.10	2.21%	95.4%	2.11%
Benzo(b)fluorantene	ng/g (p.s.)	3.87	0.42	3.71	0.09	2.31%	95.9%	2.22%
Benzo(k)fluorantene	ng/g (p.s.)	2.30	0.20	2.24	0.05	2.34%	97.5%	2.28%
Benzo(a)pirene	ng/g (p.s.)	4.30	0.13	4.15	0.13	3.09%	96.5%	2.98%
Dibenzo(ah)antracene	ng/g (p.s.)	0.42	0.07	0.41	0.01	2.75%	96.9%	2.67%
Benzo(ghi)perilene	ng/g (p.s.)	2.84	0.10	2.77	0.04	1.38%	97.7%	1.34%
Indeno(123cd)pirene	ng/g (p.s.)	2.78	0.10	2.66	0.05	1.98%	95.6%	1.89%
a-Clordano	ng/g (p.s.)	16.51	0.83	15.94	0.26	1.63%	96.6%	1.58%
g-Clordano	ng/g (p.s.)	8.00	2.00	7.83	0.11	1.40%	97.9%	1.37%
a-Lindano	ng/g (p.s.)	2.00	0.30	1.93	0.04	2.01%	96.7%	1.94%
Esaclorobenzene	ng/g (p.s.)	6.03	0.35	5.79	0.09	1.54%	96.1%	1.48%
p,p'-DDD	ng/g (p.s.)	108	16.0	104	1.91	1.84%	96.3%	1.77%
p,p'-DDE	ng/g (p.s.)	86.0	12.0	83.4	2.22	2.66%	96.9%	2.58%
p,p'-DDT	ng/g (p.s.)	119	11.0	114	2.01	1.76%	96.1%	1.69%
PCB 8	ng/g (p.s.)	22.30	2.30	21.58	0.48	2.21%	96.8%	2.13%
PCB 18	ng/g (p.s.)	51.00	2.60	48.83	1.09	2.23%	95.7%	2.14%
PCB 28	ng/g (p.s.)	80.80	2.70	78.03	1.61	2.07%	96.6%	2.00%
PCB 44	ng/g (p.s.)	60.20	2.00	56.87	0.96	1.69%	94.5%	1.60%
PCB 52	ng/g (p.s.)	79.40	2.00	75.66	1.97	2.60%	95.3%	2.48%
PCB 66	ng/g (p.s.)	71.90	4.30	70.86	0.75	1.05%	98.6%	1.04%
PCB 101	ng/g (p.s.)	73.40	2.50	70.00	1.55	2.22%	95.4%	2.12%
PCB 105	ng/g (p.s.)	24.50	1.10	23.92	0.28	1.16%	97.6%	1.13%
PCB 118	ng/g (p.s.)	58.00	4.30	56.57	1.48	2.61%	97.5%	2.55%
PCB 128	ng/g (p.s.)	8.47	0.28	8.18	0.20	2.42%	96.6%	2.34%
PCB 138	ng/g (p.s.)	62.10	3.00	59.92	1.52	2.53%	96.5%	2.44%
PCB 153	ng/g (p.s.)	74.00	2.90	72.33	1.07	1.48%	97.7%	1.45%
PCB 156	ng/g (p.s.)	6.52	0.66	6.24	0.14	2.24%	95.8%	2.14%
PCB 170	ng/g (p.s.)	22.60	1.40	21.73	0.68	3.14%	96.1%	3.02%
PCB 180	ng/g (p.s.)	44.30	1.20	42.64	0.90	2.12%	96.2%	2.04%
PCB 187	ng/g (p.s.)	25.10	1.00	24.11	0.43	1.77%	96.0%	1.70%
PCB 195	ng/g (p.s.)	3.75	0.39	3.61	0.09	2.61%	96.2%	2.51%
PCB 206	ng/g (p.s.)	9.21	0.51	8.85	0.23	2.59%	96.1%	2.49%
PCB 209	ng/g (p.s.)	6.81	0.33	6.58	0.14	2.11%	96.7%	2.04%

Tabella 2.2.2.3. Dati utili alla stima dei limiti di detezione (LOD), dell'incertezza analitica (errore) ed alla verifica di QA/QC.

Analita	u.m.	Metodo	Decreto 173/2016			limiti analitici (n=5)			variabilità tra replicati (5x LOD; n=5)			variabilità tra replicati (10x LOD; n=5)			
			L1	L2	LOD	media	±ds	cv%	LOD (cv<10%)	media	±ds	cv%	media	±ds	cv%
Al	µg/g (p.s.)	AAS/Zeeman	n/a	n/a	1	0.05100	0.00918	18.0%	0.1	0.546	0.019	3.5%	37.777	0.355	0.9%
As	µg/g (p.s.)	AAS/Zeeman	12	20	1	0.03800	0.00635	16.7%	0.05	0.254	0.008	3.2%	34.019	0.265	0.8%
Cd	µg/g (p.s.)	AAS/Zeeman	0.3	0.8	0.03	0.00120	0.00023	19.0%	0.002	0.010	0.000	2.8%	30.352	0.289	1.0%
Cr	µg/g (p.s.)	AAS/Zeeman	50	150	1	0.00410	0.00074	18.1%	0.005	0.027	0.001	4.2%	42.224	0.426	1.0%
Cu	µg/g (p.s.)	AAS/Fiamma	40	52	1	0.01800	0.00304	16.9%	0.02	0.106	0.002	2.1%	21.359	0.154	0.7%
Fe	µg/g (p.s.)	AAS/Fiamma	n/a	n/a	1	0.35100	0.05792	16.5%	0.5	2.547	0.068	2.7%	28.282	0.339	1.2%
Hg	µg/g (p.s.)	AAS/Vapori freddi	0.3	0.8	0.03	0.00023	0.00004	18.2%	0.0005	0.003	0.000	3.0%	31.704	0.336	1.1%
Mn	µg/g (p.s.)	AAS/Fiamma	n/a	n/a	1	0.30300	0.05545	18.3%	0.5	2.517	0.121	4.8%	52.165	0.274	0.5%
Ni	µg/g (p.s.)	AAS/Zeeman	30	75	1	0.03700	0.00574	15.5%	0.05	0.253	0.008	3.1%	31.461	0.161	0.5%
Pb	µg/g (p.s.)	AAS/Zeeman	30	70	1	0.04600	0.00787	17.1%	0.05	0.268	0.008	2.8%	30.619	0.391	1.3%
Sn	µg/g (p.s.)	AAS/Zeeman	n/a	n/a	1	0.00034	0.00005	16.1%	0.0005	0.003	0.000	4.8%	52.723	0.604	1.1%
V	µg/g (p.s.)	AAS/Zeeman	n/a	n/a	1	0.02300	0.00430	18.7%	0.05	0.256	0.010	3.9%	41.606	0.408	1.0%
Zn	µg/g (p.s.)	AAS/Fiamma	100	150	1	0.41200	0.07457	18.1%	0.5	2.689	0.079	2.9%	29.441	0.420	1.4%
Sn org. tot.	µg/g (p.s.)	AAS/Zeeman	n/a	0.072	0.001	0.00043	0.00006	14.0%	0.0005	0.003	0.000	4.8%	47.915	0.272	0.6%
>C10-C12	µg/g (p.s.)	GD/FID	n/a	n/a	5	0.005352	0.000824	15.4%	0.01	0.054	0.002	4.3%	46.443	0.525	1.1%
>C12-C14	µg/g (p.s.)	GD/FID	n/a	n/a	5	0.005448	0.000850	15.6%	0.01	0.054	0.001	2.1%	22.521	0.225	1.0%
>C14-C16	µg/g (p.s.)	GD/FID	n/a	n/a	5	0.005741	0.000907	15.8%	0.01	0.050	0.002	4.4%	45.965	0.251	0.5%
>C16-C18	µg/g (p.s.)	GD/FID	n/a	n/a	5	0.005911	0.001011	17.1%	0.01	0.052	0.002	4.4%	45.945	0.479	1.0%
>C18-C20	µg/g (p.s.)	GD/FID	n/a	n/a	5	0.005940	0.001083	18.2%	0.01	0.050	0.002	3.8%	39.580	0.233	0.6%
>C20-C22	µg/g (p.s.)	GD/FID	n/a	n/a	5	0.005735	0.001067	18.6%	0.01	0.055	0.001	2.4%	26.847	0.314	1.2%
>C22-C24	µg/g (p.s.)	GD/FID	n/a	n/a	5	0.005670	0.001049	18.5%	0.01	0.052	0.002	3.1%	32.293	0.392	1.2%
>C24-C26	µg/g (p.s.)	GD/FID	n/a	n/a	5	0.005236	0.000916	17.5%	0.01	0.051	0.002	3.4%	34.352	0.379	1.1%
>C26-C28	µg/g (p.s.)	GD/FID	n/a	n/a	5	0.005354	0.000921	17.2%	0.01	0.053	0.001	2.3%	25.102	0.258	1.0%
>C28-C30	µg/g (p.s.)	GD/FID	n/a	n/a	5	0.005197	0.000873	16.8%	0.01	0.053	0.001	2.5%	27.289	0.333	1.2%
>C30-C32	µg/g (p.s.)	GD/FID	n/a	n/a	5	0.005484	0.000888	16.2%	0.01	0.052	0.001	2.3%	22.913	0.260	1.1%
>C32-C34	µg/g (p.s.)	GD/FID	n/a	n/a	5	0.005385	0.000824	15.3%	0.01	0.053	0.002	3.0%	30.413	0.435	1.4%
>C34-C36	µg/g (p.s.)	GD/FID	n/a	n/a	5	0.005417	0.000899	16.6%	0.01	0.053	0.002	3.9%	42.814	0.571	1.3%
>C36-C38	µg/g (p.s.)	GD/FID	n/a	n/a	5	0.005643	0.001041	18.5%	0.01	0.052	0.002	3.4%	35.896	0.454	1.3%
>C38-C40	µg/g (p.s.)	GD/FID	n/a	n/a	5	0.005959	0.001090	18.3%	0.01	0.052	0.001	2.5%	25.680	0.212	0.8%
Totali (C10-C40)	µg/g (p.s.)	GD/FID	n/a	50	5	n/a	n/a	n/a	0.01	0.052	0.002	4.2%	42.439	0.322	0.8%
Naftalene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	35	391	1	0.04427	0.00665	15.0%	0.1	0.504	0.011	2.1%	21.963	0.292	1.3%
Acenafilene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	n/a	n/a	1	0.02142	0.00376	17.5%	0.05	0.252	0.010	4.0%	41.632	0.594	1.4%
1-Metilnaftalene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	n/a	n/a	n/a	0.04509	0.00781	17.3%	0.1	0.525	0.026	5.0%	52.230	0.306	0.6%
2-Metilnaftalene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	n/a	n/a	n/a	0.04749	0.00769	16.2%	0.1	0.501	0.016	3.2%	34.369	0.473	1.4%
Acenafte	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	n/a	n/a	1	0.00446	0.00085	19.1%	0.01	0.055	0.002	3.2%	34.552	0.360	1.0%
Fluorene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	21	144	1	0.00437	0.00069	15.9%	0.01	0.053	0.001	2.5%	27.087	0.207	0.8%
Fenantrene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	87	544	1	0.00378	0.00069	18.3%	0.01	0.055	0.002	4.4%	46.264	0.505	1.1%
Antracene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	24	245	1	0.00468	0.00090	19.2%	0.01	0.052	0.002	4.6%	46.921	0.604	1.3%
Fluorantene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	110	1494	1	0.00403	0.00069	17.2%	0.01	0.054	0.001	2.6%	26.723	0.333	1.2%
Pirene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	153	1398	1	0.00318	0.00052	16.2%	0.01	0.052	0.002	3.3%	34.324	0.436	1.3%
Benzo(a)antracene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	75	500	1	0.00384	0.00059	15.4%	0.01	0.053	0.002	3.2%	34.268	0.457	1.3%
Crisene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	108	846	1	0.00339	0.00054	15.9%	0.01	0.052	0.002	4.5%	47.620	0.433	0.9%
7,12-Dimetilbenzo(a)antracene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	n/a	n/a	n/a	0.01504	0.00259	17.2%	0.05	0.255	0.009	3.6%	37.607	0.382	1.0%
Benzo(b)fluorantene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	40	500	1	0.00038	0.00007	17.6%	0.001	0.005	0.000	2.1%	22.307	0.188	0.8%
Benzo(k)fluorantene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	20	500	1	0.00049	0.00009	17.7%	0.001	0.005	0.000	4.1%	43.177	0.379	0.9%
Benzo(a)pirene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	30	100	1	0.00045	0.00008	17.2%	0.001	0.005	0.000	3.7%	37.880	0.255	0.7%
Dibenzo(ah)antracene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	n/a	n/a	1	0.00031	0.00006	19.2%	0.001	0.005	0.000	4.2%	43.719	0.598	1.4%
Benzo(ghi)perilene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	55	100	1	0.00038	0.00006	17.0%	0.001	0.005	0.000	4.6%	48.298	0.528	1.1%
Indeno(123cd)pirene	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	70	100	1	0.02305	0.00370	16.0%	0.05	0.273	0.008	2.9%	30.327	0.153	0.5%
IPA Totali	ng/g (p.s.)	HPLC/DAD/FLD	900	4000	1	n/a	n/a	n/a	0.001	0.005	0.000	4.1%	44.999	0.468	1.0%

Tabella 2.2.2.3. Continua

Analita	u.m.	Metodo	Decreto 173/2016			limiti analitici (n=5)			variabilità tra replicati (5x LOD; n=5)			variabilità tra replicati (10x LOD; n=5)			
			L1	L2	LOD	media	±ds	cv%	LOD (cv<10%)	media	±ds	cv%	media	±ds	cv%
Aldrin	ng/g (p.s.)	GC/MS	0.2	10	0.1	0.03929	0.00705	17.9%	0.1	0.522	0.015	2.9%	31.214	0.375	1.2%
a-Chlordane	ng/g (p.s.)	GC/MS	2.3	4.8	n/a	0.04133	0.00791	19.1%	0.1	0.516	0.017	3.4%	33.998	0.452	1.3%
g-Chlordane	ng/g (p.s.)	GC/MS	2.3	4.8	n/a	0.03708	0.00676	18.2%	0.1	0.542	0.013	2.4%	24.972	0.176	0.7%
p,p'-DDD	ng/g (p.s.)	GC/MS	0.8	7.8	0.1	0.04016	0.00621	15.5%	0.1	0.548	0.015	2.7%	27.771	0.324	1.2%
p,p'-DDE	ng/g (p.s.)	GC/MS	1.8	3.7	0.1	0.03538	0.00634	17.9%	0.1	0.542	0.013	2.5%	26.576	0.235	0.9%
p,p'-DDT	ng/g (p.s.)	GC/MS	1	4.8	0.1	0.04275	0.00782	18.3%	0.1	0.542	0.024	4.5%	47.148	0.407	0.9%
Dichlorobenzidine	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03947	0.00655	16.6%	0.1	0.541	0.012	2.3%	24.429	0.222	0.9%
Dieldrin	ng/g (p.s.)	GC/MS	0.7	4.3	0.1	0.04116	0.00748	18.2%	0.1	0.513	0.012	2.3%	24.640	0.306	1.2%
Endosulfan I	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04448	0.00693	15.6%	0.1	0.531	0.023	4.4%	46.950	0.517	1.1%
Endosulfan II	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03176	0.00528	16.6%	0.1	0.521	0.026	5.0%	51.398	0.690	1.3%
Endosulfan sulfate	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04610	0.00784	17.0%	0.1	0.516	0.020	4.0%	41.848	0.259	0.6%
Endrin	ng/g (p.s.)	GC/MS	2.7	10	0.1	0.03045	0.00524	17.2%	0.1	0.518	0.017	3.4%	34.743	0.236	0.7%
Endrin aldehyde	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03722	0.00641	17.2%	0.1	0.521	0.025	4.8%	51.745	0.633	1.2%
Endrin ketone	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04842	0.00865	17.9%	0.1	0.508	0.012	2.4%	26.726	0.337	1.3%
Heptachlor	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03382	0.00586	17.3%	0.1	0.547	0.013	2.3%	24.202	0.333	1.4%
Heptachlor epoxide	ng/g (p.s.)	GC/MS	0.6	2.7	0.1	0.03541	0.00571	16.1%	0.1	0.503	0.015	3.1%	32.577	0.316	1.0%
Hexachlorobenzene	ng/g (p.s.)	GC/MS	0.4	50	n/a	0.04953	0.00768	15.5%	0.1	0.531	0.024	4.5%	47.851	0.638	1.3%
Hexachlorobutadiene	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03747	0.00653	17.4%	0.1	0.549	0.019	3.5%	36.630	0.199	0.5%
a-Lindane	ng/g (p.s.)	GC/MS	0.2	10	0.1	0.03002	0.00569	18.9%	0.1	0.536	0.020	3.8%	40.046	0.494	1.2%
b-Lindane	ng/g (p.s.)	GC/MS	0.2	10	0.1	0.04984	0.00791	15.9%	0.1	0.540	0.020	3.7%	37.456	0.261	0.7%
d-Lindane	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04341	0.00784	18.1%	0.1	0.512	0.021	4.1%	42.736	0.370	0.9%
g-Lindane	ng/g (p.s.)	GC/MS	0.2	1	0.1	0.03069	0.00501	16.3%	0.1	0.532	0.025	4.7%	51.007	0.381	0.7%
Methoxychlor	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03511	0.00610	17.4%	0.1	0.543	0.019	3.6%	37.782	0.471	1.2%
Mirex	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03344	0.00604	18.1%	0.1	0.533	0.017	3.2%	33.988	0.362	1.1%
2-Chlorophenol	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03639	0.00702	19.3%	0.1	0.535	0.013	2.4%	24.689	0.240	1.0%
4-Chlorophenol	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03965	0.00746	18.8%	0.1	0.509	0.023	4.6%	49.235	0.594	1.2%
2,4-Dichlorophenol	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03326	0.00602	18.1%	0.1	0.516	0.020	3.8%	40.516	0.493	1.2%
2,4,6-Trichlorophenol	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04383	0.00849	19.4%	0.1	0.525	0.017	3.2%	34.397	0.206	0.6%
2-Chlorobiphenyl	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03989	0.00608	15.2%	0.1	0.535	0.017	3.2%	33.902	0.192	0.6%
3-Chlorobiphenyl	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03120	0.00576	18.5%	0.1	0.505	0.023	4.6%	49.515	0.695	1.4%
4-Chlorobiphenyl	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03767	0.00669	17.8%	0.1	0.530	0.019	3.6%	38.128	0.545	1.4%
PCB4	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04365	0.00798	18.3%	0.1	0.549	0.025	4.5%	45.273	0.290	0.6%
PCB7	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03276	0.00619	18.9%	0.1	0.523	0.012	2.3%	23.935	0.248	1.0%
PCB8	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04599	0.00705	15.3%	0.1	0.508	0.013	2.6%	27.355	0.327	1.2%
PCB11	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04569	0.00687	15.0%	0.1	0.539	0.014	2.7%	27.314	0.340	1.2%
PCB13	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03438	0.00532	15.5%	0.1	0.533	0.018	3.4%	37.272	0.234	0.6%
PCB15	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03877	0.00585	15.1%	0.1	0.531	0.025	4.7%	50.094	0.457	0.9%
PCB16	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03629	0.00595	16.4%	0.1	0.541	0.016	3.0%	31.332	0.216	0.7%
PCB17	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03914	0.00628	16.1%	0.1	0.501	0.011	2.2%	21.815	0.315	1.4%
PCB18	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03873	0.00735	19.0%	0.1	0.535	0.016	3.0%	29.960	0.413	1.4%
PCB19	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03088	0.00533	17.3%	0.1	0.516	0.015	3.0%	31.881	0.464	1.5%
PCB23	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03961	0.00758	19.1%	0.1	0.545	0.013	2.4%	24.947	0.127	0.5%
PCB26	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04175	0.00686	16.4%	0.1	0.541	0.013	2.4%	25.285	0.152	0.6%
PCB28	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	0.1	0.03114	0.00583	18.7%	0.1	0.513	0.014	2.7%	27.734	0.299	1.1%
PCB32	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03908	0.00626	16.0%	0.1	0.539	0.011	2.1%	23.002	0.290	1.3%
PCB33	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04268	0.00685	16.0%	0.1	0.527	0.025	4.8%	51.385	0.694	1.4%
PCB36	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03968	0.00737	18.6%	0.1	0.548	0.013	2.4%	25.837	0.198	0.8%
PCB38	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04814	0.00732	15.2%	0.1	0.514	0.013	2.5%	27.317	0.367	1.3%
PCB40	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03627	0.00619	17.1%	0.1	0.549	0.027	5.0%	53.836	0.764	1.4%

Tabella 2.2.2.3. Continua

Analita	u.m.	Metodo	Decreto 173/2016			limiti analitici (n=5)				variabilità tra replicati (5x LOD; n=5)			variabilità tra replicati (10x LOD; n=5)		
			L1	L2	LOD	media	±ds	cv%	LOD (cv<10%)	media	±ds	cv%	media	±ds	cv%
PCB42	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03696	0.00610	16.5%	0.1	0.529	0.013	2.6%	27.853	0.386	1.4%
PCB44	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04530	0.00729	16.1%	0.1	0.500	0.024	4.9%	51.333	0.386	0.8%
PCB45	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04306	0.00780	18.1%	0.1	0.511	0.011	2.1%	22.396	0.119	0.5%
PCB46	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03659	0.00596	16.3%	0.1	0.526	0.024	4.6%	47.242	0.536	1.1%
PCB47	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04853	0.00813	16.7%	0.1	0.528	0.015	2.9%	29.428	0.280	1.0%
PCB52	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	0.1	0.03183	0.00532	16.7%	0.1	0.509	0.018	3.5%	36.982	0.321	0.9%
PCB58	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03894	0.00586	15.1%	0.1	0.518	0.018	3.5%	37.166	0.481	1.3%
PCB66	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04901	0.00857	17.5%	0.1	0.514	0.016	3.1%	32.941	0.435	1.3%
PCB70	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03794	0.00625	16.5%	0.1	0.503	0.014	2.8%	28.911	0.148	0.5%
PCB77	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	0.1	0.03077	0.00514	16.7%	0.1	0.547	0.019	3.5%	37.527	0.505	1.3%
PCB81	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	0.1	0.04290	0.00827	19.3%	0.1	0.545	0.015	2.7%	27.937	0.336	1.2%
PCB90	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04932	0.00884	17.9%	0.1	0.509	0.014	2.7%	27.328	0.378	1.4%
PCB101	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	0.1	0.04205	0.00810	19.3%	0.1	0.516	0.020	3.9%	42.708	0.454	1.1%
PCB105	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03936	0.00714	18.1%	0.1	0.527	0.024	4.5%	46.416	0.557	1.2%
PCB118	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	0.1	0.03488	0.00564	16.2%	0.1	0.507	0.017	3.4%	36.830	0.365	1.0%
PCB126	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	0.1	0.03831	0.00713	18.6%	0.1	0.531	0.013	2.4%	26.359	0.159	0.6%
PCB127	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03703	0.00616	16.6%	0.1	0.519	0.014	2.7%	27.572	0.215	0.8%
PCB128	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	0.1	0.04796	0.00765	15.9%	0.1	0.512	0.018	3.5%	37.449	0.244	0.7%
PCB130	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04364	0.00827	18.9%	0.1	0.527	0.017	3.2%	34.050	0.238	0.7%
PCB138	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	0.1	0.04087	0.00774	18.9%	0.1	0.528	0.016	3.1%	33.405	0.289	0.9%
PCB146	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03925	0.00601	15.3%	0.1	0.505	0.014	2.8%	30.155	0.282	0.9%
PCB153	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	0.1	0.03648	0.00681	18.7%	0.1	0.547	0.027	5.0%	53.753	0.385	0.7%
PCB156	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	0.1	0.04631	0.00719	15.5%	0.1	0.515	0.021	4.0%	41.938	0.423	1.0%
PCB169	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	0.1	0.04011	0.00683	17.0%	0.1	0.530	0.017	3.3%	34.471	0.492	1.4%
PCB170	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03426	0.00621	18.1%	0.1	0.519	0.012	2.3%	24.347	0.251	1.0%
PCB175	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03915	0.00743	19.0%	0.1	0.507	0.021	4.1%	44.416	0.269	0.6%
PCB180	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	0.1	0.04256	0.00700	16.4%	0.1	0.539	0.014	2.6%	27.222	0.251	0.9%
PCB182	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04380	0.00786	18.0%	0.1	0.527	0.025	4.8%	51.000	0.408	0.8%
PCB187	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03078	0.00502	16.3%	0.1	0.548	0.020	3.6%	37.683	0.545	1.4%
PCB195	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03672	0.00570	15.5%	0.1	0.517	0.022	4.2%	44.440	0.348	0.8%
PCB206	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03972	0.00739	18.6%	0.1	0.516	0.019	3.7%	38.767	0.243	0.6%
PCB209	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03923	0.00634	16.2%	0.1	0.533	0.020	3.7%	37.434	0.210	0.6%
PCB Totali	ng/g (p.s.)	GC/MS	8	60	0.1	0.04343	0.00701	16.1%	0.1	0.529	0.020	3.7%	38.166	0.480	1.3%
Azinphos-methyl	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04858	0.00939	19.3%	0.1	0.543	0.012	2.3%	23.204	0.330	1.4%
Chlorpyrifos	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04359	0.00719	16.5%	0.1	0.504	0.013	2.5%	25.149	0.294	1.2%
Dichlorvos	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03874	0.00709	18.3%	0.1	0.518	0.026	5.0%	54.074	0.491	0.9%
Disulfoton	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04262	0.00734	17.2%	0.1	0.538	0.024	4.5%	46.242	0.585	1.3%
Ethioprophos	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04825	0.00773	16.0%	0.1	0.547	0.013	2.4%	26.438	0.368	1.4%
Fenclorphos	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03747	0.00690	18.4%	0.1	0.538	0.016	3.0%	31.375	0.245	0.8%
Methyl parathion	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03722	0.00618	16.6%	0.1	0.504	0.022	4.3%	47.754	0.567	1.2%
Metolcarb	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04761	0.00725	15.2%	0.1	0.550	0.022	3.9%	42.516	0.578	1.4%
Prothiofos	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03548	0.00607	17.1%	0.1	0.517	0.025	4.8%	48.810	0.714	1.5%
PBDE28	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04173	0.00681	16.3%	0.1	0.505	0.023	4.5%	47.285	0.497	1.1%
PBDE47	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04630	0.00822	17.8%	0.1	0.504	0.019	3.7%	38.435	0.378	1.0%
PBDE99	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03463	0.00524	15.1%	0.1	0.504	0.020	3.9%	40.496	0.234	0.6%
PBDE100	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03289	0.00538	16.4%	0.1	0.541	0.011	2.0%	20.730	0.276	1.3%
PBDE153	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03646	0.00566	15.5%	0.1	0.510	0.022	4.3%	43.922	0.220	0.5%
PBDE154	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04367	0.00675	15.5%	0.1	0.514	0.018	3.4%	36.123	0.248	0.7%
PBDE183	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03862	0.00721	18.7%	0.1	0.515	0.021	4.0%	41.186	0.299	0.7%
Hexabromocyclododecane	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.04243	0.00816	19.2%	0.1	0.548	0.025	4.6%	46.924	0.579	1.2%
Tetrabromobisphenol A	ng/g (p.s.)	GC/MS	n/a	n/a	n/a	0.03629	0.00662	18.2%	0.1	0.509	0.020	3.8%	39.143	0.236	0.6%

2.2.3 Analisi per la caratterizzazione ecotossicologica

Caratteristiche granulometriche dei sedimenti per i saggi in fase solida

Per la determinazione delle caratteristiche granulometriche del sedimento, ogni campione (circa 70 g) è stato trattato con una soluzione di perossido di idrogeno ed acqua distillata (1:8) per 48 h a temperatura ambiente, per facilitare la separazione dei granuli. Successivamente il campione di sedimento è stato setacciato su maglia 63 μm in umido con acqua distillata, al fine di ottenere la separazione di due frazioni, che sono state essiccate in stufa a 60°C ed infine pesate. Dopo questa prima fase di separazione, si è proceduto con la separazione del sedimento con granulometria > 63 μm (sabbia e ghiaia) con pile di setacci da 2000, 1000, 500, 250, 125 e 63 μm ; si è pesato il sedimento corrispondente a ciascun intervallo e al termine delle operazioni si è calcolata la percentuale delle varie frazioni all'interno del campione.

Preparazione dell'elutriato

L'elutriato è stato preparato in accordo con il protocollo *standard US EPA* (1991) combinando in peso quattro parti di acqua di mare filtrata con una parte di sedimento. Il tutto è stato messo ad agitare per 1 h a 400 giri/min. La fase liquida è stata quindi raccolta e centrifugata per 20 min a 1200 *xg*. Subcampioni di surnatante sono stati congelati e utilizzati nei vari test, in modo da impiegare sempre lo stesso campione nel corso dei vari esperimenti. Il congelamento infatti non altera in modo significativo le caratteristiche dei nutrienti (NO_3 e PO_4) della fase liquida (Clementson & Wayte, 1992) e non determina differenze significative tra la tossicità di campioni di matrici acquose appena estratte o congelate (Carr & Chapman, 1995). Il congelamento è pertanto un passaggio indispensabile per garantire la confrontabilità fra i dati sperimentali, in quanto permette di stoccare adeguatamente i subcampioni rendendoli disponibili per la ripetizione del saggio in periodi diversi.

Saggio biologico con *Vibrio fischeri* in fase solida

Vibrio fischeri è un batterio marino Gram-negativo ed eterotrofo, appartenente alla famiglia delle Vibrionaceae. È cosmopolita, ma con maggior diffusione nelle fasce temperate e subtropicali.

Il sistema *Microtox*® è un test biologico di tossicità acuta basato sulla misura della bioluminescenza naturale di questa specie. Poiché in presenza di contaminanti l'emissione di luce da parte di *V. fischeri* diminuisce, l'eventuale inibizione della bioluminescenza a seguito dell'esposizione del batterio ad una sostanza nota o ad un campione naturale di acqua o sedimento, consente di valutare il grado di tossicità della sostanza o della matrice testata.

Il sistema di misura risulta piuttosto versatile in quanto è applicabile a matrici naturali, in particolare acquose (acqua interstiziale, elutriato, ecc.) e solide (fanghi, sedimenti), nonché a soluzioni acquose di sostanze tossiche pure sia organiche che inorganiche.

Protocolli di riferimento e procedura adottata

Questo saggio è stato applicato direttamente alla fase solida, preparata per semplice centrifugazione refrigerata (1200 xg a 4°C per 30'), eliminando successivamente l'acqua interstiziale come sovrantante.

Il metodo utilizzato è riconducibile al protocollo standard ISO 11348 (2006). In particolare ai campioni di sedimento centrifugato è stato applicato il protocollo *Solid Phase Test* (SPT) con la procedura *Large Sample Method* (Azur Environmental, 1995) organizzato con 9-12 diluizioni e 3 controlli a seconda della granulometria del campione. Il test prevede una prima esposizione di 20 minuti durante i quali i batteri si trovano a diretto contatto con il sedimento ed una seconda fase di ulteriori 10 minuti in cui la risospensione batterica viene incubata nel luminometro.

Poiché il test in fase solida viene effettivamente applicato sulla frazione granulometrica < 1 mm e poiché la componente naturale della tossicità è funzione della frazione pelitica, l'analisi granulometrica è stata necessaria per la valutazione del reale livello di tossicità acuta.

L'emissione della bioluminescenza è stata misurata all'interno del luminometro M500, dotato di pozzetti termostatati a 15 °C per i controlli e i campioni, e a 4°C per il reagente. La relazione dose-risposta, ovvero concentrazione del campione-inibizione della bioluminescenza, è stata elaborata mediante il software dedicato (*Microtox OmniTM v. 1.16*).

Saggio biologico con *Phaeodactylum tricornutum*

La metodica del saggio algale è stata recentemente aggiornata nella norma UNI ISO 10253 (2006) che prevede l'utilizzo di *Phaeodactylum tricornutum* Bohlin, o *Skeletonema costatum*. Entrambe le alghe possono essere impiegate, utilizzando tale protocollo, per saggi con elutriati o estratti da sedimento intero o con acqua sovrantante o interstiziale.

Il principio del test consiste nell' esporre una coltura algale pura in fase di crescita esponenziale per diverse generazioni a concentrazioni note di campione, in condizioni fisico-chimiche standardizzate e con un definito e omogeneo apporto di nutrienti. Al termine del periodo d'incubazione viene confrontata la crescita algale nel campione con quella del controllo.

Il saggio biologico è stato eseguito seguendo i protocolli ISO 10253 (2006) e ARPAT (1998), con alcune modifiche specifiche.

Mantenimento della coltura algale madre e fasi preparatorie

Le colture cellulari madri sono state mantenute in opportuno mezzo di crescita con periodici rinnovi per mantenerle nella fase di crescita esponenziale. A partire dalla coltura madre, una pre-coltura con una densità cellulare compresa tra $2 \cdot 10^3$ e 10^4 cells ml⁻¹ è stata preparata 2-4 giorni prima dell'inizio del test ed incubata alle stesse condizioni previste per il test. La densità cellulare raggiunta dalla pre-coltura è stata

poi valutata immediatamente prima dell'utilizzo, per la preparazione della coltura di inoculo a densità cellulare definita.

Metodologia di esecuzione del test

L'elutriato ottenuto da ciascun campione di sedimento è stato testato tal quale. Un'aliquota della coltura di inoculo è stata quindi addizionata alla soluzione test (elutriato puro o diluito) e ad una appropriata quantità di mezzo di coltura concentrato. La soluzione così ottenuta, con una densità cellulare compresa tra 8×10^3 e 1.2×10^4 cells ml⁻¹, è stata quindi distribuita in triplice replica in piastre monouso sterili a 6 pozzetti (Environment Canada, 1992) e posta per 72 h in camera termostatica a $20 \pm 2^\circ\text{C}$, con regime di illuminazione continua del tipo *cool white* e con una intensità compresa tra 7.000 e 8.000 lux.

Acqua di mare naturale, filtrata a $0,22 \mu\text{m}$, è stata considerata come controllo negativo. In contemporanea, un controllo positivo è stato effettuato utilizzando bicromato di potassio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$) come tossico di riferimento per controllare la procedura e la sensibilità del test (concentrazioni testate 25, 12.5 e 6.25 mg l⁻¹). Al termine del prefissato periodo di incubazione è stata determinata la crescita algale di ogni replicato, attraverso letture al microscopio ottico.

Analisi dei risultati

Per ciascun campione e per il controllo la crescita cellulare registrata al termine del test è stata comparata con il numero di cellule iniziali determinando:

Cf = concentrazione finale (cells ml⁻¹)

Ci = concentrazione iniziale (cells ml⁻¹)

Percentuale di inibizione

Saggio di embriotossicità

Questo test può essere condotto sia con il riccio, *Paracentrotus lividus*, che con l'ostrica, *Crassostrea gigas*. La matrice ambientale soggetta alla valutazione ecotossicologica in questo saggio biologico è l'elutriato che fornisce informazioni sulla tossicità di tutte le componenti estraibili in acqua.

L'elutriato, preparato come descritto precedentemente, viene testato diluito al 50% come indicazione del protocollo ISPRA 2017, dopo opportuna diluizione con acqua di mare filtrata.

Raccolta degli organismi

Per assicurare la maturità sessuale, i ricci di mare adulti (*Paracentrotus lividus*) vengono raccolti tra settembre e maggio (Fenaux, 1968). Esemplari adulti sono stati prelevati da una zona costiera non

influenzata da fonti di inquinamento antropico o industriale, ad una profondità tra 1 e 3 m. Gli animali raccolti sono posti in un contenitore di plastica e ricoperti con abbondante carta bibula umida per minimizzare lo stress da trasporto ed evitare così possibili emissioni di gameti. In laboratorio gli esemplari vengono posti in una camera termostata, in acquari di vetro contenenti acqua di mare raccolta nello stesso sito di campionamento e dotati di un sistema di areazione e di filtraggio (20-30 individui per 100 l di acqua). Periodicamente vengono controllati temperatura ($16 \pm 1^\circ\text{C}$), salinità (34‰ - 38‰), pH (7,8 - 8,2), ammoniaca e nitrati. In questo modo i ricci sono mantenuti in condizioni stabili, almeno per una settimana.

Le ostriche (*Crassostrea gigas*) adulte vengono invece acquistate presso un impianto di acquacoltura che garantisce la maturità sessuale in qualsiasi periodo dell'anno. In laboratorio gli esemplari vengono posti in una camera termostata, in acquari di vetro contenenti acqua di mare dotati di un sistema di areazione e di filtraggio. Periodicamente vengono controllati temperatura ($16 \pm 1^\circ\text{C}$), salinità (34‰ - 38‰), pH (7,8 - 8,2), ammoniaca e nitrati. In questo modo le ostriche sono mantenute in condizioni stabili.

Modalità di esecuzione del test di embriotossicità

La fase vera e propria del test consiste nell'ottenere gli zigoti attraverso l'unione della sospensione spermatica (concentrazione desiderata) con la sospensione di uova in un rapporto spermatozoi:uova di 10:1. Il *beaker* viene mantenuto a $18 \pm 1^\circ\text{C}$ per almeno 20 min affinché possa avvenire la fecondazione delle uova. Il saggio di embriotossicità viene eseguito esponendo 1 ml di soluzione di uova fecondate a 10 ml della soluzione test (elutriato puro o diluito) in cella termostatica al buio a $18 \pm 1^\circ\text{C}$ per 48 h per i ricci, e 24 h per le ostriche al fine di garantire che tutti gli zigoti raggiungano lo stadio di larva (pluteo o veliger) nel controllo negativo. Il test viene fissato con 1 ml di fissativo di Lugol ed etanolo. La stima della percentuale di plutei o veliger normali avviene contando 100 larve. Nel riccio, per ottenere una stima più accurata degli effetti embriotossici, si distinguono le anomalie dello sviluppo distinguendo tra plutei malformati, cioè larve sviluppate ma che presentano malformazioni scheletriche e/o all'apparato digerente, e fasi pre-larvali di blastula, gastrula, prisma e pluteo precoce, che si sono bloccate prima del raggiungimento del completo sviluppo (Morrone et al., 2016). Nelle ostriche per ottenere una stima più accurata degli effetti embriotossici, si distinguono le anomalie dello sviluppo del veliger, cioè larve sviluppate ma che presentano malformazioni o che si sono bloccate prima del raggiungimento del completo sviluppo.

Elaborazione dei dati

L'effetto tossico del campione viene determinato dalla percentuale di embrioni malformati rispetto a un controllo di acqua di mare (ASTM, 1995). Il test viene considerato accettabile se il tasso di sviluppo di plutei normoformati del controllo oscilla tra il 70%-90% per il riccio e 40-70% per l'ostrica. Inoltre, il valore di EC50 del tossico di riferimento (Nitrato di rame) deve essere di circa $34,6 - 68,3 \mu\text{g l}^{-1}$ per il riccio e $23,1-35,0 \mu\text{g l}^{-1}$ per l'ostrica.

2.2.4 Applicazione dei criteri di integrazione ponderata per l'elaborazione dei dati chimici ed ecotossicologici e la valutazione della classe di qualità

Criteri di integrazione ponderata per l'elaborazione dei dati chimici e la definizione dell'indice di pericolo chimico dei sedimenti

I risultati analitici ottenuti per i sedimenti sono stati elaborati mediante il software *SediQualsoft 109.0*[®], applicando i criteri di integrazione ponderata che sono stati recepiti dal DM n. 173 del 15 luglio 2016 "*Regolamento recante modalità e criteri tecnici per l'autorizzazione all'immersione in mare dei materiali di escavo di fondali marini*". La successiva integrazione con i risultati ecotossicologici ha permesso di determinare la classificazione della qualità dei sedimenti mediante la procedura descritta nell'allegato tecnico del DM 173/2016.

I criteri di integrazione ponderata elaborano un indice di pericolo chimico complessivo basato sul confronto tra le concentrazioni delle sostanze misurate nei sedimenti ed i riferimenti normativi nazionali L1 e L2 (DM 173/2016), che valuta il numero dei contaminanti che eccedono tali riferimenti, la pericolosità di tali parametri, e l'entità dei superamenti misurati. Viene dunque abbandonata la logica del mero superamento del valore tabellare, anche minimo e da parte di un unico parametro, come principio fondamentale per la classificazione chimica.

Tutti i parametri chimici di cui è prevista l'analisi, hanno un "peso" (da 1 a 1.3) a seconda che non siano contemplati dalla Direttiva 2013/39/UE (peso 1), o che al contrario siano inseriti nella lista delle sostanze "prioritarie" (peso 1.1) o in quella delle sostanze "pericolose e prioritarie" (peso 1.3). Il diverso peso assegnato ai vari composti ha lo scopo di conferire una maggiore rilevanza nella classificazione chimica dei sedimenti alla variazione di quegli inquinanti che siano caratterizzati da una più elevata tossicità, tendenza al bioaccumulo e persistenza nell'ambiente (Piva et al., 2011; Benedetti et al., 2012).

L'elaborazione dei dati chimici inizia con il confronto delle concentrazioni misurate per ciascun parametro rispetto ai valori indicati nei riferimenti normativi. In funzione del riferimento, per ciascun parametro chimico analizzato, viene calcolata la variazione rispetto al limite, ovvero il *Ratio To Reference (RTR)* (equazione 3 del *flow-chart* di Figura 2.2.4.1); il valore di *RTR* viene corretto in funzione del "peso" del contaminante per ottenere un valore di RTR_w (equazione 4), al fine di enfatizzare l'importanza delle variazioni osservate per i contaminanti più pericolosi. Il calcolo dell'indice di pericolo quantitativo (*Hazard Quotient*), specifico per la caratterizzazione chimica dei sedimenti (HQ_c), è ottenuto dalla media di tutti gli RTR_w dei parametri con $RTR \leq 1$ (cioè valori inferiori rispetto al limite del riferimento), addizionato con la sommatoria Σ degli RTR_w di tutti i contaminanti con $RTR > 1$ (equazione 5), dove N e M sono il numero dei parametri con RTR rispettivamente \leq o > 1 , mentre j e k sono indici che permettono di ripetere il calcolo per N o M volte (Piva et al., 2011; Benedetti et al., 2012).

L'indice chimico HQ_C è assegnato ad una classe di pericolo (da assente a molto alto), identificata da un diverso colore: Assente/bianco se $HQ_C < 0.7$; Trascurabile/verde se $0.7 \geq HQ_C < 1.3$; Basso/azzurro se $1.3 \geq HQ_C < 2.6$; Medio/giallo se $2.6 \geq HQ_C < 6.5$; Alto/rosso se $6.5 \geq HQ_C < 13$; Molto Alto/nero se $HQ_C \geq 13$ (equazione 6).

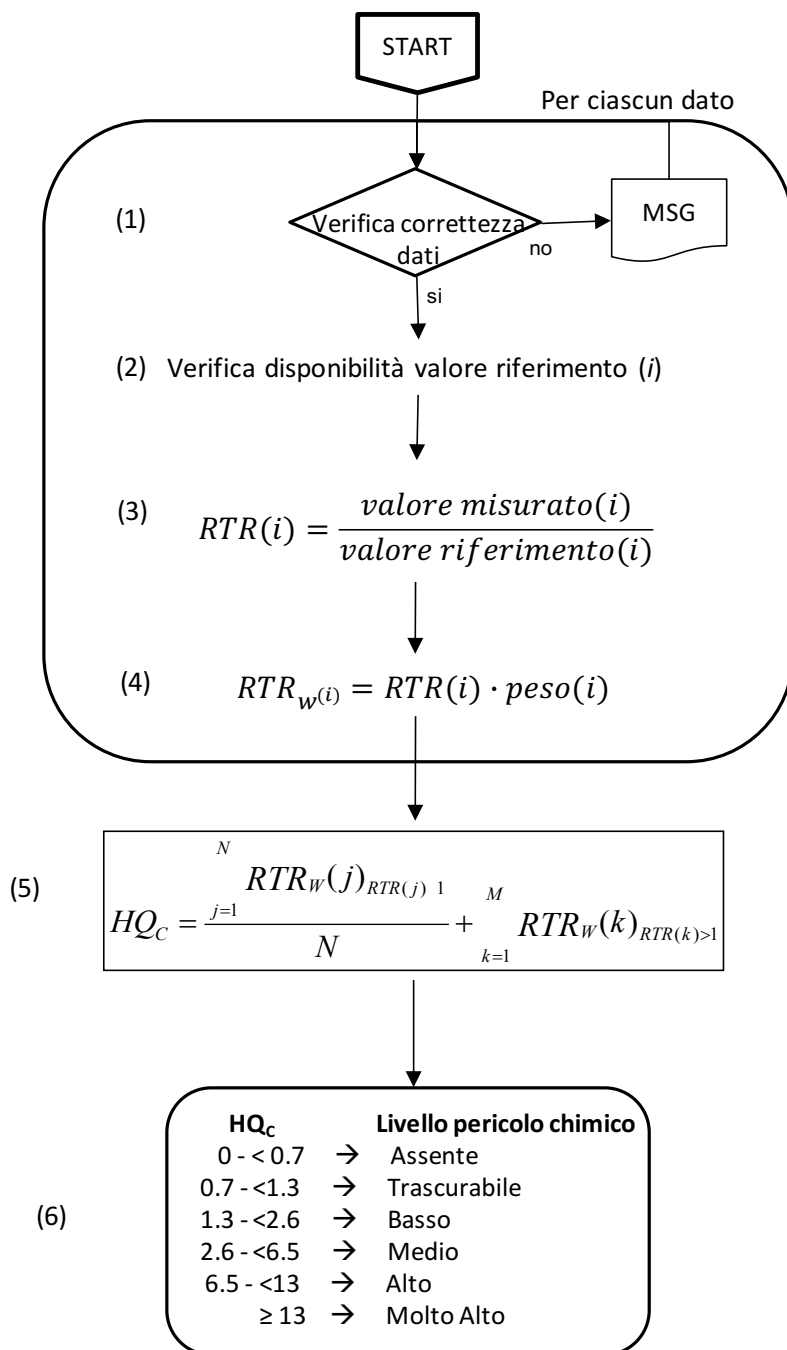


Figura 2.2.4.1. Flow-chart con la procedura per l'elaborazione dei dati di caratterizzazione chimica dei sedimenti.

Criteria di integrazione ponderata per l'elaborazione dei dati ecotossicologici e la definizione dell'indice di pericolo ecotossicologico dei sedimenti

L'elaborazione dei risultati ecotossicologici dei sedimenti è stata effettuata applicando i criteri di integrazione ponderata che sono stati recepiti dal D.M. n. 173 del 15 luglio 2016 *“Regolamento recante modalità e criteri tecnici per l'autorizzazione all'immersione in mare dei materiali di escavo di fondali marini”*.

Tali criteri considerano aspetti importanti e caratteristiche specifiche dei singoli saggi biologici utilizzati nella batteria, tra cui la rilevanza tossicologica della risposta biologica misurata, l'entità e la significatività statistica della differenza di effetto tra campione e controllo, la sensibilità della specie testata, la tipologia di esposizione (acuta o cronica) e la matrice testata. In questo senso, per ciascuno dei saggi previsti nelle diverse tipologie di batterie è prevista una “soglia” di effetto che rappresenta la variazione minima ritenuta biologicamente significativa per ciascuna condizione sperimentale, e dei “pesi” che vengono attribuiti a ciascun saggio in funzione della rilevanza biologica dell'*end-point* misurato, della durata dell'esposizione, della matrice testata (Piva et al., 2011; Benedetti et al., 2012).

Vengono di seguito descritti i passaggi e le procedure di calcolo per l'integrazione dei risultati e la formulazione del giudizio di tossicità di cui è riportato uno schema complessivo nella figura 2.2.4.2:

- dopo la verifica dei dati, per ciascun saggio biologico viene calcolato l'effetto (E_i), inteso come variazione percentuale dell'*end-point* misurato, compensato tramite la correzione di Abbott rispetto alle variazioni osservate nel controllo (equazione 2 del *flow-chart* di figura 2.2.4.2);
- l'effetto E_i viene corretto in base alla significatività statistica della variazione rispetto ai controlli, applicando il coefficiente Z (punto 3). Questa correzione riduce progressivamente il peso complessivo di un saggio non statisticamente significativo, ma non ne elimina completamente il contributo alla batteria;
- ciascun effetto (E_i) moltiplicato per il suo coefficiente Z , viene rapportato con la “soglia” specifica per quel saggio (equazione 4); l'effetto corretto (E_{i_w}) così ottenuto indica di quante volte la variazione misurata in un saggio supera quella ritenuta biologicamente rilevante;
- solo per determinati saggi, quando sia possibile ottenere un eventuale effetto ormetico (come nel caso della bioluminescenza batterica o della crescita algale), viene assegnato un valore di E_{i_w} pari a 0 se l'effetto ormetico è < 40%, 1.25 se l'effetto ormetico è > 40% ma < 100%, pari a 1.5 se l'effetto ormetico è >100%;
- l'indice di pericolo complessivo della batteria di saggi ecotossicologici (*Hazard Quotient*, $HQ_{Batteria}$) viene calcolato come sommatoria degli effetti pesati (E_{i_w}) dei singoli saggi (equazione 5 del *flow-chart*), ulteriormente corretti secondo il fattore W_2 che corrisponde al prodotto dei pesi assegnati in funzione della

rilevanza biologica dell'*endpoint* considerato, della rilevanza ecologica della matrice testata, dell'esposizione acuta o cronica degli organismi.

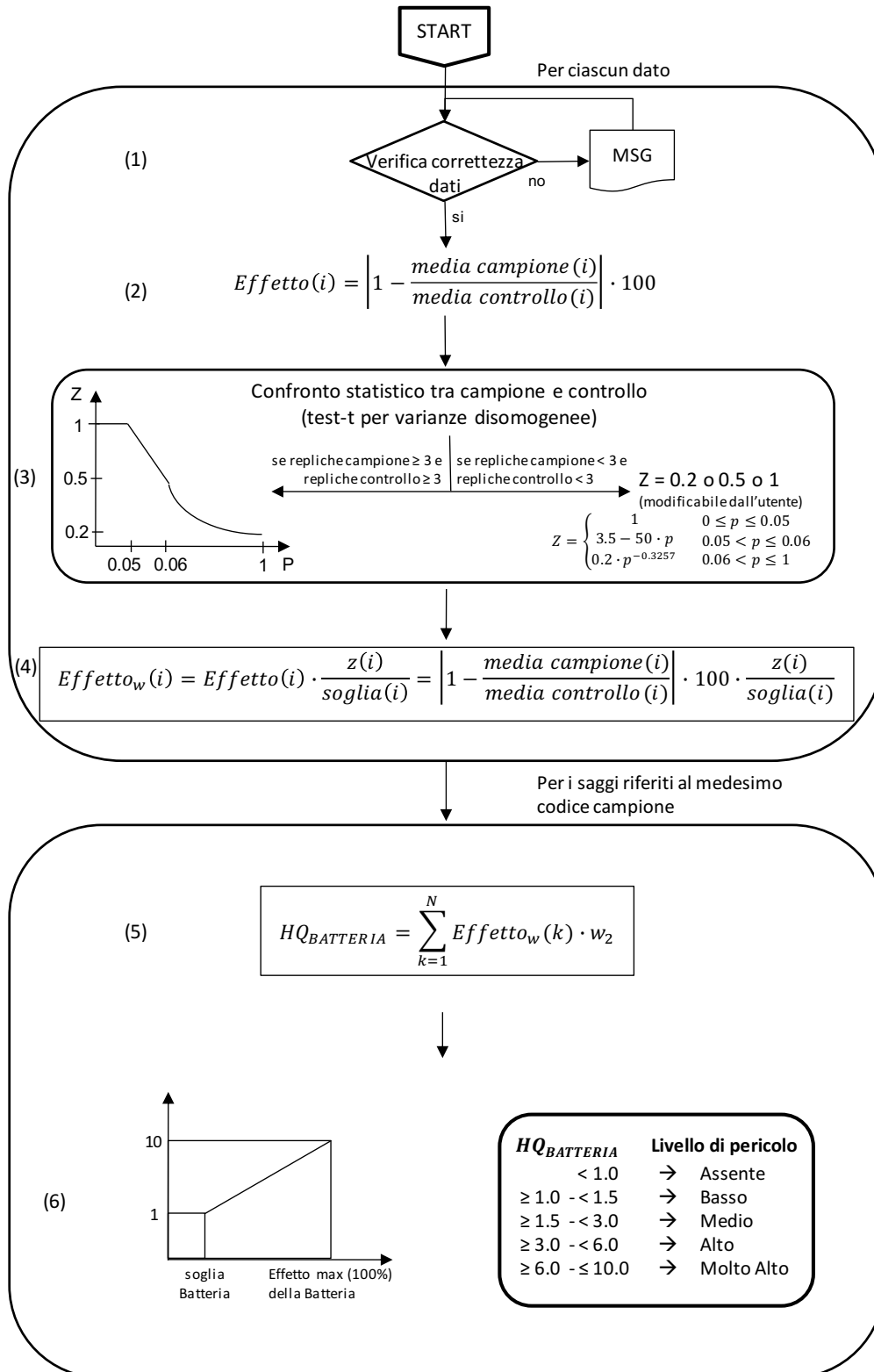


Figura 2.2.4.2. Flow-chart con la procedura per l'elaborazione dei dati di caratterizzazione ecotossicologica dei sedimenti

• Per l'attribuzione del livello di pericolo derivante dalla batteria di saggi ecotossicologici, il valore ottenuto per l'indice $HQ_{Batteria}$ è normalizzato ad una scala compresa tra 0 e 10 (equazione 6), dove 1 corrisponde al valore di soglia della batteria (cioè il valore di HQ che si otterrebbe se tutti i saggi della batteria mostrassero un effetto pari alla rispettiva soglia) e 10 corrisponde al valore massimo della batteria (quando tutti i saggi mostrano il 100% di effetto). A seconda del valore dell' $HQ_{Batteria}$ normalizzato, il livello di pericolo ecotossicologico viene attribuito ad una classe di gravità (da assente a molto alto), identificata da un diverso colore: Assente/bianco se $HQ_{Batteria} < 1$; Basso/azzurro se $HQ_{Batteria} \geq 1$ e < 1.5 ; Medio/giallo se $HQ_{Batteria} \geq 1.5$ e < 3 ; Alto/rosso se $HQ_{Batteria} \geq 3$ e < 6 ; Molto Alto/nero se $HQ_{Batteria} \geq 6$ (punto 6 del *flow-chart* della figura 2.2.3.2).

Classificazione ponderata di qualità dei sedimenti

L'attribuzione della Classe di Qualità dei sedimenti è data dall'integrazione della classificazione chimica ed ecotossicologica ottenute attraverso l'applicazione dei criteri di integrazione ponderata descritti in precedenza.

Tabella 2.2.4.1 - Classificazione della Qualità dei sedimenti secondo i criteri di integrazione ponderata; HQ_C = Hazard Quotient (chimico).

Classe di pericolo ecotossicologico	Classificazione chimica	Classe di Qualità del materiale
Assente	$HQ_C (L2) \leq$ Trascurabile	A
	Basso $\leq HQ_C (L2) \leq$ Medio	B
	$HQ_C (L2) =$ Alto	C
	$HQ_C (L2) >$ Alto	D
Basso	$HQ_C (L1) \leq$ Basso	A
	$HQ_C (L1) \geq$ Medio e $HQ_C (L2) \leq$ Basso	B
	Medio $\leq HQ_C (L2) \leq$ Alto	C
	$HQ_C (L2) >$ Alto	D
Medio	$HQ_C (L2) \leq$ Basso	C
	$HQ_C (L2) \geq$ Medio	D
\geq Alto	$HQ_C (L2) \leq$ Basso	D
	$HQ_C (L2) \geq$ Medio	E

La classificazione ponderata (Tabella 2.2.4.1) e la successiva opzione di gestione sono state determinate mediante la procedura descritta nell'Allegato tecnico del DM 173 del 2016.

2.2.5 Analisi per la caratterizzazione biologica

Macrozoobenthos

In laboratorio, i campioni sono stati inizialmente smistati per gruppi zoobentonici principali e successivamente identificati, ove possibile, al più basso livello tassonomico (LPT= *Lowest Possible Taxon*) coincidente quasi sempre con il livello di specie. Il LPT dipende oltre che dallo stato di conservazione degli organismi anche dalla maturità degli individui. Per il corretto inquadramento tassonomico della specie sono state utilizzate la *Checklist* della fauna italiana ed il *World Register of Marine Species* (WoRMS). Quest'ultimo, oltre a fornire una lista autorevole e completa dei nomi di organismi marini a livello mondiale, fornisce indicazioni sulle eventuali sinonimie riscontrate.

2.3 Processing dei dati *multibeam*

I dati sono stati acquisiti mediante il software SIS, appositamente sviluppato per i *multibeam Kongsberg*. Questo software utilizza i vari input (dati *multibeam data*, dati dell'unità inerziale, posizionamento *dgps* e *Seapath*) per correggere e georeferenziare i dati batimetrici in tempo reale durante l'acquisizione stessa.

I dati raccolti con la N/O OGS-Explora sono stati pre-processati direttamente a bordo pronti per essere successivamente analizzati in CARIS HIPS and SIPS.

La fase di post processing dei dati è stata effettuata con il software CARIS HIPS and SIPS. In particolare sono state applicate le correzioni mareali e relative ai profili di velocità del suono. È stata calcolata la TPU (*total propagation uncertainty*), utilizzando gli offset calcolati durante l'installazione della strumentazione e analizzando le diverse fonti di incertezza (strumentali e mareale). Tutti i valori di TPU calcolati in *Caris* rientrano nei limiti dati dallo standard S-44 IHO per campagne idrografiche (http://iho.int/iho_pubs/standard/S-44_5E.pdf).

È stata creata una superficie con la metodologia CUBE (*Combined Uncertainty and Bathymetric Estimator*) in modo da ottenere la miglior stima possibile della batimetria e della deviazione standard associata. È stata quindi effettuata la pulizia dei dati, cercando di individuare e eliminare *outliers* e artefatti.

2.4 Analisi per la caratterizzazione ittica, bento-nectonica e alieutica

Dopo le pescate è stato effettuato il *sorting* su tutta la cattura, che è stata integralmente fotografata (Figura 2.4.1), separando i rifiuti dalle specie animali che sono state singolarmente classificate a bordo, contate, misurate e pesate.



Figura 2.4.1. Foto dell'intera saccata delle cale effettuate

Alcune specie, non identificate a bordo, sono state trasportate in laboratorio dove sono state successivamente classificate. I dati sono stati raggruppati in una tabella riassuntiva dove, da un punto di vista numerico, la restituzione è espressa con x minore di 10 individui, xx minore di 50, xxx maggiore di 50. Se le specie hanno avuto solo 1 o due record per cala sono stati indicati numericamente; dal punto di vista quantitativo sono stati indicati solo i pesi delle specie quantitativamente più rilevanti.

3 Risultati

3.1 Colonna d'acqua

3.1.1 Descrizione chimico-fisica della colonna d'acqua

Le sezioni verticali di densità (Figure 3.1.1.1-3.1.1.4) mostrano una situazione tipicamente invernale, caratterizzata da una colonna d'acqua ben rimescolata fino a 100-150 m di profondità. Tuttavia, è possibile osservare la presenza di una massa d'acqua più fredda e meno salata, chiaramente di origine costiera, nello strato superiore della colonna d'acqua in corrispondenza delle stazioni A23 e A24. Lo spessore di questo strato di acqua a minore salinità è più sottile (circa 8 m) alla stazione A 23 e più profondo (circa 23 m) alla stazione A24. Associati al minimo di salinità si osservano anche valori più elevati di fluorescenza ed una maggiore torbidità/minore trasmittanza. La distribuzione superficiale (Figura 3.1.1.5) evidenzia una netta separazione dei parametri fisico-chimici tra le stazioni A23 e A24 e altre stazioni nell'area di indagine.

Infine, è interessante osservare la presenza di un massimo di torbidità/minimo di trasmittanza in profondità, localizzato intorno ai 150-175 m, in corrispondenza delle stazioni A20, A23 e A24, dove si osservano valori superiori a 1.2 NTU (stazioni A20 e A23).

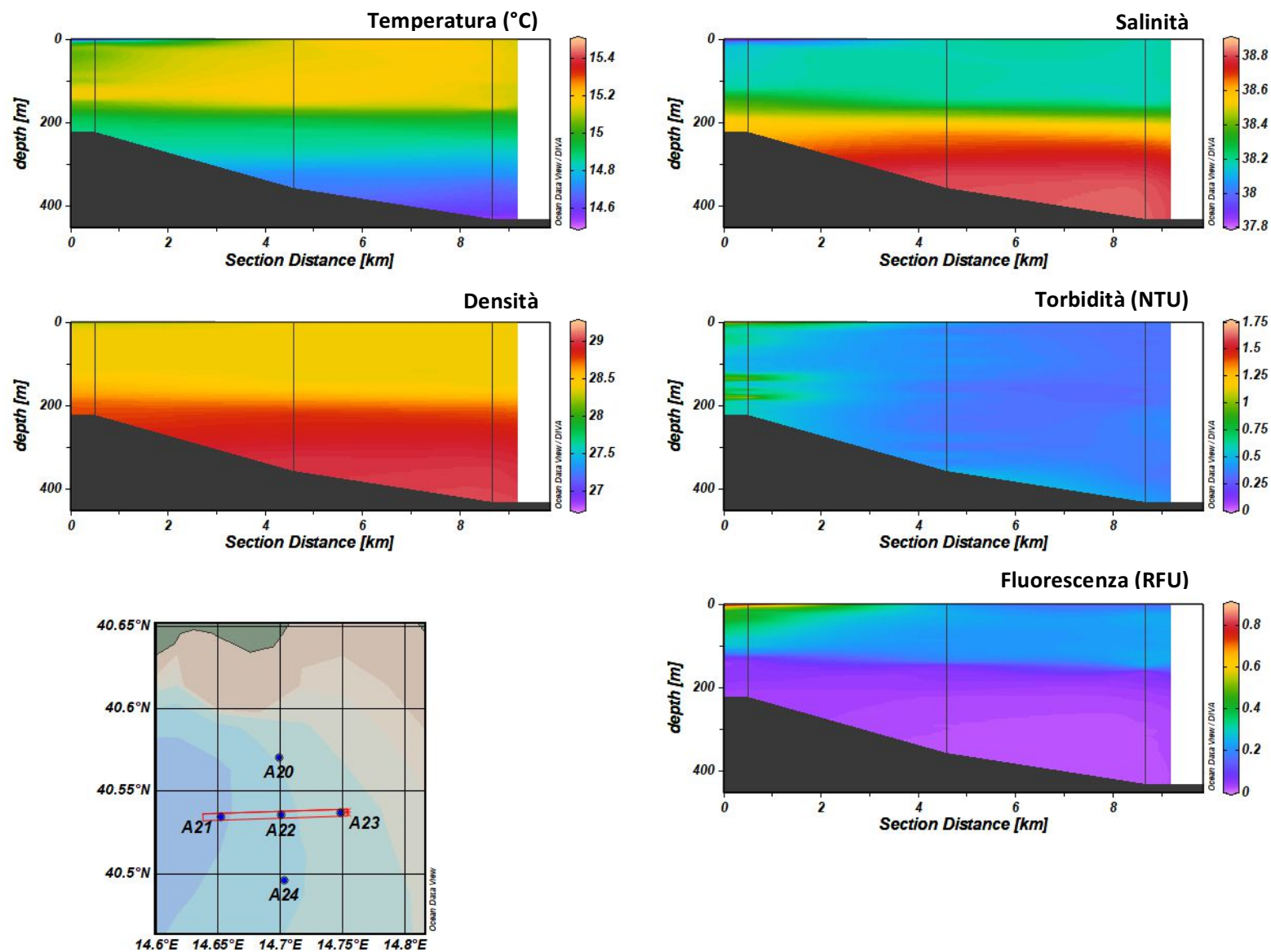


Figura 3.1.1.1. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A21, A22, A23).

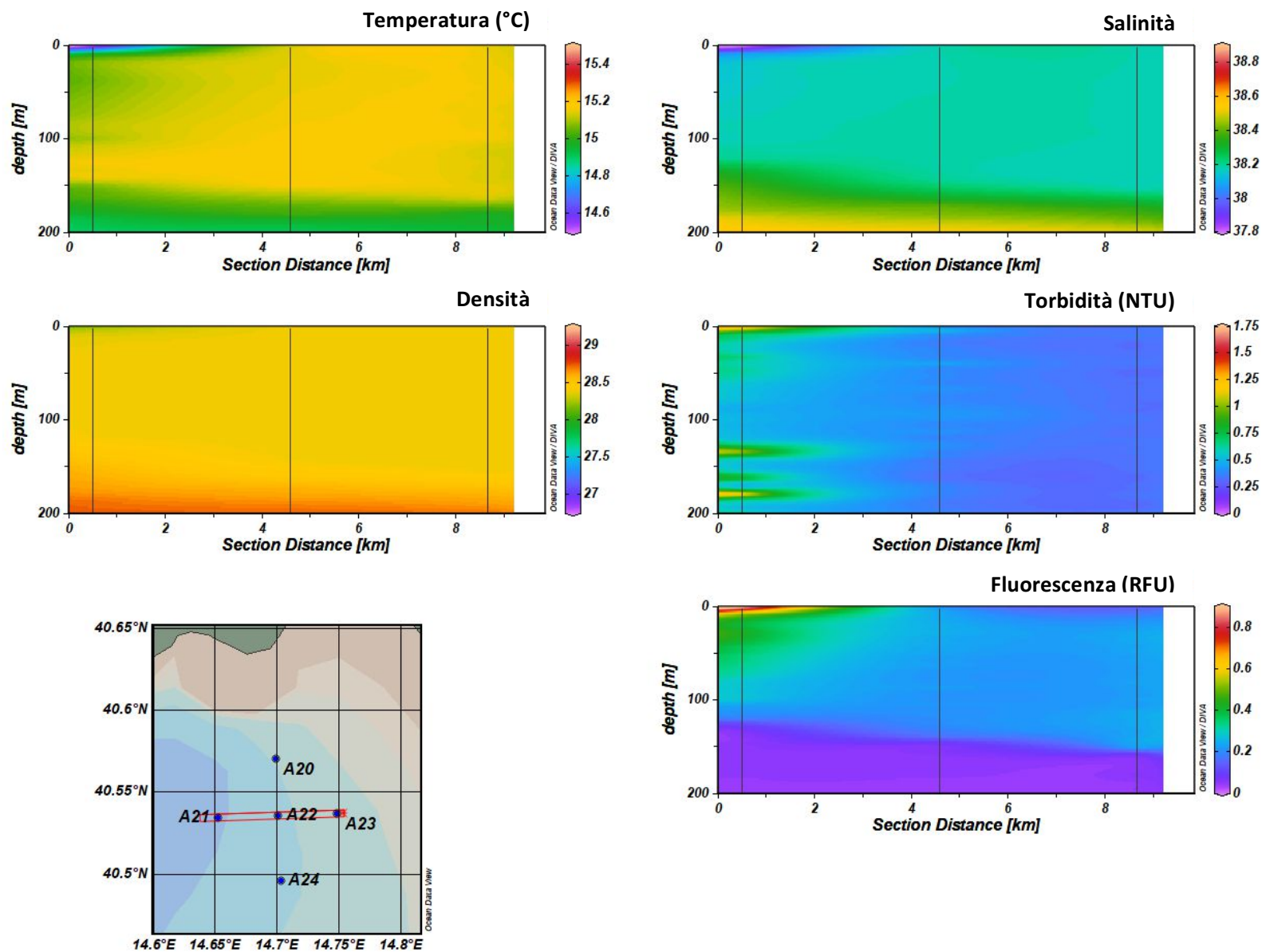


Figura 3.1.1.2. Sezioni verticali (superficie–200 m) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A21, A22, A23).

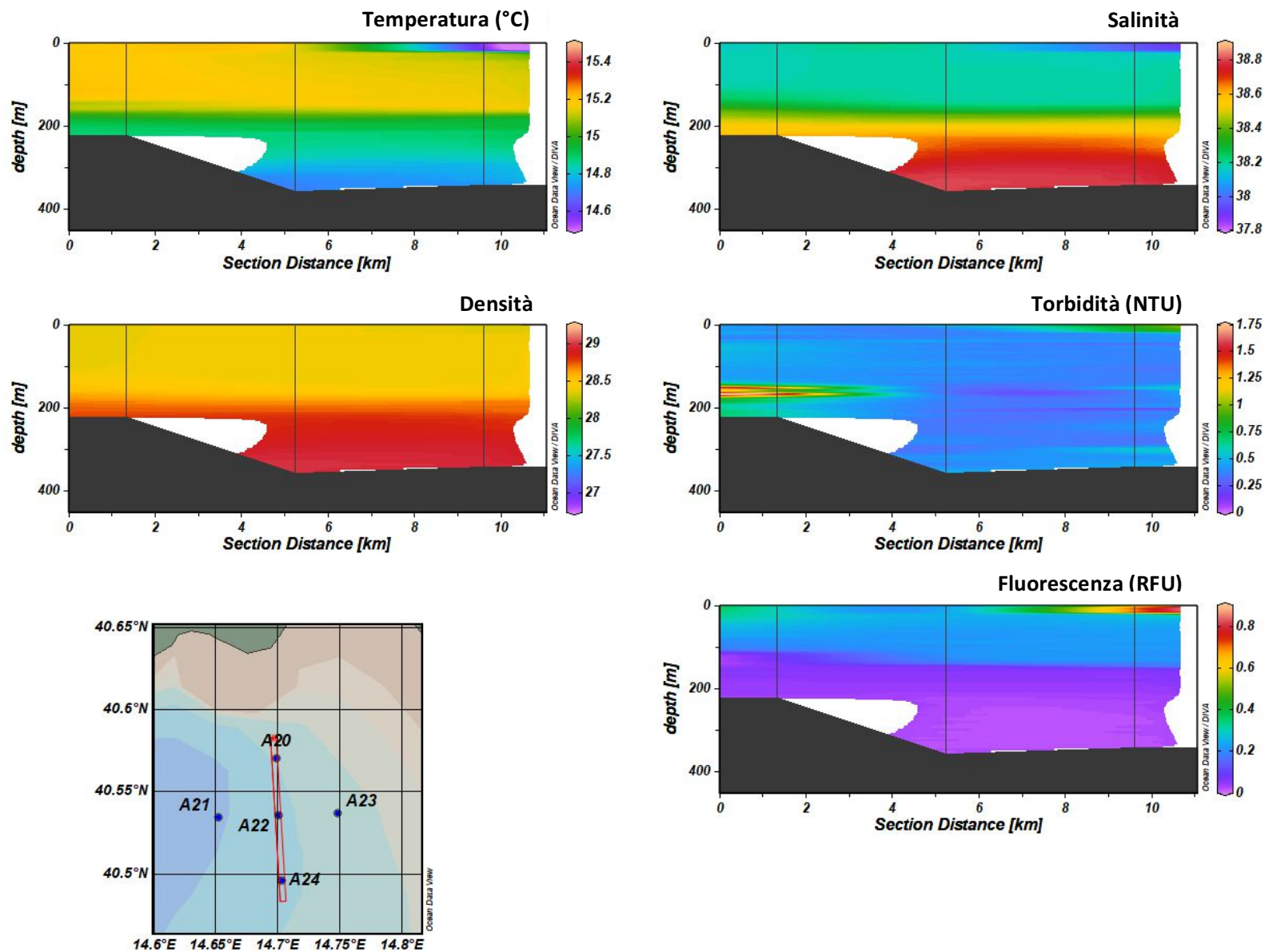


Figura 3.1.1.3. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A20, A22, A24).

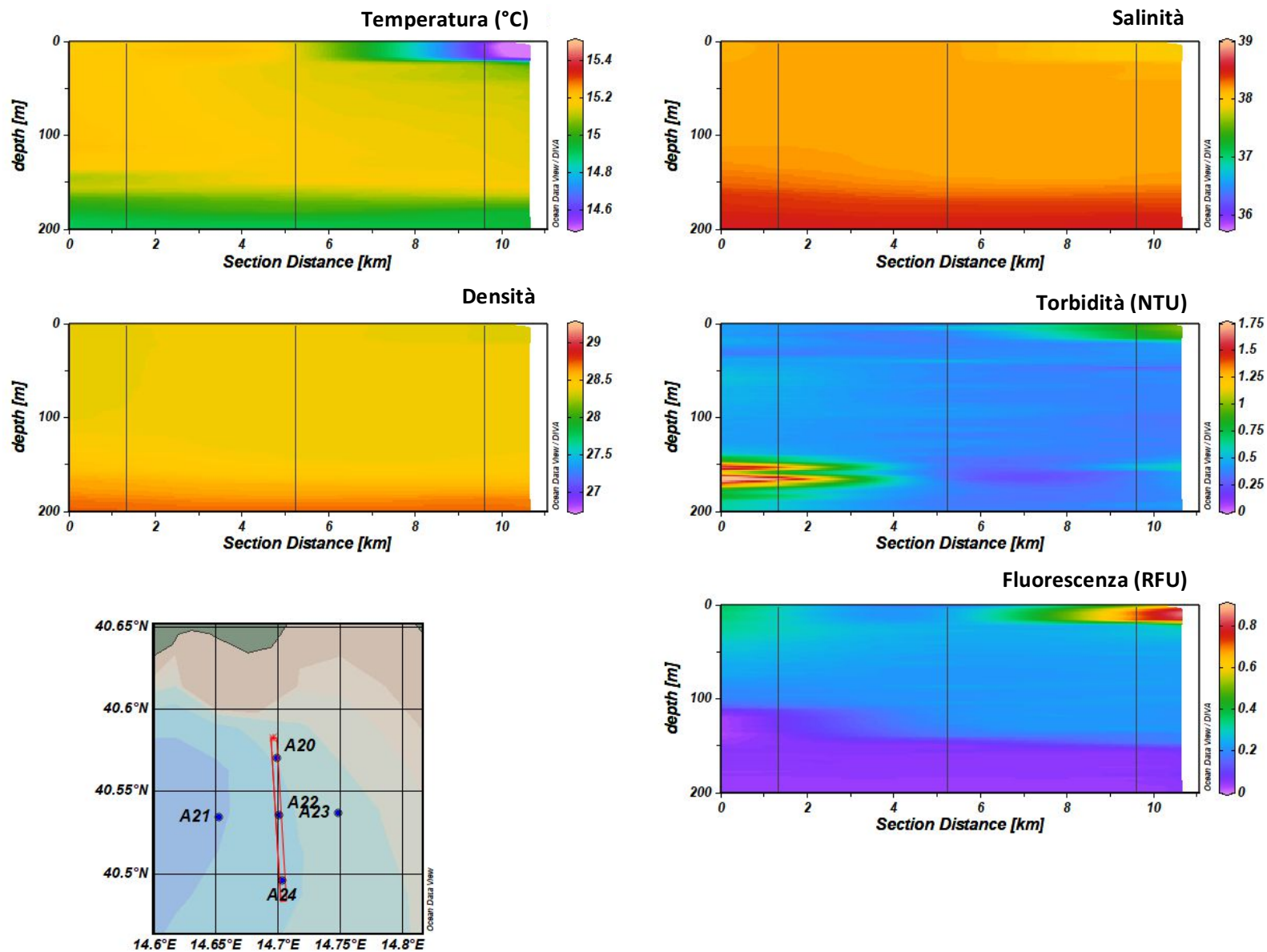


Figura 3.1.1.4. Sezioni verticali (superficie–200 m) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A20, A22, A24).

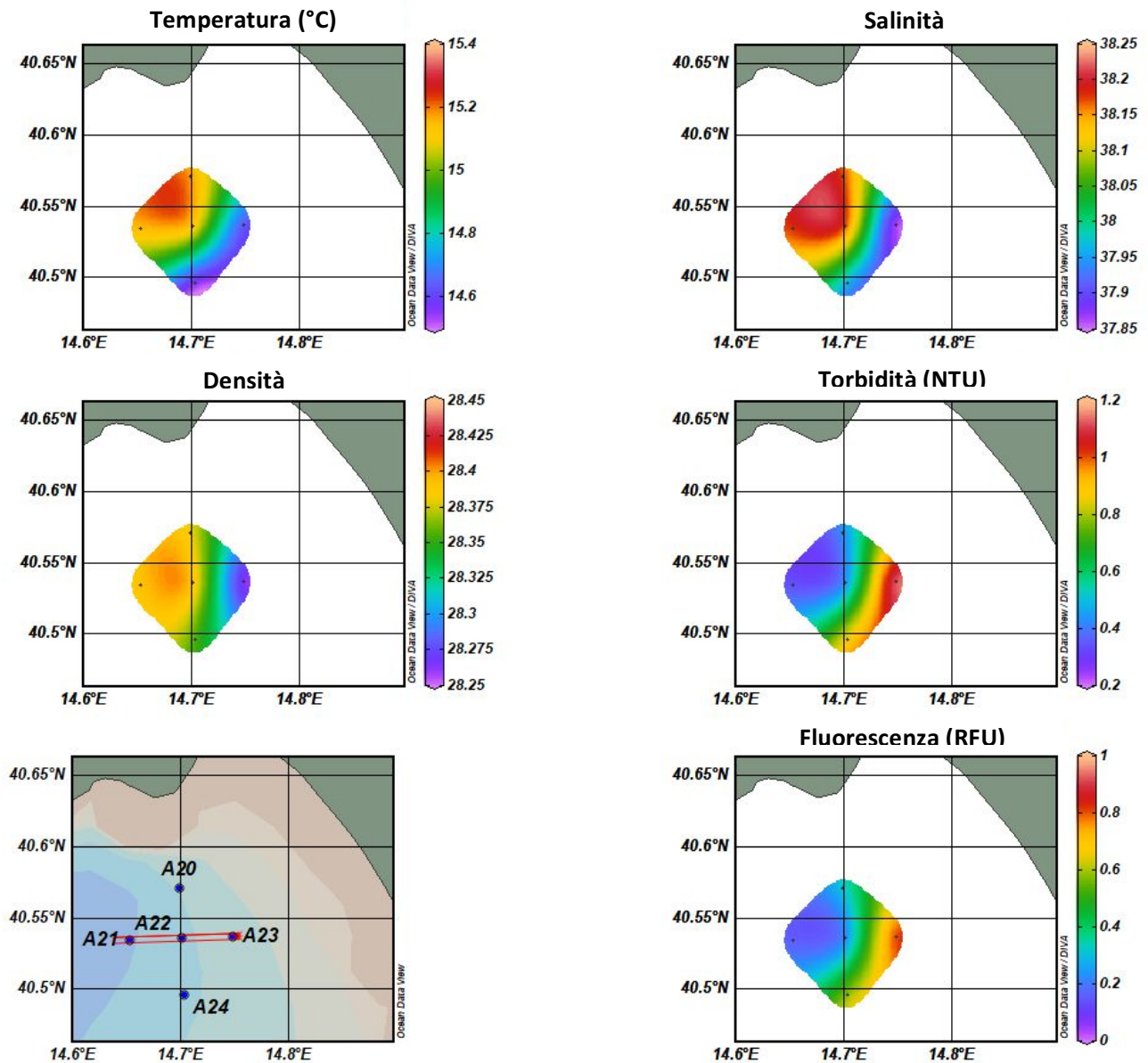


Figura 3.1.1.5. Mappe superficiali di temperatura, salinità, densità, trasmittanza e fluorescenza.

3.1.2 Nutrienti

I nutrienti inorganici presentano concentrazioni basse in tutto lo strato 0-100 m e mostrano una bassa variabilità spaziale (Figura 3.1.2.1). Si osserva un modesto aumento in superficie di nitrati, fosfati e silicati in corrispondenza delle stazioni più impattate dagli apporti terrigeni (A23 e A24), mentre ammoniaca e nitriti non presentano il medesimo *pattern* spaziale. A profondità superiori a 25 m i profili dei nutrienti sono abbastanza simili. Le concentrazioni osservate sono tipiche delle aree oligotrofiche della costa campana non soggette a forti pressioni terrigena (Carrada et al., 1980; Margiotta et al., 2006; Margiotta et al., 2013).

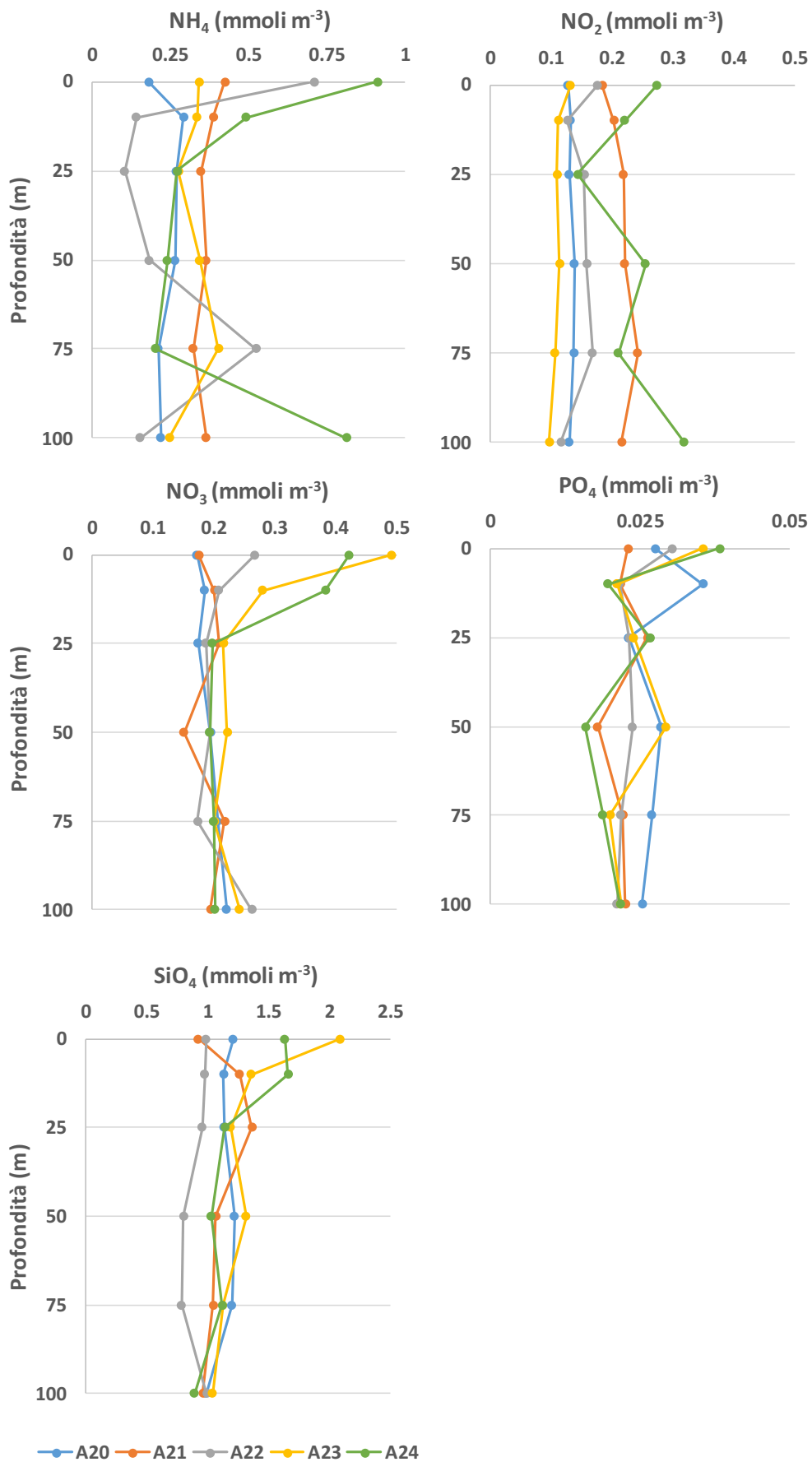


Figura 3.1.2.1. Concentrazione dei nutrienti inorganici nell'area di immersione (strato 0-100 m) .

Le concentrazioni di Azoto e Fosforo Totali Disciolti (TDN e TDP) sono estremamente basse, non presentano un chiaro *pattern* spaziale e mostrano valori comparabili lungo tutta la colonna d'acqua (Figura 3.1.2.2).

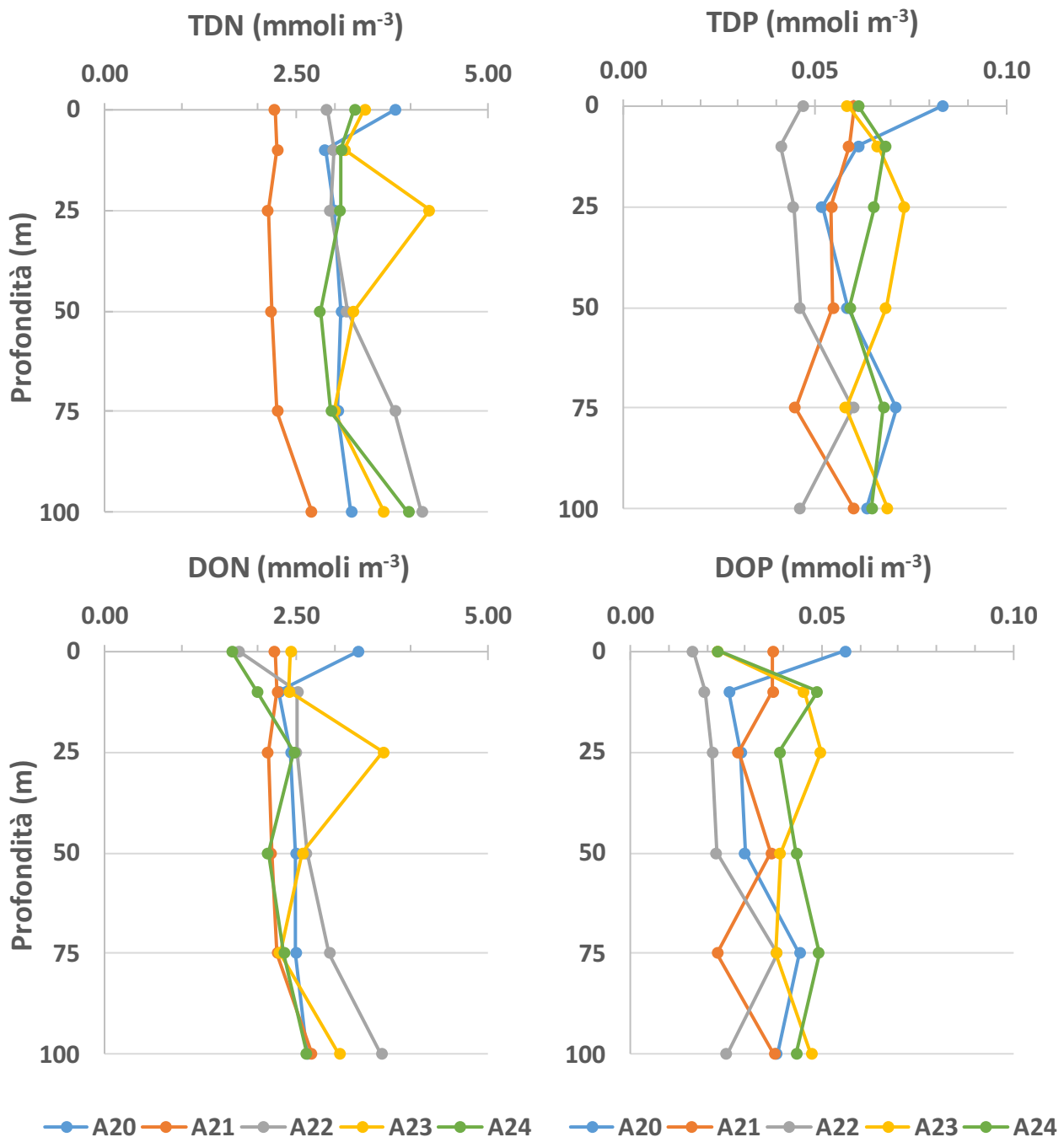


Figura 3.1.2.2. Concentrazione di azoto e Fosforo Totali Disciolti (TDN e TDP) e Azoto e Fosforo Organici Disciolti (DON e DOP) nell'area di immersione (strato 0-100 m).

Le concentrazioni di Azoto e Fosforo Organici Disciolti mostrano caratteristiche simili a quelle osservate per TDN e TDP: basse concentrazioni e ridotta variabilità spaziale. Le stazioni più impattate dagli apporti terrigeni (A23 e A24) non mostrano un aumento di DON e DOP in superficie, indicando così che l'incremento di nutrienti associato agli apporti continentali è limitato alle forme inorganiche (nitrati, fosfati e silicati).

Le concentrazioni di TDN, TDP, DON e DOP sono tipiche delle aree oligotrofiche della costa campana non soggette a forti pressioni terrigene (Margiotta et al., 2006, Margiotta, 2011), e simili a quelli riportati per le acque superficiali aperte del Mediterraneo Occidentale (Moutin & Raimbault, 2002; Pujo-Pay et al., 2011).

3.1.3 Solidi sospesi

Le concentrazioni dei solidi sospesi totali (TSS), riportate in figura 3.13.1, risultano coerenti con i profili di trasmittanza/torbidità analizzati nel paragrafo 3.1.1. In particolare, i valori più elevati di TSS si osservano alle stazioni A23 (in tutto lo strato 0 -100 m) e A24 (in superficie). In queste stazioni le concentrazioni di TSS raggiungono valori di $\sim 2 \text{ g m}^{-3}$, nelle restanti stazioni il TSS assume un valore medio inferiore a 0.5 g m^{-3} .

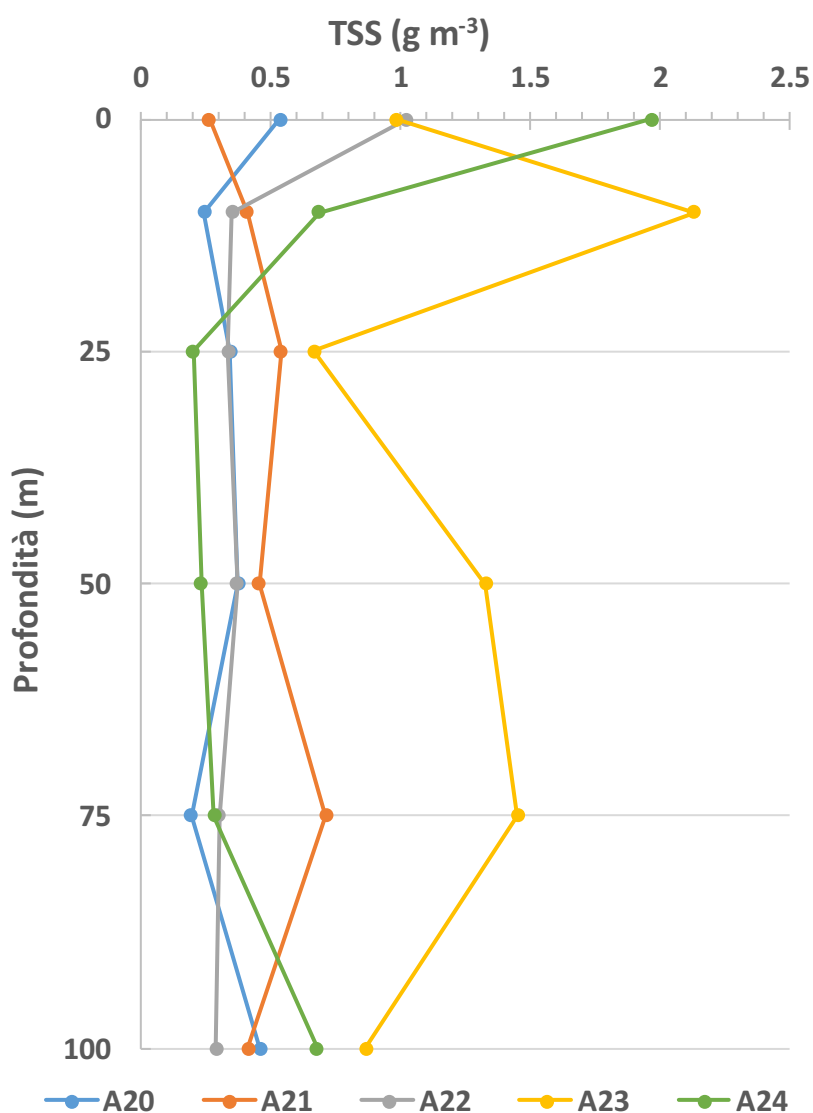


Figura 3.1.3.1. Concentrazione dei solidi sospesi totali (TSS) nell'area di immersione (strato 0-100 m) .

3.1.4 Caratterizzazione della comunità fitoplanctonica

Le concentrazioni di clorofilla *a* (Chl *a*) nell'area di immersione sono comprese tra 0.08 e 0.52 mg m⁻³ (Figura 3.1.4.1). È possibile osservare una marcata differenza tra le stazioni campionate, sia in termini di concentrazioni sia in termini di distribuzione verticale della biomassa. Le stazioni A20, A21 e A22 sono caratterizzate da concentrazioni più basse rispetto alle stazioni A23 e A24 e presentano un massimo sub-superficiale di Chl *a*.

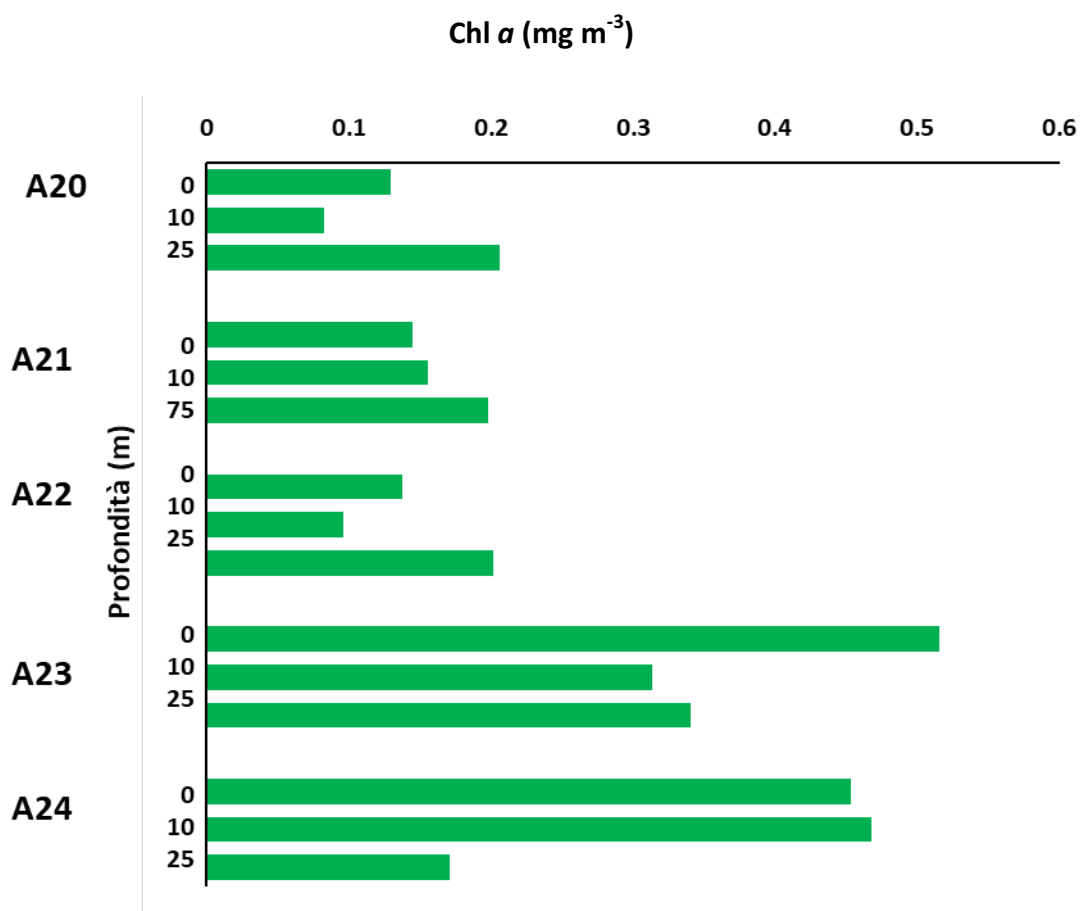


Figura 3.1.4.1. Concentrazioni di Chl *a* nelle stazioni ubicate nell'area di immersione.

La distribuzione della Chl *a* (Figura 3.1.4.2) in superficie presenta una netta demarcazione, così come osservato per la fluorescenza e la salinità nel paragrafo 3.1.1.

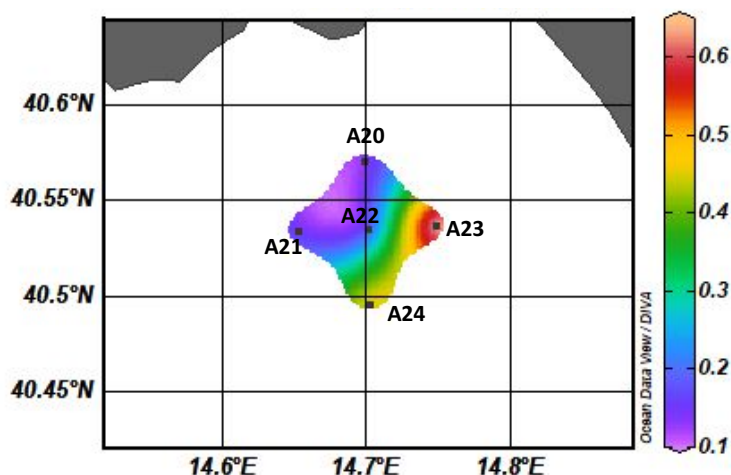


Figura 3.1.4.2. Distribuzione in superficie della Chl a (mg m^{-3}) nell'area di immersione.

L'analisi tassonomica della comunità fitoplanctonica effettuata nell'area di immersione (stazioni A20-24) ha evidenziato concentrazioni cellulari estremamente basse, generalmente inferiori a $200 \cdot 10^3$ cellule l^{-1} (Figura 3.1.4.3) Nelle stazioni A23 e A24 le concentrazioni cellulari risultano di poco più alte, con un massimo alla stazione A24 alla profondità di 10 m ($291 \cdot 10^3$ cell. l^{-1}). I popolamenti fitoplanctonici sono composti prevalentemente dal gruppo dei fitoflagellati $< 10 \mu\text{m}$ e da quello dei coccolitoforidi, mentre meno abbondanti risultano i dinoflagellati e le diatomee. Solo nelle stazioni A23 e A24 si osserva un contributo percentuale maggiore delle diatomee e una diminuzione percentuale dei coccolitoforidi.

La distribuzione verticale del fitoplancton risulta piuttosto omogenea in tutte le stazioni, con valori leggermente inferiori alla profondità di 25 m; l'unica eccezione è rappresentata dalla stazione A24 in cui si osserva un'abbondanza maggiore alla profondità di 10 m. In generale, il popolamento a fitoflagellati è caratterizzato da specie di ridotte dimensioni, per la maggior parte dei casi inferiori ai $5 \mu\text{m}$, mentre il popolamento a coccolitoforidi è composto per più dell'80% dalla specie *Emiliana huxleyi*. Tra le diatomee, le specie più frequenti e presenti in tutte le stazioni sono *Cylindrotheca closterium* e *Pseudo-nitzschia galaxiae*.

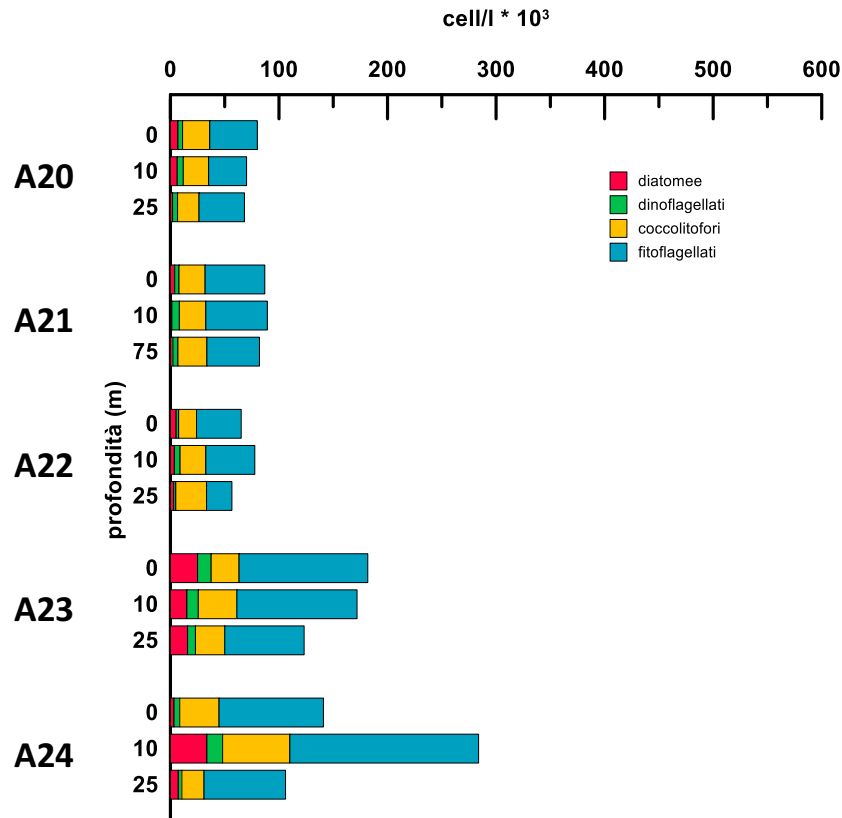


Figura 3.1.4.3. Abbondanze del fitoplancton nelle stazioni ubicate nell'area di immersione.

3.1.5 Caratterizzazione delle comunità zooplanctonica

La comunità zooplanctonica nell'area di immersione (stazioni A20-24) presenta abbondanze paragonabili nelle cinque stazioni campionate (Figura 3.1.5.1). I valori più alti si osservano in corrispondenza delle stazioni A23 ed A24 (643.5 ind. m⁻³ e 630.9 ind. m⁻³, rispettivamente) e l'abbondanza più bassa è osservata alla stazione A21 (321 ind. m⁻³). I dati osservati sono paragonabili a quelli medi invernali già osservati durante un monitoraggio a lungo termine Si.Di.Mar effettuato durante gli anni 2001-2002 (752 ± 74 ind. m⁻³), così come per uno studio effettuato nel Golfo di Salerno a dicembre 2007 (Nasa 2) in cui sono state registrate abbondanze comprese tra 600 e 800 ind.m⁻³.

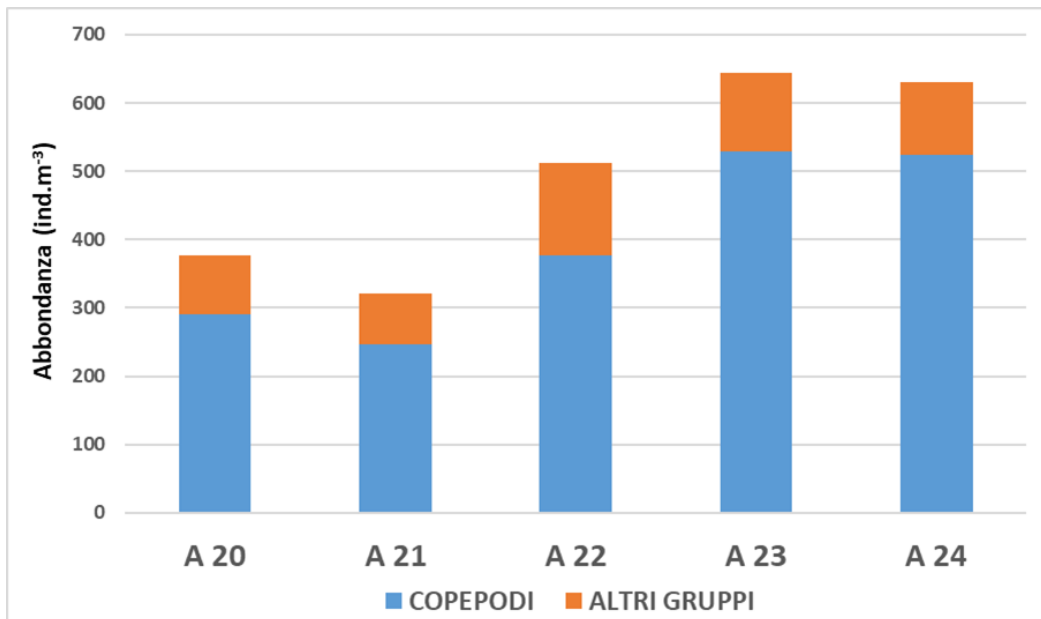


Figura 3.1.5.1. Abbondanze dello zooplancton nelle stazioni ubicate nell'area di immersione.

La comunità zooplanctonica è quella tipica invernale in tutte le stazioni dell'area di immersione, con una dominanza di copepodi (80%) in tutte le stazioni campionate. Gli altri gruppi presenti sono le Appendicolarie, che rappresentano dal 5% al 19% del totale zooplancton e le larve (dal 3% al 7%), principalmente di Echinodermi (Figura 3.1.5.2). Nell'area è stata osservata un'alta diversità specifica con 119 taxa zooplanctonici.

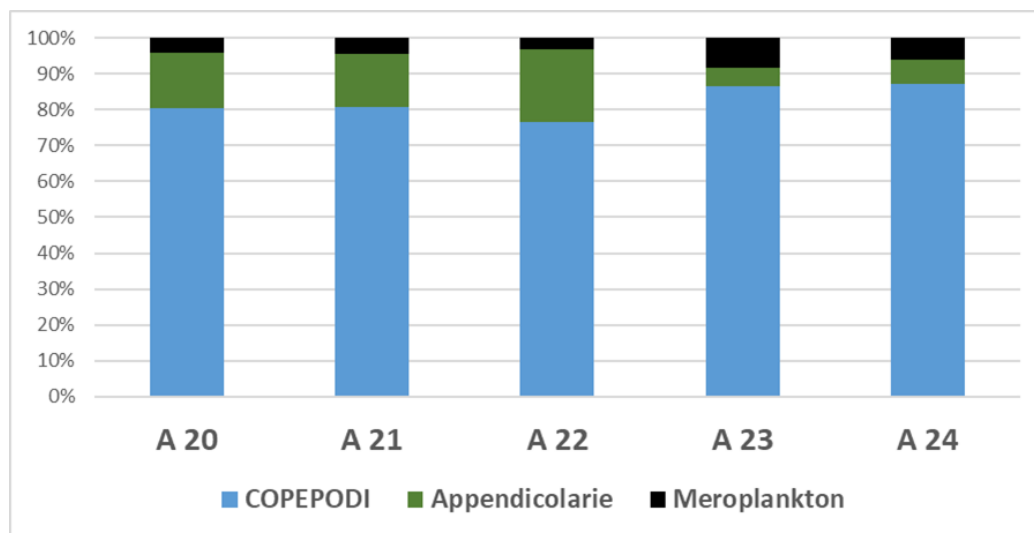


Figura 3.1.5.2. Composizione percentuale dei principali gruppi zooplanctonici nelle stazioni ubicate nell'area di immersione.

Tutti i taxa sono risultati presenti in tutte le stazioni campionate anche se con diversi valori di abbondanza. Nel popolamento a copepodi le abbondanze più alte sono rappresentate dagli stadi giovanili dei generi *Clausocalanus* e *Oithona* tutti copepodi di piccola taglia (≤ 1 mm) e generalmente importanti nelle comunità zooplanctoniche neritiche del Mediterraneo.

3.2 Sedimenti

3.2.1 Caratterizzazione fisica

Dalle indagini granulometriche si evince che i sedimenti campionati nell'area di indagine sono composti esclusivamente da pelite (Tabella 3.2.1.1).

Tabella 3.2.1.1. Distribuzione percentuale delle differenti classi granulometriche nell'area di immersione.

STAZIONE	%ghiaia	% sabbia	%pelite
A20	0	0	100
A21	0	0	100
A22	0	0	100
A23	0	0	100
A24	0	0	100
A74	0	0	100
A75	0	0	100
A76	0	0	100

3.2.2 Caratterizzazione fisica

Sono di seguito riportate le concentrazioni dei principali inquinanti (Tabelle 3.2.2.1-3.2.2.5).

Le analisi effettuate mostrano che i livelli chimici di riferimento (L2), così come previsto dal DM173/2016, sono superati per gli organostannici in due campioni (A21 e A24), tuttavia, in assoluto, non sono valori alti e sono da considerare come valori puntuali.

Gli unici parametri che mostrano valori sempre superiori ai rispettivi L2 sono gli idrocarburi alifatici (C10-C40): tuttavia questi composti sono considerati sostanze aggiuntive nel DM 173, proprio perché il loro valore può essere influenzato da moltissimi fattori (soprattutto presenza di sostanza organica e vegetale). Per questi composti i grafici relativi alla distribuzione dei singoli congeneri compresi tra C24 e C36 (Figure 3.2.2.2-3.2.2.4), tipicamente considerati come i veri indicatori di inquinamento da idrocarburi petroliferi, sono praticamente ininfluenti.

Infine, sulla base dei risultati chimici ottenuti, viene di seguito riportata l'elaborazione della classe di pericolo chimico effettuata con i criteri di integrazione ponderata del DM 173 (tabella 3.2.1.6). La classe di pericolo chimico è risultata generalmente BASSA o TRASCURABILE nei confronti di L1 (MEDIA solo nel campione A24 e ASSENTE in A76); nei confronti di L2, la classe di pericolo chimico è stata elaborata come ASSENTE, TRASCURABILE o BASSA.

Tabella 3.2.2.1. Concentrazioni dei metalli pesanti, dei composti organostannici e relativi valori di riferimento (DM 173/2016).

		A20	A21	A22	A23	A24	A74	A75	A76	L1	L2
Metalli pesanti	Al	9493	9655	8436	15087	10881	12060	9901	10015	n/a	n/a
(µg/g p.s.)	As	12,93	12,72	14,77	10,62	18,51	14,10	14,96	11,68	12	20
	Cd	0,089	0,111	0,098	0,163	0,126	0,142	0,128	0,142	0,3	0,8
	Cr	28,58	27,82	26,09	27,85	29,46	33,52	31,51	31,62	50	150
	Cu	37,62	33,72	36,47	53,19	40,61	30,20	31,15	36,57	40	52
	Fe	27104	24414	32327	41603	30451	37192	34599	31890	n/a	n/a
	Hg	0,062	0,064	0,047	0,057	0,049	0,068	0,062	0,058	0,3	0,8
	Mn	803,2	821,1	1122,1	693,2	1208,1	625,0	704,6	812,0	n/a	n/a
	Ni	13,95	14,38	13,45	14,41	14,96	14,43	14,29	20,97	30	75
	Pb	19,68	23,30	23,10	16,19	27,21	26,82	23,98	21,02	30	70
	V	47,35	38,05	28,20	45,24	32,88	34,20	31,38	31,71	n/a	n/a
	Zn	71,13	70,44	74,59	66,81	75,00	78,26	76,43	81,43	100	150
Sn totale (µg/g p.s.)	Sn tot.	2,90	3,05	3,84	2,82	4,87	4,71	6,17	4,34	n/a	n/a
Sn organico totale (µg/g p.s.)	Composti organostannici	0,048	0,116	0,031	0,025	0,133	0,034	0,039	0,041	n/a	0,072
	%Sn (org)	1,6%	3,8%	0,8%	0,9%	2,7%	0,7%	0,6%	0,9%	n/a	n/a

Tabella 3.2.2.2. Concentrazioni degli idrocarburi alifatici totali, degli idrocarburi policiclici aromatici e relativi valori di riferimento (DM 173/2016).

		A20	A21	A22	A23	A24	A74	A75	A76	L1	L2
Idrocarburi alifatici (C10-C40) (µg/g p.s.)	>C10-C12	0,148	<0.01	0,037	0,256	0,063	0,110	<0.01	0,277	n/a	n/a
	>C12-C14	2,243	0,861	1,291	1,818	1,459	1,773	0,817	1,680	n/a	n/a
	>C14-C16	13,645	6,682	5,998	8,958	10,024	9,456	4,941	13,936	n/a	n/a
	>C16-C18	22,784	16,017	11,198	22,716	22,141	19,897	12,894	33,219	n/a	n/a
	>C18-C20	9,960	11,460	4,792	13,834	12,988	14,311	9,341	28,936	n/a	n/a
	>C20-C22	7,830	8,022	2,814	8,336	11,151	5,904	5,481	16,618	n/a	n/a
	>C22-C24	2,327	1,788	0,816	1,584	2,173	1,461	1,157	2,701	n/a	n/a
	>C24-C26	2,215	1,704	0,542	1,549	1,316	1,587	1,485	3,377	n/a	n/a
	>C26-C28	1,492	1,605	0,633	1,039	1,036	1,123	1,457	1,467	n/a	n/a
	>C28-C30	1,748	1,529	0,693	1,151	1,026	1,288	1,310	1,507	n/a	n/a
	>C30-C32	1,501	1,113	1,000	0,926	3,246	2,229	1,004	1,035	n/a	n/a
	>C32-C34	0,842	0,536	0,235	0,492	0,530	0,867	0,362	1,015	n/a	n/a
	>C34-C36	22,301	15,610	10,108	14,903	15,050	0,484	9,712	0,662	n/a	n/a
	>C36-C38	3,307	2,695	1,517	2,103	2,381	14,712	1,469	30,342	n/a	n/a
>C38-C40	0,424	0,311	0,164	0,305	0,409	0,367	0,243	0,885	n/a	n/a	
Idrocarburi Totali (C10-C40)		92,767	69,934	41,839	79,970	84,993	75,570	51,673	137,657	n/a	50
Idrocarburi policiclici aromatici (ng/g p.s.)	Naftalene	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	35	391
	Acenaftilene	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	9,758	26,592	<0.05	n/a	n/a
	1-Metilnaftalene	3,228	2,710	3,436	3,261	3,684	3,594	4,018	4,684	n/a	n/a
	2-Metilnaftalene	3,837	4,086	0,317	0,259	0,291	0,265	<0.05	<0.05	n/a	n/a
	Acenaftene	<0.01	<0.01	<0.01	<0.01	<0.01	0,731	0,692	0,675	n/a	n/a
	Fluorene	0,805	0,733	0,625	0,500	0,650	0,562	0,987	0,908	21	144
	Fenantrene	1,492	1,245	1,232	0,182	0,134	0,222	0,285	0,179	87	544
	Antracene	0,096	0,172	0,123	0,101	0,118	0,174	0,179	0,120	24	245
	Fluorantene	0,069	0,031	0,926	0,023	0,614	0,465	0,709	0,297	110	1494
	Pirene	<0.01	<0.01	<0.01	<0.01	<0.01	0,012	<0.01	<0.01	153	1398
	Benzo(a)antracene	<0.01	<0.01	<0.01	<0.01	<0.01	<0.01	<0.01	<0.01	75	500
	Crisene	<0.01	<0.01	<0.01	<0.01	<0.01	<0.01	<0.01	<0.01	108	846
	7,12-Dimetilbenzo(a)antracene	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	n/a	n/a
	Benzo(b)fluorantene	<0.001	0,128	0,076	0,089	0,093	0,036	0,046	1,112	40	500
	Benzo(k)fluorantene	0,209	0,080	0,069	0,047	0,067	0,054	0,075	<0.001	20	500
	Benzo(a)pirene	<0.001	0,014	<0.001	<0.001	<0.001	0,010	0,021	0,068	30	100
	Dibenzo(ah)antracene	0,246	0,195	0,064	0,168	0,069	<0.001	0,077	0,276	n/a	n/a
	Benzo(ghi)perilene	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	0,033	0,027	0,049	<0.001	55	100
Indeno(123cd)pirene	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	70	100	
IPA basso PM		9,457	8,946	5,733	4,303	4,878	15,308	32,752	6,566	n/a	n/a
IPA alto PM		0,524	0,449	1,135	0,327	0,877	0,605	0,978	1,753	n/a	n/a
IPA totali		9,981	9,395	6,868	4,630	5,754	15,913	33,730	8,319	900	4000

Idrocarburi alifatici (C10-C40)

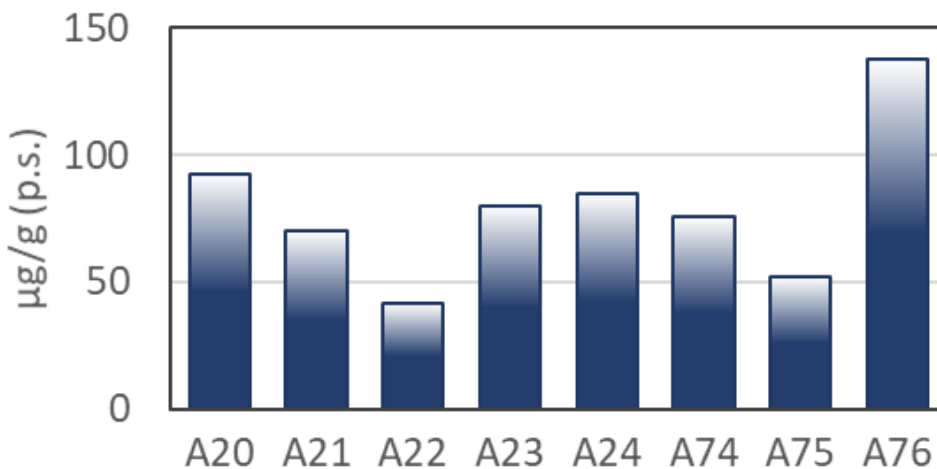


Figura 3.2.1.1. Concentrazioni degli idrocarburi alifatici totali.

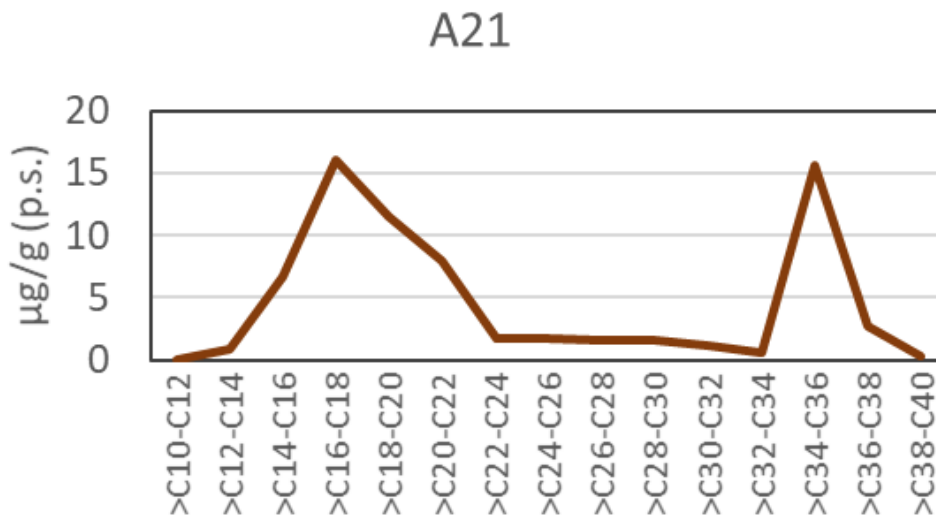
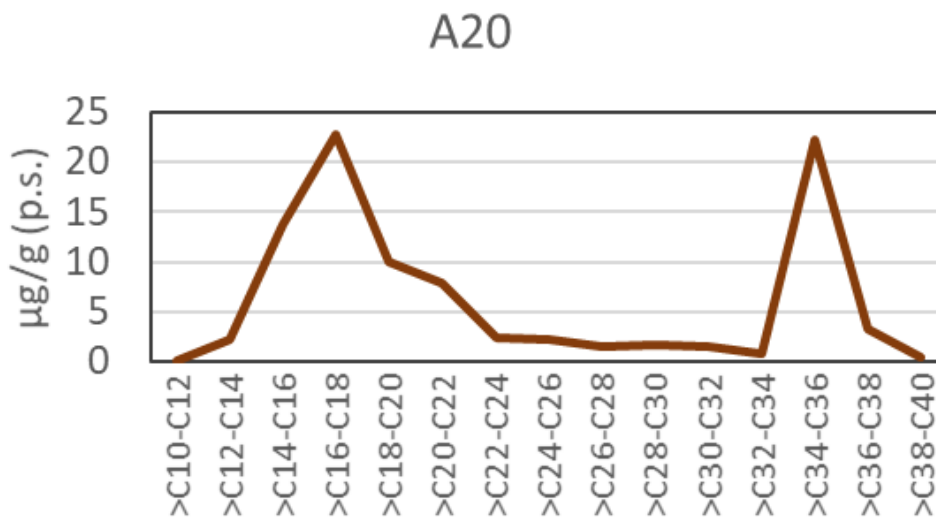


Figura 3.2.2.2. Distribuzione degli idrocarburi alifatici per singolo campione (stazioni A20 e A21).

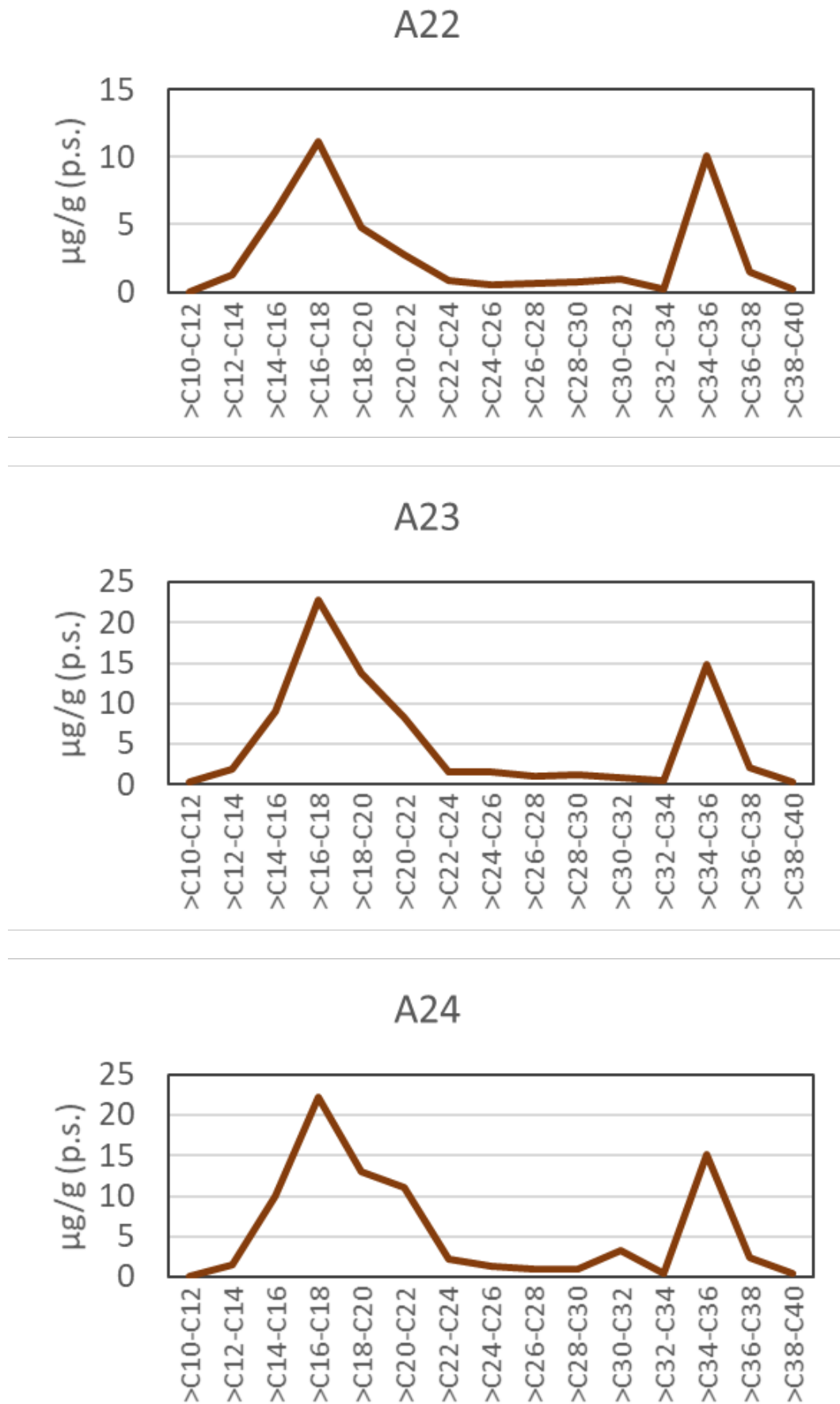


Figura 3.2.2.3. Distribuzione degli idrocarburi alifatici per singolo campione (stazioni A22, A23 e A24).

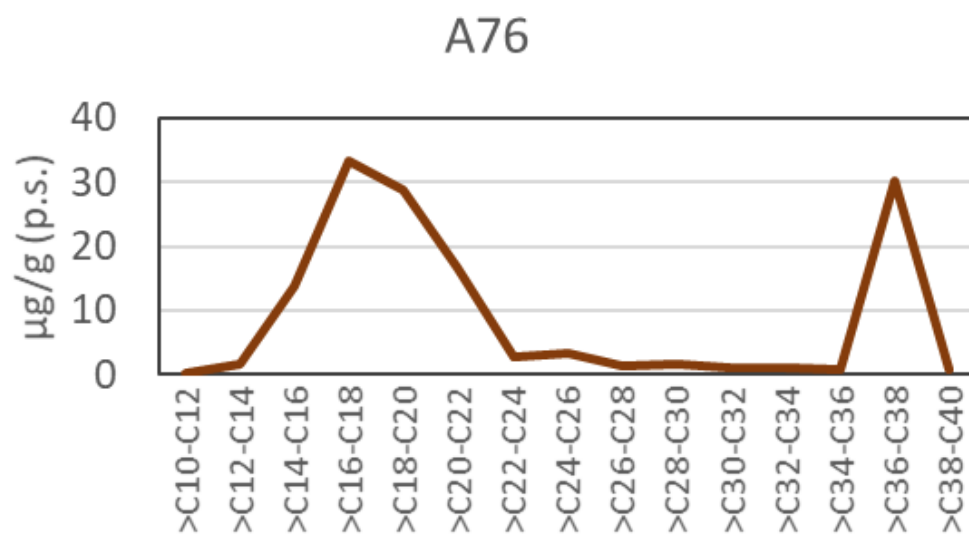
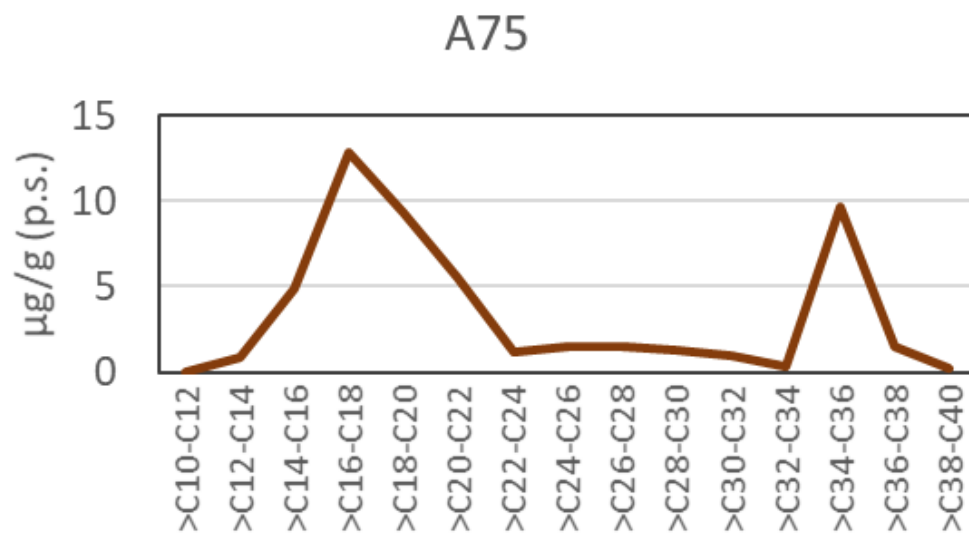
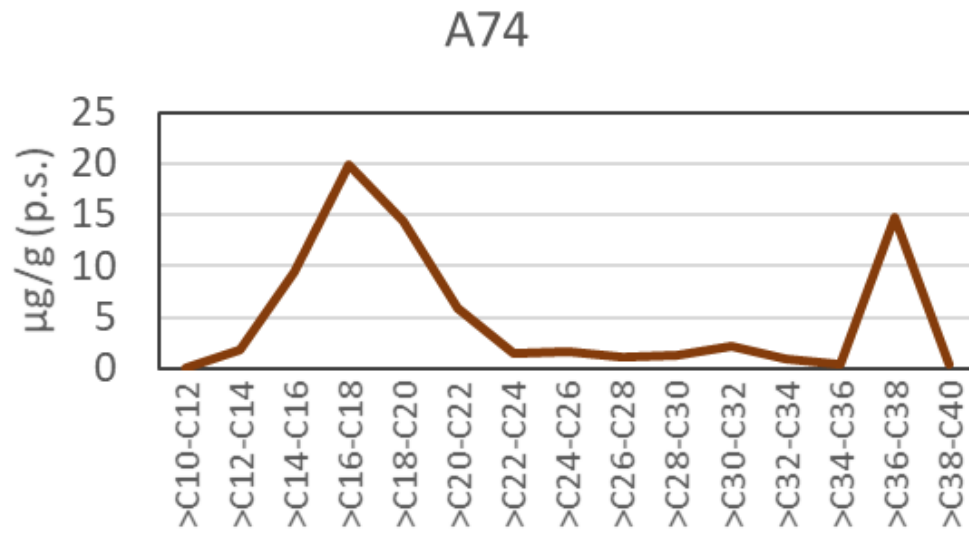


Figura 3.2.2.4. Distribuzione degli idrocarburi alifatici per singolo campione (stazioni A74,A75 e A76).

Tabella 3.2.2.3. Concentrazioni dei pesticidi clorurati, dei clorofenoli e relativi valori di riferimento (DM 173/2016).

		A20	A21	A22	A23	A24	A74	A75	A76	L1	L2
Pesticidi (ng/g p.s.)	Aldrin	<0.2	<0.2	<0.2	<0.2	<0.2	<0.2	<0.2	<0.2	0,2	10
	a-Chlordane	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	2,3	4,8
	g-Chlordane	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	2,3	4,8
	p,p'-DDD	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	0,8	7,8
	p,p'-DDE	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	1,8	3,7
	p,p'-DDT	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	1	4,8
	Dichlorobenzidine	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	Dieldrin	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	0,7	4,3
	Endosulfan I	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	Endosulfan II	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	Endosulfan sulfate	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	Endrin	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	2,7	10
	Endrin aldehyde	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	Endrin ketone	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	Heptachlor	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	Heptachlor epoxide	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	0,6	2,7
	Hexachlorobenzene	<0.4	<0.4	<0.4	<0.4	<0.4	<0.4	<0.4	<0.4	0,4	50
	Hexachlorobutadiene	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	a-Lindane	<0.2	<0.2	<0.2	<0.2	<0.2	<0.2	<0.2	<0.2	0,2	10
b-Lindane	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	0,2	10	
d-Lindane	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a	
g-Lindane	<0.2	<0.2	<0.2	<0.2	<0.2	<0.2	<0.2	<0.2	0,2	1	
Methoxychlor	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a	
Mirex	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a	
Clorofenoli (ng/g p.s.)	2-Chlorophenol	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	4-Chlorophenol	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	2,4-Dichlorophenol	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	2,4,6-Trichlorophenol	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a

Tabella 3.2.2.4. Concentrazioni dei policlorobifenili e relativi valori di riferimento (DM 173/2016).

		A20	A21	A22	A23	A24	A74	A75	A76	L1	L2
Policlorobifenili (ng/g p.s.)	2-Chlorobiphenyl	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	3-Chlorobiphenyl	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	4-Chlorobiphenyl	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB4	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB7	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB8	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB11	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB13	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB15	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB16	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB17	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB18	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB19	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB23	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB26	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB28	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB32	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB33	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB36	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB38	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB40	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB42	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB44	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB45	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB46	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB47	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB52	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB58	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB66	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB70	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB77	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB81	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB90	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB101	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB105	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB118	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB126	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB127	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB128	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB130	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB138	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB146	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB153	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB156	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB169	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB170	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB175	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB180	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB182	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB187	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB195	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB206	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB209	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	n/a	n/a
	PCB totali	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	8	60

Tabella 3.2.2.5. Concentrazioni degli organofosfati, dei ritardanti di fiamma organobrominati e relativi valori di riferimento (DM 173/2016).

		A20	A21	A22	A23	A24	A74	A75	A76	L1	L2
Pesticidi organo-fosfati (ng/g (p.s.))	Azinphos-methyl	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
	Chlorpyrifos	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
	Dichlorvos	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
	Disulfoton	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
	Ethoprophos	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
	Fenclorphos	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
	Methyl parathion	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
	Metolcarb	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
	Prothiofos	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
Ritardanti di fiamma (ng/g p.s.)	PBDE28	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
	PBDE47	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
	PBDE99	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
	PBDE100	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
	PBDE153	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
	PBDE154	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
	PBDE183	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
	Hexabromocyclododecane	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a
Tetrabromobisphenol A	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	< 0.5	n/a	n/a	

Tabella 3.2.2.6. Classificazione della classe di pericolo chimico (da DM 173/2016).

Area	data	Codice campione	% pelite	Classe di pericolo chimico (L1)	Classe di pericolo chimico (L2)
Salerno	2018	A20		TRASCURABILE	ASSENTE
Salerno	2018	A21		TRASCURABILE	BASSO
Salerno	2018	A22		BASSO	ASSENTE
Salerno	2018	A23		BASSO	TRASCURABILE
Salerno	2018	A24		MEDIO	BASSO
Salerno	2018	A74		BASSO	ASSENTE
Salerno	2018	A75		BASSO	ASSENTE
Salerno	2018	A76		ASSENTE	ASSENTE

3.2.3 Caratterizzazione ecotossicologica

Per quanto riguarda le analisi ecotossicologiche, sono stati effettuati i seguenti saggi: il saggio in fase solida con *Vibrio fischeri*, quello di embriotossicità con *Paracentrotus lividus* e quello della crescita algale con *Phaeodactylum tricorutum*, tutti e tre i saggi sono contemplati nella batteria prevista dal DM 173/2016.

In tabella 3.2.3.1 è riportata l'elaborazione della classe di pericolo ecotossicologico effettuata con i criteri di integrazione ponderata del DM 173, applicata ai tre saggi della batteria.

I risultati evidenziano la mancanza di effetti ecotossicologici ed una Classe di pericolo ecotossicologico ASSENTE per tutti i campioni analizzati.

Tabella 3.2.3.1. Classificazione della Classe di pericolo ecotossicologico (da DM 173/2016).

Codice campione	Specie	Endpoint	HQ _{specifico}	% elutriato	HQ _{batteria}	Classe
ASP A20	<i>Phaeodactylum tricorutum</i>	Crescita algale	1,29	89,49	0,94	ASSENTE
	<i>Paracentrotus lividus</i>	Sviluppo larvale	2,4			
	<i>Vibrio fischeri</i>	Bioluminescenza	0,4			
ASP A21	<i>Phaeodactylum tricorutum</i>	Crescita algale	1,29	75,80	0,50	ASSENTE
	<i>Vibrio fischeri</i>	Bioluminescenza	0,53			
	<i>Paracentrotus lividus</i>	Sviluppo larvale	0,4			
ASP A22	<i>Phaeodactylum tricorutum</i>	Crescita algale	0	100	0,04	ASSENTE
	<i>Paracentrotus lividus</i>	Sviluppo larvale	0,2			
	<i>Vibrio fischeri</i>	Bioluminescenza	0,0			
ASP A23	<i>Phaeodactylum tricorutum</i>	Crescita algale	1,29	74,09	0,44	ASSENTE
	<i>Paracentrotus lividus</i>	Sviluppo larvale	0,1			
	<i>Vibrio fischeri</i>	Bioluminescenza	0,5			
ASP A24	<i>Phaeodactylum tricorutum</i>	Crescita algale	1,29	100	0,33	ASSENTE
	<i>Paracentrotus lividus</i>	Sviluppo larvale	0,2			
	<i>Vibrio fischeri</i>	Bioluminescenza	0			
ASP A74	<i>Phaeodactylum tricorutum</i>	Crescita algale	1,29	100	0,33	ASSENTE
	<i>Paracentrotus lividus</i>	Sviluppo larvale	0,2			
	<i>Vibrio fischeri</i>	Bioluminescenza	0			
ASP A75	<i>Phaeodactylum tricorutum</i>	Crescita algale	1,29	92,50	0,37	ASSENTE
	<i>Vibrio fischeri</i>	Bioluminescenza	0,12			
	<i>Paracentrotus lividus</i>	Sviluppo larvale	0,2			
ASP A76	<i>Phaeodactylum tricorutum</i>	Crescita algale	1,29	100	0,79	ASSENTE
	<i>Paracentrotus lividus</i>	Sviluppo larvale	2,2			
	<i>Vibrio fischeri</i>	Bioluminescenza	0			

3.2.4 Classificazione ponderata della qualità dei sedimenti

L'integrazione della classificazione ecotossicologica e di quella chimica è stata effettuata secondo quanto previsto dal DM 173/2016 per arrivare alla definizione della Classe di Qualità dei sedimenti analizzati. Tutti i campioni mostrano una elevata Classe di Qualità (Tabella 3.2.341), che risulta A in 6 campioni e B in 2 campioni.

Tabella 3.2.4.1. Classificazione della Classe di Qualità dei sedimenti (da DM 173/2016).

Area	Data	Codice campione	Classificazione Ecotox	% elutriato	Classificazione chimica	Classe di qualità del materiale
Salerno	2018	A20	ASSENTE	89	HQ _C (L2) ≤ Trascurabile	A
		A21	ASSENTE	76	Basso ≤ HQ _C (L2) ≤ Medio	B
		A22	ASSENTE	100	HQ _C (L2) ≤ Trascurabile	A
		A23	ASSENTE	74	HQ _C (L2) ≤ Trascurabile	A
		A24	ASSENTE	100	Basso ≤ HQ _C (L2) ≤ Medio	B
		A74	ASSENTE	100	HQ _C (L2) ≤ Trascurabile	A
		A75	ASSENTE	93	HQ _C (L2) ≤ Trascurabile	A
		A76	ASSENTE	100	HQ _C (L2) ≤ Trascurabile	A

3.2.5 Caratterizzazione biologica

Macrozoobenthos

Sono stati raccolti un totale di 69 individui appartenenti al popolamento bentonico la cui identificazione tassonomica ha condotto all'individuazione complessiva di 29 taxa, 24 dei quali caratterizzati fino livello di specie. La lista delle specie con i rispettivi valori di abbondanza e le singole preferenze ecologiche è riportata in tabella 3.2.5.1.

Il gruppo che annovera circa la metà sia del numero di specie sia di individui dell'intero popolamento è quello degli anellidi policheti (14 specie e 42 individui) seguito da quello dei molluschi (5 specie e 20 individui). Gli altri gruppi sono rappresentati da singole specie che contribuiscono, seppur in minima parte, alla struttura della comunità.

La composizione del popolamento in termini di preferenze ecologiche evidenzia che per la maggior parte si tratta di specie vasicole legate alla componente fangosa ampiamente riscontrata in ciascun campione data la profondità delle stazioni esaminate (Tabella 3.2.5.1).

Tabella 3.2.5.1. Valori di abbondanza e preferenze ecologiche delle specie bentoniche identificate.

PREFERENZE ECOLOGICHE (Péres et Picard, 1964)	Stazione	A74			A75			A76			A20			A21			A22			A23			A24		
	Replica	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3
	Profondità	129			131			176			225			432			365			225			343		
	POLYCHAETA																								
Sspr	<i>Amphicteis gunneri</i> (M. Sars, 1835)	1				1											1								
-	<i>Aponuphis</i> sp.		3	2				2			1		1			1	1	1		1				1	
-	<i>Aricidea (Acmira) simonae</i> Laubier & Ramos, 1974															1									
Lre	<i>Drilonereis filum</i> (Claparède, 1868)			1																					1
-	<i>Glycera</i> sp.							1																	
Vas. tol.	<i>Glycera unicornis</i> Lamarck, 1818								1		1														
-	<i>Lumbrineris cf. longipodiata</i> Cantone, 1990																							1	
Vas. str.	<i>Maldane glebifex</i> Grube, 1860					1			1		2									1	1				
-	<i>Notomastus profundus</i> (Eisig, 1887)			1												1							1	1	
VP excl.	<i>Ophelina acuminata</i> Örsted, 1843																1								
SVMC excl.	<i>Phylo foetida ligustica</i> (Orlandi, 1896)																							1	
Vas. tol.	<i>Pista cristata</i> (O.F. Müller, 1776)															1									
-	Polynoidae indet.			1																					
Vas. str.	<i>Praxillella gracilis</i> (M. Sars, 1861)					1			1																
-	<i>Prionospio (Prionospio) ehlersi</i> Fauvel, 1928									1															
VTC excl.	<i>Sternaspis scutata</i> (Ranzani, 1817)								1																
	MOLLUSCA																								
Vas. tol.	<i>Abra alba</i> (W. Wood, 1802)						1									2									
VP excl.	<i>Abra longicallus</i> (Seacchi, 1835)			1																					
Vas. str.	<i>Nucula sulcata</i> Bronn, 1831	1		1							1	1	2					1			1	1			
-	<i>Nucula</i> sp.	1																							
VP excl.	<i>Yoldiella philippiana</i> (Nyst, 1845)												2											1	
SFBC	<i>Saccella commutata</i> (Philippi, 1844)	1					2																		
	CRUSTACEA MALACOSTRACA																								
	Ordine Decapoda																								
VTC excl.	<i>Goneplax rhomboides</i> (Linnaeus, 1758)						1																		
	Ordine Isopoda																								
Sspr	<i>Natatolana borealis</i> (Lilljeborg, 1851)																								
	Ordine Tanaidacea																								
Vas. str.	<i>Tuberoapseudes echinatus</i> (Sars, 1882)							1																	
	ECHINODERMATA																								
-	Holoturidae indet.															1						1			
Sspr	<i>Ophiacantha setosa</i> (Bruzellius, 1805)																								1
	SIPUNCULA																								
Vas. tol.	<i>Golfingia (Golfingia) vulgaris vulgaris</i> (de Blainville, 1827)								1																
Lre	<i>Phascolion (Phascolion) strombus strombus</i> (Montagu, 1804)			1																					

Al fine di una migliore caratterizzazione del popolamento, sulla matrice quantitativa dei dati è stato effettuato il calcolo dei principali parametri strutturali della comunità. Nella misura della struttura della comunità il concetto di diversità, espresso con l'indice di Shannon & Weaver (1949), combina l'indice di ricchezza specifica di Margalef (1958) e l'indice di uniformità nella ripartizione delle abbondanze tra le specie (evenness) di Pielou (1966).

I valori dei tre indici sono stati calcolati per ciascuna stazione e singola replica e riportati in tabella 3.2.5.2.

L'andamento dell'indice di Shannon Weaver (H') varia in funzione della profondità (Figura 3.2.5.1). I valori di diversità più elevati li riscontriamo nelle stazioni meno profonde e più ricche in specie (A74, A75 e A76). In particolare il valore più alto lo osserviamo nella stazione A74 (129 m) e il valore più basso nella stazione A21 (432 m).

Tabella 3.2.5.2. Valori degli indici strutturali della comunità: d (Margalef), J (Pielou), H' (Shannon Weaver).

STAZIONI	REPLICHE	S	N	D	J	H'
A74	R1	3	4	1,820478	1	1,584963
	R2	2	4	0,721348	0,811278	0,811278
	R3	5	7	2,232443	0,969724	2,251629
A75	R1	0	0	-	-	0
	R2	3	3	1,820478	1	1,584963
	R3	4	5	1,864005	0,960964	1,921928
A76	R1	1	2	0	-	0
	R2	3	4	1,820478	1	1,584963
	R3	3	3	1,820478	1	1,584963
A20	R1	2	2	1,442695	1	1
	R2	2	3	0,910239	0,918296	0,918296
	R3	3	5	1,24267	0,96023	1,521928
A21	R1	0	1	-	-	0
	R2	2	3	0,910239	0,918296	0,918296
	R3	2	2	1,442695	1	1
A22	R1	3	3	1,820478	1	1,584963
	R2	1	1	-	-	0
	R3	2	2	1,442695	1	1
A23	R1	2	3	1,442695	1	1
	R2	2	2	1,442695	1	1
	R3	2	2	1,442695	1	1
A24	R1	4	4	2,164043	1	2
	R2	2	2	1,442695	1	1
	R3	1	1	-	-	0

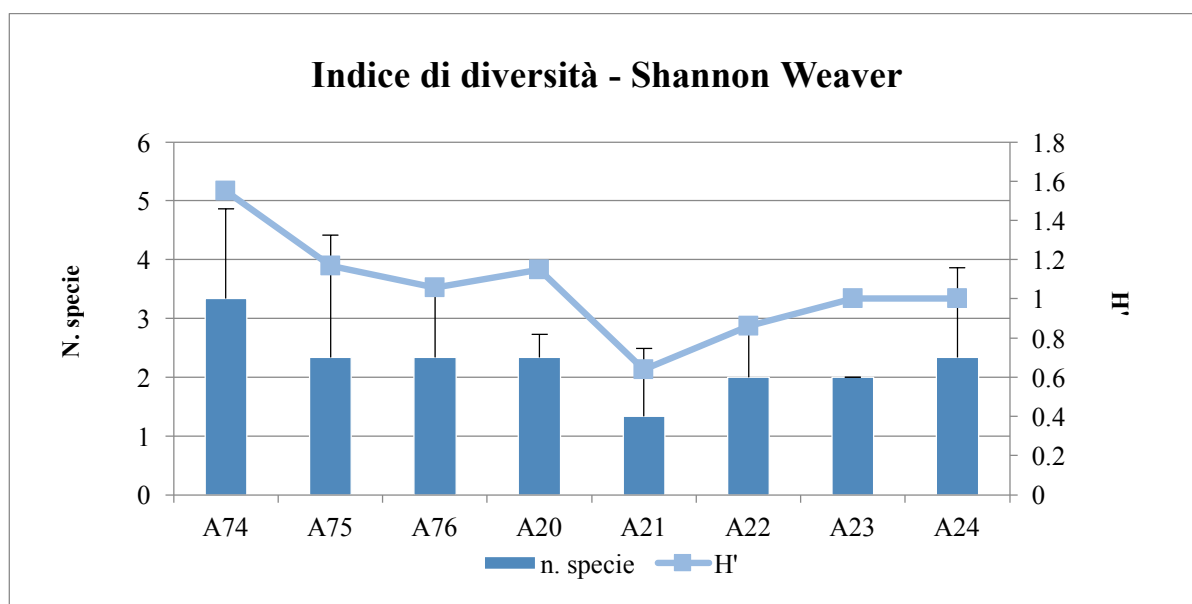


Figura 3.2.4.1. Andamento dell'indice di diversità specifica di Shannon Weaver.

L'indice di equitabilità di Pielou (J) mostra un andamento costante in tutte le stazioni campionate, indipendentemente dalla profondità, con valori massimi indicanti una distribuzione uniforme degli individui tra le specie (Figura 3.2.5.2).

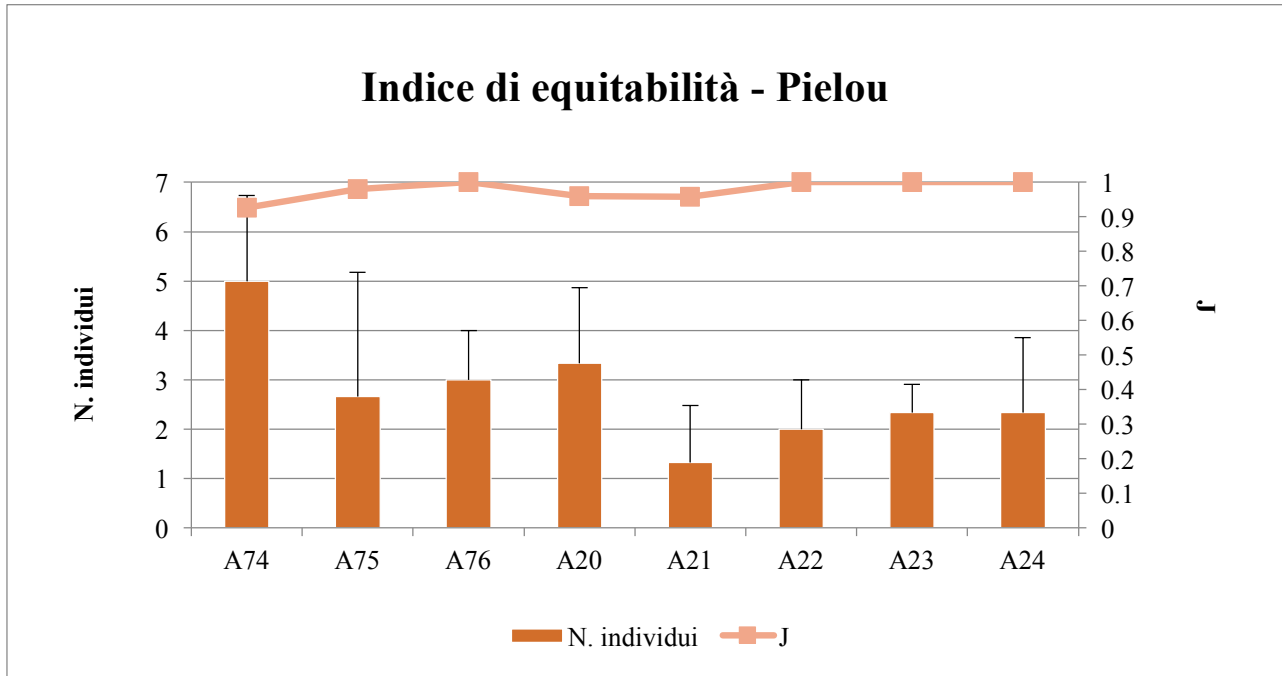


Figura 3.2.4.2. Andamento dell'indice di equitabilità di Pielou.

Le comunità macrozoobentoniche di fondo mobile adottano differenti strategie adattative come risposta a stress ambientali. I numerosi lavori che attestano l'importanza dell'impiego degli organismi bentonici di fondi mobili come bioindicatori dello Status di Qualità Ecologica (EQS) si riferiscono all'utilizzo di particolari indici biotici nella valutazione di impatti naturali ed antropici per le acque costiere e di transizione. In particolare, in questo studio è stato utilizzato l'indice AMBI (Borja et al., 2000) che si basa sulla classificazione di specie (o gruppi di specie) in gruppi ecologici rappresentanti livelli di sensibilità o tolleranza ai diversi tipi di inquinamento e l'indice M-AMBI (Muxika et al., 2007) che utilizza lo strumento dell'analisi statistica multivariata ed è in grado di riassumere la complessità delle comunità di fondo mobile, permettendo una lettura ecologica dell'ecosistema in esame. Quest'ultimo indice, che integra l'AMBI, un indice biotico basato sulla sensibilità / tolleranza delle specie, con l'indice di diversità di Shannon-Weaver e ricchezza specifica, varia tra 0 e 1 e corrisponde al Rapporto di Qualità Ecologica (RQE).

L'indice AMBI identifica 5 gruppi ecologici in funzione dell'arricchimento organico: GI (specie molto sensibili), GII (specie indifferenti), GIII (specie tolleranti), GIV (specie opportunistiche di secondo ordine), GV (specie opportunistiche di primo ordine). La distribuzione di questi gruppi ecologici, in accordo con la loro sensibilità allo stress d'inquinamento, fornisce una "Disturbance classification" di otto livelli (da 0 a 7) con valori

crescenti di disturbo e 5 livelli di *Ecological Quality Status* (ECoQ). I dati calcolati sono stati riportati in tabella 3.2.5.3.

Tabella 3.2.5.3. Valori dell'indice Ambi e riferimenti di ECoQ.

<i>Disturbance classification</i>	AMBI	<i>Ecological Quality Status (ECoQ)</i>
<i>Undisturbed</i>	0,0 < AMBI < 1,2	<i>High</i>
<i>Slightly disturbed</i>	1,2 < AMBI < 3,3	<i>Good</i>
<i>Moderately disturbed</i>	3,3 < AMBI < 4,3	<i>Moderate</i>
<i>Heavily disturbed</i>	4,3 < AMBI < 5,5	<i>Poor</i>
<i>Extremely disturbed</i>	5,5 < AMBI < 7,0	<i>Bad</i>

Il calcolo dell'indice AMBI e la distribuzione delle specie all'interno di ciascun gruppo ecologico è stato riportato nel grafico di figura 3.2.5.3. Il gruppo ecologico maggiormente rappresentato e presente in tutte le stazioni esaminate è il gruppo GI, caratterizzato da specie molto sensibili all'arricchimento organico, seguito dal gruppo GII, presente in 7 stazioni su 8, e dal gruppo GIII, presente in 6 stazioni su 8. Non ci sono specie appartenenti al gruppo GV e solo in una stazione (A76) troviamo specie appartenenti al gruppo GIV.

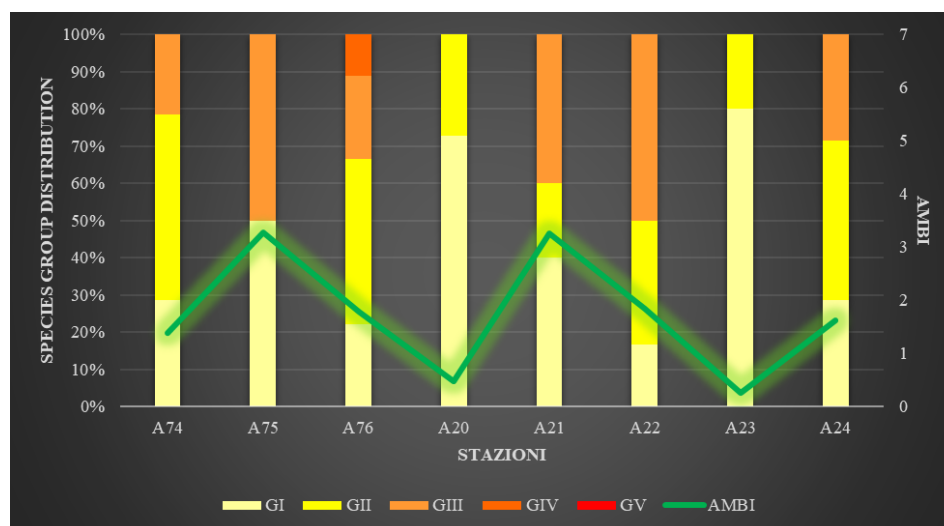


Figura 3.2.5.3. Andamento dell'indice AMBI e distribuzione delle specie nei 5 gruppi ecologici (G) all'interno di ciascuna stazione.

In 6 stazioni su 8 l'indice ha evidenziato valori compresi 1,2 < AMBI < 3,3 indicanti un ambiente leggermente disturbato ed un ECoQ buono. Solo le stazioni A20 e A23 hanno evidenziato valori compresi 0,0 < AMBI < 1,2 indicanti un ambiente non disturbato ed un ECoQ alto (Figura 3.2.5.4).

Per quanto concerne i valori dell'indice, la metà delle stazioni ha evidenziato valori compresi $0,0 < AMBI < 1,2$ indicanti un ambiente non disturbato ed un ECoQ alto rispetto alle altre che hanno evidenziato valori compresi $1,2 < AMBI < 3,3$ indicanti un ambiente leggermente disturbato ed un ECoQ buono (Figura 3.2.5.4).

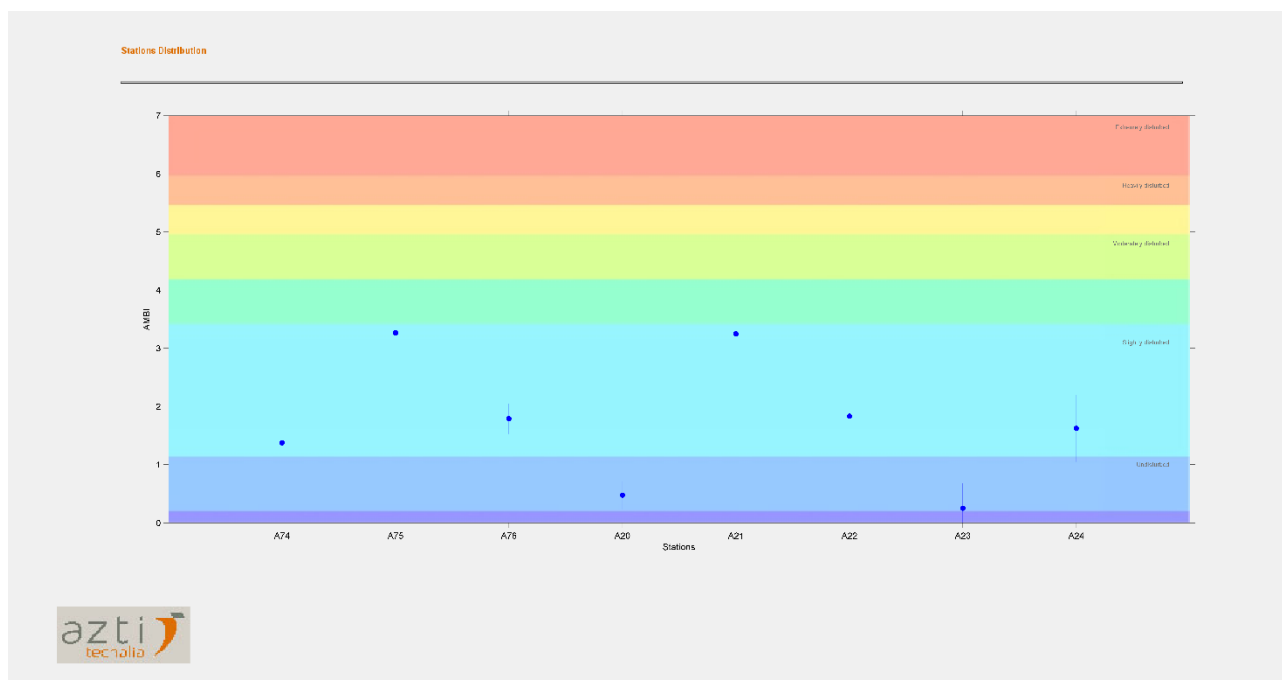
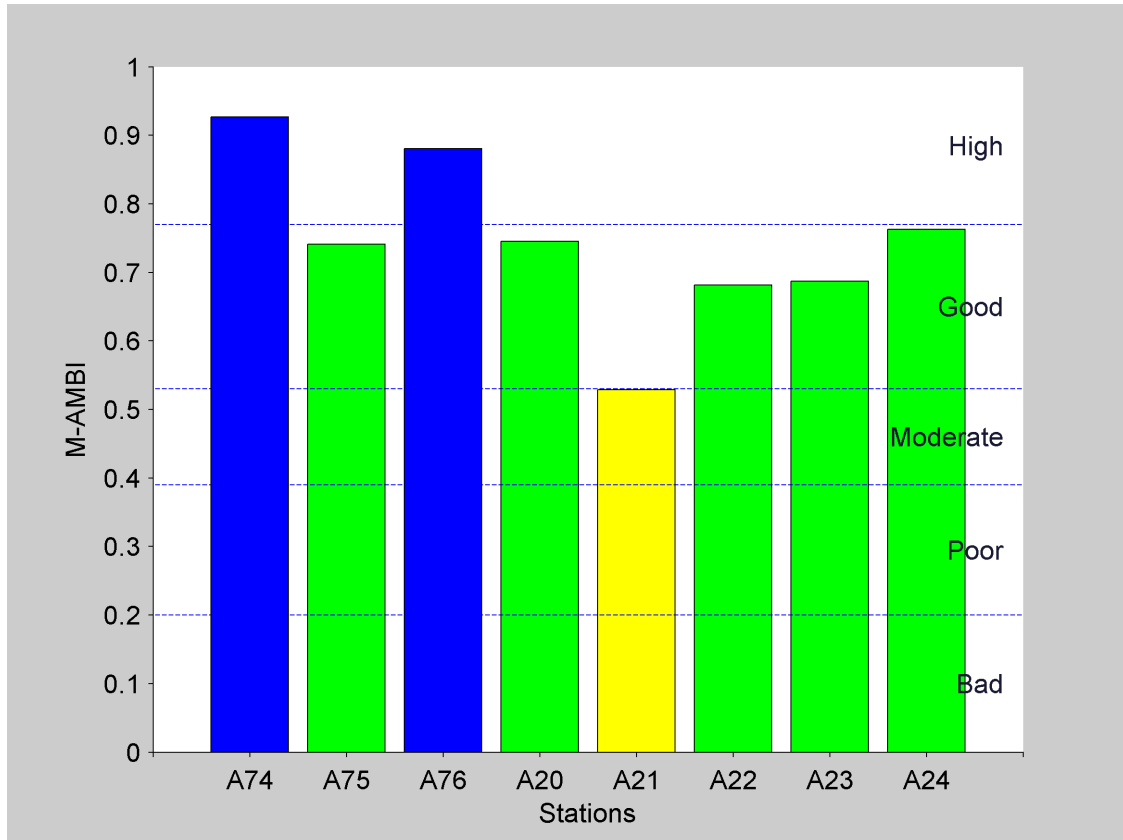


Figura 3.2.5.4. Indice AMBI e valori di ECoQ in tutte le stazioni.



Stations	AMBI	Diversity	Richness	X	Y	Z	M-AMBI	Status
Bad	6	0	0	4.984	38.399	-0.46225	0	Bad
High	0.25	2.95	9	-22.066	-16.607	0.11515	1	High

Figura 3.2.5.5. Andamento dell'indice M-AMBI nelle stazioni campionate ed il Rapporto di Qualità Ecologica (RQE).

In figura 3.2.5.5 vengono riportati i valori dell'indice M-AMBI nelle stazioni considerate e il Rapporto di Qualità Ecologica (RQE). Tutte le stazioni presentano un RQE *Good* (verde) ad eccezione delle stazioni A74 e A76 che presentano un RQE *High* (blu) e la stazione A21 con un RQE *Moderate* (giallo).

L'elaborazione dei dati ha fornito un'analisi sulla composizione e sulla struttura della comunità macrozoobentonica riscontrata nelle stazioni campionate durante l'inverno.

La composizione bionomica ha messo in evidenza che si tratta di un popolamento estremamente influenzato dalla componente fangosa del sedimento. È un dato comprensibile dal momento che il *range* batimetrico delle stazioni considerate varia da poche centinaia di metri a circa quattrocento metri di profondità. Si tratta, per la maggior parte, di specie caratteristiche che, indipendentemente dalla loro abbondanza, vivono preferenzialmente o esclusivamente in quel particolare biotopo. Ricontriamo, infatti, principalmente specie vasicole in senso stretto, tolleranti o esclusive di particolari biocenosi (VTC, VP, SVMC); specie a larga ripartizione ecologica (Lre) e il mollusco bivalve, *Abra alba*, che seppur non abbondante resta comunque una specie indicatrice di inquinamento ambientale.

Dal punto di vista strutturale, gli indici di ricchezza specifica e di diversità evidenziano un popolamento diversificato in funzione della profondità. Valori elevati di diversità specifica li ritroviamo nelle stazioni meno profonde e più ricche di specie. L'indice di equitabilità di Pielou invece, presentando valori elevati in tutte le stazioni, evidenzia una distribuzione omogenea degli individui all'interno delle specie.

I dati elaborati forniscono un quadro completo inerente la composizione e la struttura della comunità bentonica nell'area oggetto di studio, caratterizzata da un numero relativamente limitato di specie ed abbondanze relative molto basse in tutte le stazioni. In entrambi i casi i bassi valori di ricchezza in specie ed abbondanza sono probabilmente dovuti alla maglia del setaccio utilizzata (1 mm, come da indicazione ISPRA) ed anche al periodo di campionamento, in quanto è noto che abbondanza e numero di specie dei popolamenti bentonici aumentano nei periodi tardo primaverile ed autunnale. In particolare, le stazioni ubicate all'interno dell'area di immersione (A20, A21, A22, A23, A24) presentano un popolamento poco diversificato sebbene i valori dell'indice AMBI e M-AMBI non abbiano evidenziato particolari condizioni di stress, come emerso dai livelli di ECoQ e RQE riscontrati.

3.3 Caratterizzazione geomorfologica

È stata realizzata una rappresentazione cartografica con i dati filtrati e processati della batimetria con una griglia a risoluzione 20m e con le quote batimetriche a 30m (Figura 3.3.1). La decisione di creare una mappa con griglia a risoluzione di 20m è stata presa tenendo conto sia della profondità dell'area indagata sia delle caratteristiche operative del *multibeam*.

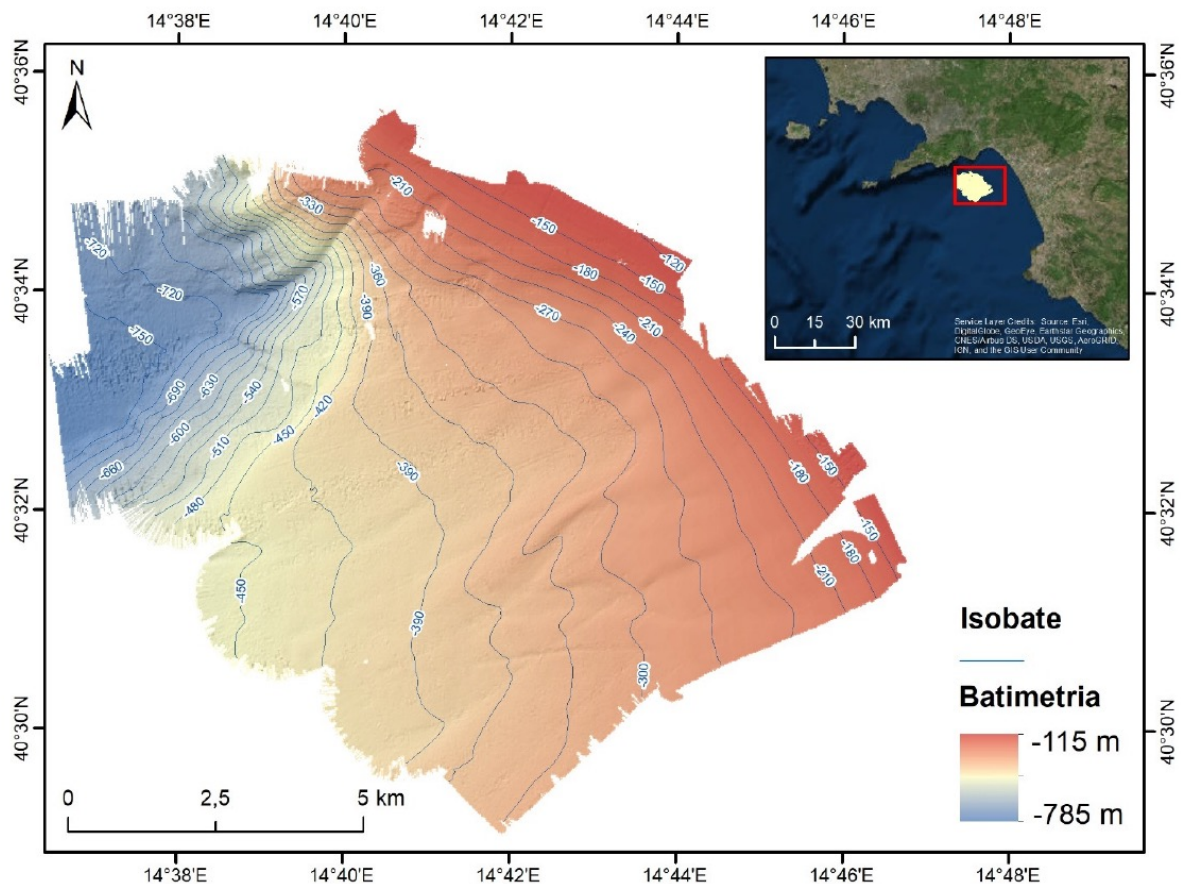


Figura 3.3.1. Batimetria e linee di batimetriche a 30m.

Sulla base dei dati elaborati è stata effettuata una analisi geomorfologica dell'area in esame (Figura 3.3.2). Il rilievo morfobatimetrico è stato effettuato nel Golfo di Salerno, limitato a nord dalla Penisola di Sorrento e dal promontorio del Cilento. Al largo delle località di Salerno e Battipaglia, la piattaforma continentale si estende per 10-12 km, mentre, lungo la costa amalfitana – tra Capo D’Orso e Amalfi – la sua estensione di riduce fino a 2-4 km.

Il rilievo morfobatimetrico ha messo in luce la morfologia di una porzione di piattaforma continentale esterna, sub-pianeggiante (<5°) e con una profondità minima di 115 m. Nel settore sud-orientale, la piattaforma continentale è caratterizzata da incisioni associabili ad un inizio di formazione di *gully*. Nel settore nord-occidentale del rilievo, si nota il ciglio della scarpata continentale localizzato ad una profondità

variabile tra 280 e 415 m e con orientazione NW-SE per 2 km e NE-SW per 5 km. La scarpata stessa ha un'inclinazione media di 10-15°, costituisce parte di un canyon ed è caratterizzata da quattro nicchie di distacco. Tre di queste hanno forma semicircolare, incidono la piattaforma continentale, sono localizzate ad una profondità di 180-200 m ed hanno un'inclinazione compresa tra i 9° e i 15°. Da esse si sviluppano due canali di trasporto che confluiscono in uno solo e raggiungono una profondità di circa 720 m. La quarta nicchia di distacco è situata sul fianco sudorientale del canyon, ad una profondità di circa 420 m e con un'inclinazione variabile tra i 15° e i 27°. Ha una larghezza maggiore rispetto alle tre nicchie sopra descritte; 1,15 km nella parte alta e 1,90 km nella parte inferiore posta alla base della scarpata, mentre le nicchie precedentemente descritte hanno larghezza variabile tra 260 e 410 m. Dal dato rilevato non è possibile individuare i depositi di frana associati a tali nicchie.

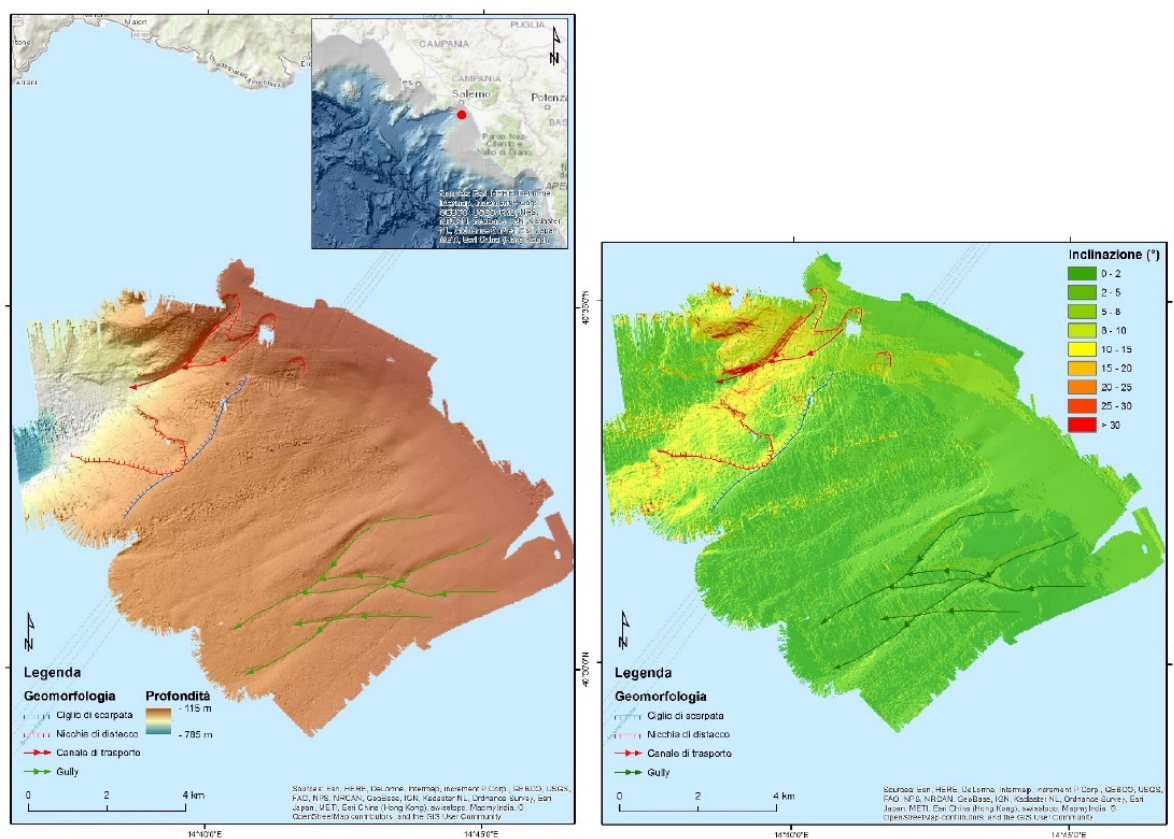


Figura 3.3.2. Restituzione geomorfologica.

3.4 Caratterizzazione ittica, bento-nectonica e alieutica

L'area in oggetto si estende per circa 55 km² nel settore nord occidentale del Golfo di Salerno.

La flotta da pesca della marineria di Salerno è spiccatamente artigianale e costiera ed è composta, secondo gli ultimi dati MIPAAF disponibili, da 147 imbarcazioni di cui 28 sono abilitate alla pesca a strascico e 9 al cianciolo. La maggior parte delle imbarcazioni (123) hanno la licenza a reti da posta, 55 al palangaro, 24 all'uso di lenze e 18 alle ferrettare (N.B. una singola imbarcazione può avere più licenze). (Dati registro natanti da pesca MIPAAF 2015).

Le pescate sperimentali sono state condotte senza problemi di afferrature o infangamento della rete o dei divergenti, tutte le cale sono state condotte nelle ore diurne come da protocollo. I risultati sono stati raggruppati nella tabella riassuntiva 3.4.1 dove da un punto di vista numerico la restituzione è espressa con x minore di 10 individui, xx minore di 50, xxx maggiore di 50, se le specie hanno avuto solo 1 o due record per cala sono stati indicati numericamente. Dal punto di vista quantitativo sono stati indicati solo i pesi delle specie ponderalmente significative.

Le 4 cale hanno mostrato una alta coerenza nelle catture ottenute sia in termini qualitativi che quantitativi, solamente la cala B1-B2 ha evidenziato maggiore presenza di gambero rosso essendo stata condotta per buona parte su fondali più profondi.

Tabella 3.4.1. Dati relativi alle specie catturate nelle 4 cale. La numerosità è espressa con x minore di 10 individui, xx minore di 50, xxx maggiore di 50. Nel caso in cui le specie hanno avuto 1 o 2 record per cala sono stati indicati numericamente vengono riportati i pesi delle specie più abbondanti e che forniscono il maggior contributo alla biomassa totale.

Taxa	Specie	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)
Teleostei	<i>Arnoglossus spp</i>	x		x		x		x	
Teleostei	<i>Cynoglossus sp</i>			2					
Teleostei	<i>Lepidorhombus boscii</i>			2	500			1	
Teleostei	<i>Lepidorhombus wiffiagonis</i>							1	
Teleostei	<i>Merluccius merluccius</i>			xx	1200			xx	8000
Teleostei	<i>Serranus hepatus</i>							1	
Teleostei	<i>Trachurus trachurus</i>			x	800				
Teleostei	<i>Mullus surmuletus</i>			1	200	1	150		
Teleostei	<i>Phycis blennoides</i>	xxx	2500	xxx	5000	xxx	6000	xxx	4200
Teleostei	<i>Hoplostethus mediterraneus</i>	xxx	2200	xxx	1400	xx	1100	xxx	1300
Teleostei	<i>Aulopus filamentosus</i>	1	150						
Teleostei	<i>Peristedion cataphractum</i>	xx	500	xx	200	x		xx	1300
Teleostei	<i>Helicolenus dactylopterus</i>	xxx	1000	xxx	500	xxx	1200	xxx	1400
Teleostei	<i>Chlorophthalmus agassizi</i>	xxx	1200	xxx		xxx	3400	xxx	200
Teleostei	<i>Spicara smaris</i>					1			
Teleostei	<i>Synchiropus phaeton</i>	x		x		x		x	
Teleostei	<i>Hymenocephalus italicus</i>	xxx	1000	xx		xxx	1100	xx	
Teleostei	<i>Coelorhynchus coelorhynchus</i>	xxx	800	xx		x	400	xx	

Taxa	Specie	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)
Teleostei	<i>Conger conger</i>	1						1	
Teleostei	<i>Lophius budegassa</i>			2	1000				
Teleostei	<i>Chauliodus sloani</i>							1	
Teleostei	<i>Nettastoma melanurum</i>			1				1	
Teleostei	<i>Lepidopus caudatus</i>	1						x	
Teleostei	<i>Caprus aper</i>	x		xx	500	xx	300	x	
Teleostei	<i>Lampanyctus crocodilus</i>			1				x	
teleostei	<i>Notoscopelus elongatus</i>							1	
Teleostei	<i>Lesuerigobius friesii</i>					x		x	
Teleostei	<i>Gadiculus argenteus</i>	xx		x		x		xx	800
Condroitti	<i>Galeus melastomus</i>		24000		12000	xxx	6300		11500
Condroitti	<i>Scyliorhinus canicula</i>	1				x		x	
Condroitti	<i>Chimaera monstrosa</i>			1					
Condroitti	<i>Etmopterus spinax</i>	xxx			1500	x		xxx	
crostacei	<i>Nephrops norvegicus</i>		1000		2000		1200		
crostacei	<i>Parapenaeus longirostris</i>		15000		20.000		9000		14000
crostacei	<i>Aristaeomorpha foliacea</i>				6000				
crostacei	<i>Plesionika spp</i>		1000		4000				
crostacei	<i>Goneplax rhomboides</i>	1		x					
crostacei	<i>Munida tenuimana</i>	x		x		x		x	

Taxa	Specie	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)
crostacei	<i>Munida rutulanti</i>					x		x	
crostacei	<i>Macropodia sp</i>								
crostacei	<i>Medorippe lanata</i>					x		x	
crostacei	<i>Liocarcinus tuberculatus</i>			x		x		x	
crostacei	<i>Pagurus sp</i>							x	
molluschi cefalopodi	<i>Loligo vulgaris</i>			1	150	1			
molluschi cefalopodi	<i>Todarodes sagittatus</i>	x	1200	2	300	2	600	x	2000
molluschi cefalopodi	<i>Pteroctopus tetracirrhus</i>	2	1000	x	1500			2	
molluschi cefalopodi	<i>Eledone cirrhosa</i>	x	700	x	600	2		x	700
molluschi cefalopodi	<i>Octopus macropus</i>	1	200			2	300		
molluschi cefalopodi	<i>Todaropsis eblanae</i>	1	150		1500	xx	2700	xx	700
molluschi cefalopodi	<i>Neorossia caroli</i>		400	15					
molluschi cefalopodi	<i>Rossia macrosoma</i>								
molluschi cefalopodi	<i>sapiolidae ind</i>	x		x		x		x	
molluschi gasteropodi	<i>Natica fusca</i>			x					
molluschi gasteropodi	<i>Aporrhais serresianus</i>								
molluschi gasteropodi	<i>Nassarius lima</i>					x			
Echinodermi echinoidei	<i>Echinus acutus</i>	xx		xx		xx		xx	

Taxa	Specie	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)
Echinodermi echinoidei	<i>Echinus melo</i>					x		x	
Echinodermi crinoidei	<i>Leptometra phalangium,</i>							x	
Echinodermi ophiuridei								x	
Echinodermi asteroidei	<i>Astropecten irregularis</i>	x	+	x					
Echinodermi asteroidei	<i>Tethyaster subinermis</i>							1	
cnidari	<i>Pennatula sp.</i>							x	

Le specie ittiche d'interesse alieutico sono scarsamente rappresentate e appartenenti a categorie commerciali poco pregiate. La musdea bianca, *Phycis blennioides* è la specie più rappresentata seguita da *Cloroptahalmus agassizi*. Il nasello *Merluccius merluccius* offre rendimenti trascurabili così come la rana pescatrice *Lophius budegassa* e le due specie di tampe *Lepidorhoumbus boscii* e *L. whiffjagonis*. Nell'ambito delle specie commerciali si è avuta la cattura di una sola triglia di scoglio in due diverse cale, *Mullus surmuletus*.

Lo scorfanotto di fondale *Helicholenus dactylopterus* è stato catturato in numerosi esemplari in tutta l'area ma di piccola dimensione essenzialmente della classe 0+/1.

Numerose sono state le specie ittiche prive di valore commerciale. Notevole la presenza di pesce specchio *Hoplostetis mediterraneus*, pesce tamburo *Caprus aper* e dei due macruridi *Hymenocephalus italicus* e *Coelorhynchus coelorhynchus*. Nei selacei particolarmente abbondante è stata la cattura del boccanera *Galeus melastomus*, specie comune dei fondali mobili profondi (Rinelli et al., 2005), numerosi sono stati gli esemplari di *Etmopterus spinax* e appena rappresentati il gattuccio, *Schilliorinus canicula*.

Significativa anche la presenza di *Gadicolus argenteus*.

Altre specie, come i pesci mesopelagici *Lampanyctus crocodilus*, *Chauliodus sloanei* e *Notoscopelus elongatus* sono tipici dell'ambiente mesobatiala, l'anguilliforme *Nettastoma melanura* è una specie indicativa di fondali sabbiosi/fangosi profondi (Arena & Li Greci, 1973).

Le uniche specie di alto interesse commerciale con un significativo rendimento sono i crostacei come lo scampo *Nephrops norvegicus*, il gambero rosa mediterraneo *Parapaneus longirostris*, il gambero rosso *Aristaomorpha foliacea* e il gobetto *Plesionika sp.* I loro rendimenti sono nella media ritrovata nei fondi epibatiali dell'area (Atlante delle risorse ittiche demersali italiane, 1997).

Le specie ittiche censite sono state 32, di cui solo 4 pesci cartilaginei, numero di specie estremamente ridotto se si considerano le 230 specie di esasmobranchi catturati nelle campagne a strascico profonde dello Stretto di Sicilia (Ragonese et al., 1997) e le catturate nel mar Ligure (Relini et al., 1986). Le specie di molluschi cefalopodi catturate sono 9, di cui solo quattro commerciali ma senza biomassa.

Riassumendo, l'area è caratterizzata da faune tipiche dell'orizzonte epibatale (Arena & Bombace, 1980) su substrato mobile con intromissioni dal livello mesobatale, soprattutto nell'area prossima al canyon nella porzione più profonda dell'area a nord ovest. Come specie indicatrice di facies specifiche vi sono solo *Echinus acutus* e *E. melo*, specie presenti nelle facies a *Isidella elongata* e/o *Terebratulina vitrea* che invece non sono state pescate. *E. acutus*, insieme agli sporadici reperti riscontrati di *Leptometra phalangium*, è comunque caratterizzante di fondali sabbio-fangosi profondi.

Anche se la presenza di questo crinoide è marginale, indica facies di substrato sabbio fangose anche in assenza di specie indicatrici dominanti.

Callionymus phaeton ha una frequenza costante sebbene numericamente modesta, (Maurin, 1968) attribuisce a questa specie una particolare significatività, quale indicatrice dei fondali a Gambero rosa Mediterraneo (*Parapaneus longirostris*). Le specie ittiche, come detto, sono poche numericamente e quantitativamente, sono infatti, rappresentate solo 32 specie di pesci di cui 4 pesci cartilaginei, i nostri dati, sebbene raccolti in un range batimetrico di 200m, in una sola stagione e con solo 4 cale evidenziano un ridotto numero di specie di pesci cartilaginei rispetto a quelli trovati nello Stretto di Sicilia (Ragonese et al., 2000). Particolarmente modesta è la presenza di specie commerciali delle quali solo *P. blennioides* e *C. agassizi* raggiungono catture appena significative mentre *M. merluccius*, *T. trachurus* e *Mullus surmuletus* sono appena rappresentate da singoli record.

La presenza dominante dei macruridi *H. italicus* e *C. coelorhynchus* e anche di *H. mediterraneus*, di *C. aper* e di *G. argenteus* indica fondali poco sfruttati dalla pesca. In aree sottoposte a elevato sforzo di pesca queste specie regrediscono rapidamente e cresce esponenzialmente la presenza di crostacei necto-bentonici come gamberi e scampi e anche di specie ittiche commerciali, che sono comunque associazioni tipiche dei fondi mobili prodondi (Gangitano et al. 2016). Questa condizione, è anche sostenuta dalla cattura massiva della specie ittica cartilaginea *G. melastomus* la cui abbondanza, correlata alla strategia riproduttiva dei selaci caratterizzata da bassa fertilità, è indice di ambienti poco sfruttati dalla pesca.

Anche la componente dei molluschi cefalopodi è poco rappresentata nell'area, sia da un punto di vista qualitativo che quantitativo, sono infatti solo 8 le specie presenti nelle pescate e solo 4 quelle commerciali, ma con catture modeste e persino irrilevanti per *L. vulgaris*.

Le specie di crostacei commerciali sono le quattro che caratterizzano i fondi mobili degli orizzonti epi- e mesobatiali anche se non è stato catturato il gambero Rosso *Aristeus antennatus* che usualmente vicaria *A. foliacea*.

P. longirostris è stata la specie d'importanza commerciale più rappresentata in assoluto in tutte le cale con una media di 17 kg h⁻¹ cala, seguita da *N. norvegicus* con 1.4 kg h⁻¹ di media che è assente solo nella cala più profonda e da *Plesionika sp.* con 1.5 kg h⁻¹ di media catturato però solo nelle 2 cale più profonde mentre *A. foliacea* è stata catturata solo nella cala più profonda con un rendimento di 3 kg h⁻¹. La biomassa catturata di queste specie di crostacei rientra nelle medie di cattura per l'area evidenziate nell'Atlante delle Risorse Ittiche Demersali Italiane (1997), lo stesso Atlante, nell'area non evidenzia significative variabilità di biomassa dei crostacei commerciali pescati nelle diverse stagioni.

Stranamente modesta è la presenza nella cattura d'invertebrati macro-bentonici riconducibili a sole 3 specie di molluschi gasteropodi, 5 specie di crostacei di cui due galateidi, un cnidario *Pinnatula sp.* e 5 specie di echinodermi di cui due echinoidei, due asteroidei e un crinoideo.

L'area denota quindi, oltre a una modesta diversità ittica, anche poca diversità per quanto riguarda gli invertebrati, almeno relativamente a quelli catturati nelle cale di pesca sperimentale.

La composizione specifica della fauna ittica dell'area evidenzia chiaramente, come detto, una comunità ittica che indica una modesta attività alieutica probabilmente giustificata economicamente solo dal basso tonnellaggio delle imbarcazioni che vi operano.

Oltre alla diversità ittica anche la composizione per taglia delle specie catturate, non evidenzia un'area sottoposta a sforzo di pesca elevato. Solamente *H. dactylopterus* che è catturato essenzialmente alle classi 0+/1 ha probabilmente una nursery nell'area.

L'area è, infatti, poco rilevante in termini di risorse alieutiche ed è oggetto solo di pesca stagionale ai crostacei da parte di tre imbarcazioni della locale Marineria di Salerno.

Nella lista faunistica non vi sono né specie protette dalle convenzioni internazionali che tutelano la biodiversità (Convenzione di Barcellona protocollo ASPIM, Direttiva habitat), né specie presenti nella lista rossa o ritenute *endangered* dalla IUCN.

Tutte le specie presenti sono afferenti a facies di fondali mobili, pertanto coerenti con le granulometrie dei materiali di dragaggio (peliti e sabbie molto fini) che verranno reimmessi.

4 Conclusioni

Il sito di immersione è ubicato oltre le tre miglia nautiche dalla costa, a circa 10 nm dall'AMP di Punta Campanella (Area Specialmente Protetta di Importanza Mediterranea, ASPIM) e a circa 14 nm dall'AMP di Santa Maria di Castellabate. Inoltre presenta un'elevata distanza dai siti della rete Natura 2000 e dai beni paesaggistici tutelati ai sensi del D. Lgs. 42/2004.

L'inquadramento generale dell'area, ampiamente descritto nella richiesta di integrazioni da parte del MATTM, ha permesso di caratterizzare, sulla base delle informazioni reperibili in letteratura, la dinamica delle masse d'acqua e le caratteristiche chimiche, fisiche e biologiche della colonna d'acqua e del fondale. L'area di interesse per la ri-deposizione dei sedimenti è caratterizzata da elevata profondità (rispetto alle aree generalmente adibite a tale funzione) e topografia del fondale relativamente pianeggiante.

La direzione prevalente dei venti è NNE, mentre da Nord si osserva la più alta percentuale di venti più intensi. Tuttavia, si registrano percentuali rilevanti, sia in termini di frequenza sia d'intensità, anche per i venti provenienti da S e SSO (soprattutto in primavera ed estate). Le direzioni d'onda più frequenti sono principalmente SW e OSO e sono le stesse direzioni per cui si osservano anche le altezze d'onda maggiori (Bennassai et al., 2017). La circolazione superficiale nel Golfo di Salerno è fortemente influenzata dalla circolazione generale del Tirreno e dai venti. In generale, come verificato anche recentemente (de Ruggiero et al., 2016), in presenza di venti deboli e della tipica corrente all'esterno del Golfo (diretta verso NWN) la circolazione interna diventa di tipo anticiclonico. In questo caso l'acqua entra dalla propaggine esterna della penisola sorrentina per poi formare una corrente costiera che connette la Costiera Amalfitana con il Cilento. L'opposto si osserva in presenza di vento forte, specialmente maestrale. In questo caso la catena montuosa della Penisola Sorrentina contribuisce ad amplificare il rotore del vento (di tipo ciclonico) il quale a sua volta forza una circolazione ciclonica (anti-oraria) nel Golfo. Le caratteristiche fisiche della colonna d'acqua del Golfo di Salerno sono quelle tipiche delle aree temperate, ovvero presentano un chiaro ciclo stagionale che passa dal completo rimescolamento invernale alla netta stratificazione termica dell'estate.

Dal punto di vista trofico, il Golfo di Salerno presenta caratteristiche oligotrofiche, con eccezioni delle aree costiere antropizzate e in corrispondenza di foci fluviali nelle quali presenta caratteristiche mesotrofiche. Infatti, ad eccezione dell'area direttamente interessata dagli *input* fluviali del Sele, le concentrazioni dei nutrienti e della biomassa fitoplanctonica sono modeste, soprattutto lungo la costa cilentana (Marino et al., 1984, Margiotta et al., 2006, Margiotta et al., 2013). Le caratteristiche idrografiche e biologiche presentano gradienti poco marcati e determinano una variabilità spaziale poco accentuata. I fiumi, ad eccezione del Sele, presentano un regime perlopiù torrentizio, e la principale fonte di arricchimento di nutrienti delle acque costiere è legata agli scarichi urbani.

La composizione dei sedimenti superficiali, è costituita da sabbie fini lungo la costa e da sedimenti più fini (limo e argilla) nella parte più esterna. I più grossolani (da sabbiosi medie a grossolane) si riscontrano nella parte più meridionale in prossimità di Punta Licosa.

Le concentrazioni di metalli nei sedimenti superficiali del Golfo di Salerno sono molto vicine ai livelli di *background*, indicando che questa zona non mostra criticità da un punto di vista della contaminazione da xenobiotici (Si.Di.Mar., 2005). La macrofauna di fondo mobile del Golfo di Salerno sembra seguire la distribuzione per fasce batimetriche come generalmente riportato in letteratura (Dappiano, 2005).

Gli studi condotti nel potenziale sito di immersione hanno evidenziato che nel periodo di indagine (inverno) l'area è caratterizzata da una colonna d'acqua ben rimescolata fino a 100-150 m di profondità.

Il sito di immersione è sottoposto ad apporti terrigeni di modesta entità e soggetto ad *input* di sostanza sospesa, presumibilmente di origine fluviale, tipica del periodo di indagine.

L'area è caratterizzata da basse concentrazioni di nutrienti (sia organici sia inorganici), da bassi valori di biomassa fitoplanctonica e da un popolamento, tipicamente invernale, composto prevalentemente da piccoli fitoflagellati (< 10 µm) e da coccolitoforidi.

Anche il popolamento zooplanctonico presenta bassi valori di abbondanza e alte percentuali di copepodi (prevalentemente di piccola taglia) comunemente riscontrati nei popolamenti pelagici del Tirreno in questo periodo dell'anno.

Per quanto riguarda i sedimenti, le analisi chimiche hanno evidenziato l'esistenza di condizioni puntiformi di contaminazione da xenobiotici legata essenzialmente ai composti organostannici, che sono presenti ad esempio nelle vernici antivegetative dei natanti.

I risultati evidenziano la mancanza di effetti ecotossicologici diffusi ed una classe di pericolo ecotossicologico 'assente' per la quasi totalità dei campioni analizzati. La classificazione ponderata (chimica ed ecotossicologica) mostra una elevata Classe di Qualità per tutti i campioni (6 campioni in classe A e 2 in classe B). Le analisi biologiche ed ecologiche dei popolamenti bentonici hanno evidenziato che la comunità bentonica nell'area oggetto di studio è caratterizzata da specie ed abbondanze relative molto basse in tutte le stazioni. In particolare, le stazioni ubicate all'interno dell'area di immersione (A20, A21, A22, A23, A24) presentano un popolamento poco diversificato sebbene i valori dell'indice AMBI e M-AMBI non abbiano evidenziato particolari condizioni di stress, come emerso dai livelli di ECoQ e RQE riscontrati. Si sottolinea che questi risultati sono relativi al periodo di campionamento invernale.

Le attività di pesca sperimentale hanno anche evidenziato che l'area è caratterizzata da una modesta diversità ittica e da scarsa diversità per quanto riguarda gli invertebrati. L'area è, infatti, poco rilevante dal punto di vista quantitativo ed è oggetto solo di pesca stagionale ai crostacei da parte di tre imbarcazioni della

locale Marineria di Salerno. Anche in questo caso i risultati sono condizionati dal periodo di campionamento che evidenzia le condizioni di maggior povertà osservabili nell'arco annuale di indagine.

Nella lista faunistica dei campioni di macrobenthos prelevati da fondi mobili non vi sono specie presenti nelle liste delle convenzioni internazionali che tutelano la biodiversità (Convenzione di Barcellona protocollo ASPIM, Direttiva habitat), né specie presenti nella lista rossa o ritenute *endangered* dalla IUCN (Tabella 4.1).

Tutte le specie investigate sono state raccolte su fondali mobili, e pertanto la loro identificazione e diversità è coerente con le granulometrie (peliti e sabbie molto fini) dei materiali di dragaggio.

Sulla base dei risultati delle indagini *ante operam* previste nel piano di monitoraggio approvato dagli organi di controllo e di indagini aggiuntive, quali le campagne di pesca sperimentale (non previste dall'attuale legislazione), il sito proposto per l'immersione a mare dei sedimenti portuali non presenta particolari criticità.

Saranno comunque effettuate, a titolo cautelativo, ulteriori indagini visive mediante ROV (*Remotely Operated Vehicle*), già programmate per l'immediato futuro, che permetteranno di escludere l'eventuale presenza di *soft corals* (Pennatulacei) e di altre specie rilevanti da un punto di vista legislativo.

Il presente studio indica e rafforza le raccomandazioni utili a minimizzare gli effetti legati all'immersione del materiale (in particolare per minimizzare l'aumento di torbidità in colonna d'acqua e gli effetti negativi sulle biocenosi marine) che possono essere riassunti come segue:

- effettuare le operazioni in periodi in cui la stratificazione termica è assente o minima (tra la metà di novembre e non oltre la fine di marzo, eventualmente prorogabile fino al 15 aprile in funzione delle specifiche condizioni ambientali da verificare *in fieri*) poiché questo periodo mostra le più basse abbondanze e diversità delle biocenosi studiate;
- posizionare l'area di scarico nel quadrante idoneo a favorire la dispersione del materiale all'interno del perimetro delimitato e mai in prossimità della scarpata.
- non disperdere il materiale in presenza di correnti forti verso terra o in prossimità del bordo più a costa.

Si enfatizza altresì l'assoluta necessità che vengano rispettate tutte le indicazioni fornite dalla Stazione Zoologica derivanti dai risultati del presente studio e dal modello di dispersione dei sedimenti e dall'analisi dei dati relativi al dragaggio del 2004 e che vengano effettuate misure *in fieri* per fornire indicazioni utili sulle intensità delle correnti alle diverse profondità.

Tabella 4.1. Elenco di specie presenti nelle liste delle convenzioni internazionali che tutelano la biodiversità.

PROPOSED VME HABITAT TYPE	Representative Taxa	IUCN Red List*	Barcelona convention Annex II
COLD-WATER CORAL REEFS			
A. <i>Lophelia pertusa</i> reefs	<i>Lophelia pertusa</i>	EN	x
B. <i>Madrepora oculata</i> reefs	<i>Madrepora oculata</i>	EN	x
C. <i>Desmophyllum dianthus</i> reefs	<i>Desmophyllum dianthus</i>	EN	x
CORAL GARDENS			
A. Hard-bottom coral garden			
A.1. Hard-bottom gorgonians, black coral gardens and other corals			
A.1.1. GORGONIANS (Order Alcyonacea)			
ACANTHOGORGIIDAE	<i>Acanthogorgia hirsuta</i>		
CORALLIIDAE	<i>Corallium rubrum</i>	EN	
DENDROBRACHIIDAE	<i>Dendrobrachia bonsai</i>		
ELLISELLIDAE	<i>Ellisella paraplexauroides</i> <i>Viminella flagellum</i>	VU	x
GORGONIIDAE	<i>Eunicella verrucosa</i>		
PLEXAURIDAE	<i>Bebryce mollis</i> <i>Paramuricea macrospina</i> <i>Swiftia pallida</i> <i>Villogorgia bebrycoides</i>		
PRIMNOIDAE	<i>Callogorgia verticillata</i>		x
A.1.2. BLACK CORALS (Order Antipatharia)			
ANTIPATHIDAE	<i>Antipathes dichotoma</i> <i>Antipathes fragilis</i>		x x
APHANIPATHIDAE			
MYRIOPATHIDAE	<i>Antipathella subpinnata</i>		x
LEIOPATHIDAE	<i>Leiopathes glaberrima</i>	EN	x
SCHIZOPATHIDAE	<i>Parantipathes larix</i>		x
A.1.3. HEXACORALS (Subclass Hexacorallia)			
CARYOPHYLLIIDAE - Solitary corals	<i>Caryophyllia calveri</i> <i>Desmophyllum dianthus</i>	EN	x
PARAZOANTHIDAE	<i>Savalia savaglia</i>		x
A.1.4. SCLERACTINIANS (Order Scleractinia)			
DENDROPHYLLIDAE	<i>Dendrophyllia cornigera</i>	EN	x
A.2. Colonial scleractinians on hard rock outcrops and non-reefal scleractinian aggregations			
CARYOPHYLLIIDAE	<i>Lophelia pertusa</i> <i>Anomocora fecunda</i>	EN	x
DENDROPHYLLIDAE	<i>Dendrophyllia cornigera</i>	EN	x
OCULINIDAE	<i>Madrepora oculata</i>	EN	x
A.3. Soft corals			
ALCYONIIDAE	<i>Alcyonium palmatum</i>		
NIDALIIDAE	<i>Chironephthya mediterranea</i> <i>Nidalia studei</i>		
PARALCYONIIDAE	<i>Paralcyonium spinulosum</i>		
A.4. Hydrocorals			

PROPOSED VME HABITAT TYPE	Representative Taxa	IUCN Red List*	Barcelona convention Annex II
STYLASTERIDAE	<i>Errina aspera</i>		x
B. Soft-bottom coral gardens			
B.1. Soft-bottom gorgonian and other coral gardens			
GORGONIIDAE	<i>Eunicella filiformis</i>		
ISIDIDAE	<i>Isidella elongata</i>	CR	x
PLEXAURIDAE	<i>Spinimuricea atlantica</i>		
	<i>Spinimuricea klavereni</i>		
B.2. Cup-coral fields			
CARYOPHYLLIIDAE	<i>Caryophyllia smithii</i> f. <i>clavus</i>		
B.3. Cauliflower coral fields			
NIDALIIDAE	<i>Nidalia studeri</i>		
DEEP-SEA SPONGE AGGREGATIONS			
A. Ostur sponge aggregations			
GEOIDIIDAE	<i>Geodia conchilega</i>		
	<i>Geodia nodastrella</i>		
	<i>Geodia barretti</i>		
PACHASTRELLIDAE	<i>Pachastrella monilifera</i>		
B. Hard-bottom sponge gardens			
AXINELLIDAE	<i>Phakellia ventilabrum</i>		
	<i>Phakellia robusta</i>		
	<i>Phakellia hironellei</i>		
AZORICIDAE – Stone sponge reefs	<i>Leiodermatium lynceus</i>		
	<i>Leiodermatium pfeifferae</i>		
CHALINIDAE	<i>Haliclona</i> spp.		
STYLOCORDYLIDAE	<i>Stylocordyla pellita</i>		
TETHYIDAE	<i>Tethya aurantium</i>		
	<i>Tethya citrina</i>		
VULCANELLIDAE	<i>Poecillastra compressa</i>		
	<i>Vulcanella gracilis</i>		
C. Glass sponge communities			
PHERONEMATIDAE	<i>Pheronema carpenteri</i>		
ROSSELLIDAE	<i>Asconema setubalense</i>		
D. Sponge aggregations on soft bottoms			
THENEIDAE	<i>Thenea muricata</i>		
CLADORHIZIDAE – Carnivorous sponges	<i>Cladorhiza abyssicola</i>		
	<i>Lycopodina hypogea</i>		
STYLOCORDYLIDAE	<i>Stylocordyla pellita</i>		
SUBERITIDAE	<i>Rhizaxinella</i> spp.		
	<i>Suberites</i> spp.		

PROPOSED VME HABITAT TYPE	Representative Taxa	IUCN Red List*	Barcelona convention Annex II
SEA PEN FIELDS			
PENNATULIDAE	<i>Pennatula</i> spp (e.g. <i>P. phosphorea</i> , <i>P. rubra</i> , <i>P. aculeata</i>) <i>Pteroeides</i> spp.	VU (<i>P. phosphorea</i> , <i>P. rubra</i> , <i>Pteroeides spinosum</i>)	
FUNICULINIDAE	<i>Funiculina quadrangularis</i>	VU	
KOPHOBELEMNIDAE	<i>Kophobelemnion stelliferum</i>		
PROTOPTILIDAE	<i>Protoptilum carpenteri</i>		
VERETILLIDAE	<i>Veretillum cynomorium</i>		
VIRGULARIIDAE	<i>Virgularia mirabilis</i>		
TUBE-DWELLING ANEMONE PATCHES			
CERIANTHIDAE	<i>Cerianthus membranaceus</i> <i>Arachnanthus</i> spp.		
MUD- AND SAND-EMERGENT FAUNA			
Echinodermata - Crinoidea			
ANTEDONIDAE	<i>Leptometra celtica</i> <i>Leptometra phalangium</i>		
Brachiopoda			
TEREBRATULIDAE	<i>Gryphus vitreus</i>		
BRYOZOAN PATCHES			
BITECTIPORIDAE	<i>Pentapora fascialis</i>		
BUGULIDAE	<i>Kinetoskias</i> spp.		
HORNERIDAE	<i>Hornera lichenoides</i>		
MOLLUSCS (habitat forming)			
GRYPHAEIDAE	<i>Neopycnodonte cochlear</i> <i>Neopycnodonte zibrowii</i>		
LUCINIDAE (cold seep communities)	<i>Lucinoma kazani</i>		
MYTILIDAE (cold seep communities)	<i>Idas modiolaeformis</i>		
PINNIDAE	<i>Atrina fragilis</i>		
ANNELIDS			
SABELLIDAE			
SIBOGLINIDAE (cold seep communities)	<i>Lamellibrachia anaximandri</i> <i>Siboglinum</i> spp.		
TEREBELLIDAE	<i>Lanice conchilega</i>		
CRUSTACEANS			
AMPELISCIDAE	<i>Haploops</i> spp.		
CALLIANASSIDAE (cold seep communities)	<i>Calliax</i> sp.		

5 Bibliografia

- APAT, 2003. Proposta di guida tecnica sui metodi di analisi dei suoli contaminati. APAT; Centro Tematico Nazionale Suolo e Siti Contaminati; Centro Tematico Nazionale Territorio e Suolo.
- APAT CNR IRSA 3200 – Metodi analitici per le acque - Manuali e Linee Guida 29/2003.
- Arena P., Bombace G., 1970. Bionomie benthique et faune ichthyologique des fonds de l'étage eirealittoral et bathyal des golfes de Castellammare (Sicile nord-occidentale) et de Patti (Sicile nord-orientale). Journ. ichthyoi. 145-156. XXII CIESM, Roma
- Arena P., Li Greci F. (1973) - Indagine sulle condizioni faunistiche e sui rendimenti dei fondali batiali della Sicilia occidentale e della bordura settentrionale dei banchi della soglia Siculo-Tunisina. Quad. Lab. Tecnol. e Pesca, 1973. 4: 157-201.
- ARPAT (1998) Metodologia di saggio algale per il controllo dei corpi idrici e delle acque di scarico: 191 pp.
- ARPAT (1998) Metodologia di saggio algale per il controllo dei corpi idrici e delle acque di scarico: 191 pp.
- ASTM (1995). Standard guide for conducting static acute toxicity tests with echinoid embryos- E 1563-95. American Society for Testing and Materials, Philadelphia, pp. 1029-1046.
- Atlante delle risorse ittiche demersali italiane (1997) Ardizzone G. D. & F. Corsi (eds.) Genova, 479 pp.
- Azur Environmental, 1995. Microtox acute toxicity basic test procedures, 63.
- Benassai G., Aucelli P., Budillon G., De Stefano M., Di Luccio D., Di Paola G., Montella R., Mucerino L., Sica M., Pennetta M. (2017) Rip current evidence by hydrodynamic simulations, bathymetric surveys and UAV observation Manuscript under review for journal Nat. Hazards Earth Syst. Sci. doi:10.5194/nhess-2017-53, 2017
- Benedetti M., Ciaprini F., Piva F., Onorati F., Fattorini D., Notti A., Ausili A., Regoli F. 2012. A multidisciplinary weight of evidence approach toward polluted sediments: integrating sediment chemistry, bioavailability, biomarkers responses and bioassays. Environmental International 38: 17-28.
- Borja, A., Franco, J., Pèrez, V., 2000. A marine biotic index to establish the ecological quality of soft-bottom benthos within European estuarine and coastal environments. Marine Pollution Bulletin, 40, 1100-1114.
- Carr, R.S., Chapman, D.C. 1995. Comparison of methods for conducting marine and estuarine sediment porewater toxicity tests – extraction, storage and handling techniques. Archives of Environmental Contamination and Toxicology 28, 69–77.

- Carrada, G. C., T. S. Hopkins, G. Bonaduce, A. Ianora, D. Marino, M. Modigh, M. Ribera d'Alcalà, and B. Scotto di Carlo (1980). Variability in the hydrographic and biological features of the gulf of Naples. *Marine Ecology* 1:105-120.
- Cicero, A. M., Di Girolamo, I., Roma 2001, Metodologie Analitiche di Riferimento. Programma di Monitoraggio per il controllo dell'Ambiente marino costiero (Triennio 2001-2003). Ministero dell'Ambiente e della Tutela del Territorio, ICRAM.
- Clementson L. A. and Wayte S. E. 1992. The effects of frozen storage of open-ocean seawater sample on the concentration of dissolved Phosphate and Nitrate. *Water Research*, 26 (9): 1171-1176.
- Colloca F., Garofalo G., Bitetto I., Facchini M.T., Grati F., Martiradonna A., et al. (2015). The seascape of demersal fish nursery areas in the North Mediterranean Sea, a first step towards the implementation of spatial planning for trawl fisheries. *PLoS ONE* 10(3): e0119590.
- Dappiano M. (2005). I popolamenti bentonici del Porto di Salerno e dei fondi mobili adiacenti: implicazioni riguardo la problematica delle specie alloctone e la biodiversità PhD Thesis, Scienze ed Ingegneria del Mare, Naples: 230 pp.
- de Ruggiero, P., E. Napolitano, R. Iacono and S. Pierini (2016): A high-resolution modelling study of the circulation along the Campania coastal system, with a special focus on the Gulf of Naples, *Continental Shelf Research*, <http://dx.doi.org/10.1016/j.csr.2016.03.026>
- DM 173 del 15 luglio 2016. Regolamento recante modalità e criteri tecnici per l'autorizzazione all'immersione in mare dei materiali di escavo di fondali marini. GU Serie Generale n.208 del 06-09-2016 - Suppl. Ordinario n. 40.
- Environment Canada (1992). Biological test method: fertilization assay using Echinoids (sea urchins and sand dollars). Environmental Protection Series. EPS 1/RM/27, Ottawa, Canada.
- Fenaux L., 1968. Maturation des gonades et cycle saisonnier des larves chez *A. lixula*, *P. lividus* et *P. microtuberculatus* (Echinides) a` Villfranche-Sur-Mer. *Vie Milieu* 19:1-52.
- Franceschini G., Andaloro F., Diviacco G., (1993) - La macrofauna dei fondi strascicabili della Sicilia Orientale. *Il Naturalista Siciliano*, IV, 17 (3-4): 311-324.
- Gancitano V., Colloca F., Enea M., Giusto G., Massi D., Sinacori G., Titone A., Vitale S., Garofalo G., Knittweis L., Fiorentino F. (2016). Time-series analysis of abundance indices of deep sea resources in the Strait of Sicily. *Rapp. Comm. int. Mer Médit.* 41: 465.

- ISPRA, 2011. Batterie di saggi ecotossicologici per sedimenti di acque salate e marine. ISPRA Manuali e linee guida - 67/2011, ISBN 978-88-448-0498-5, <http://www.isprambiente.gov.it/>
- ISO (2006). Water quality: determination of the inhibitory effect of water samples on the light emission of *Vibrio fischeri* (luminescent bacteria test) – part 3: method using freeze-dried bacteria. ISO/CD 11348-3.
- ISO International Organization for Standardization 2006. Water quality - Marine algal growth inhibition test with *Skeletonema costatum* and *Phaeodactylum tricornutum*. Draft International Standard ISO/DIS 10253ISO1. ISO, Genève, Switzerland.
- Levi D., Ragonese S., Andreoli M.G., Norrito G., Rizzo P., Giusto G.B. (1998). Sintesi delle ricerche sulle risorse demersali dello Stretto di Sicilia (Mediterraneo Centrale) negli anni 1985-1997 svolte nell'ambito della legge 41/82. Biol. Mar. Medit., 3(5):130–139.
- Metodologie di studio del plancton marino". ISPRA, Roma, 2010. Socal G., Buttino I., Cabrini M., Mangoni O., Penna A., Totti C..
- Manuale ISPRA 2017 "Saggio di fecondazione e saggio di sviluppo embrionale con il riccio di mare *Paracentrotus lividus* (Lamarck) (Echinodermata: echinoidea) Quaderni di ecotossicologia 11/2017
- Margalef R. (1958). Information theory in ecology. Gen. Syst., 3: 36-71.
- Margiotta F., C. Chiaese, A. Passarelli, R. Cioffi, I. Santarpia (2006). Evoluzione temporale delle variabili idrologiche di sette ecosistemi marino – costieri della Regione Campania. In: Gestione e tutela dell'ambiente marino – costiero in Campania. L. Capobianco, V. Saggiomo, E. Zucaro (Eds), ARPAC, Napoli, pp13-28.
- Margiotta, F., O. Mangoni, I. Santarpia, M. Saggiomo, V. Saggiomo, R. Casotti (2013) Response of phytoplankton assemblages to terrigenous pressures in the Southern Tyrrhenian Sea. Biol. Mar. Mediterr. 20 (1): 214-215.
- Margiotta F. (2011) Nitrogen and Phosphorous dynamics in coastal areas: common patterns, peculiarities and ecological implications, PhD Thesis, Scienze ed Ingegneria del Mare, Naples: 168 pp.
- Marino, M., M. Modigh, and A. Zingone (1984). General features of phytoplankton communities and primary production in the Gulf of Naples and adjacent waters. Pages 89-100 in O. Holm-Hansen, L. Bolis, and R. Gilles, editors. Marine Phytoplankton and Productivity. Springer-Verlag, Berlin
- Maurin C (1968) Ecologie ichthyologique des fonds chalutables de la baie ibero-marocaine a la Mauritanie et de la Mediterranee occiedntale. Rev Trav Inst Pech marit 32 (1):1-130.

- Morroni, L., Pinsino, A., Pellegrini, D., Regoli, F., Matranga, V. 2016. Development of a new integrative toxicity index based on an improvement of the sea urchin embryo toxicity test. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 123: 2-7
- Moutin, T. and P. Raimbault (2002). Primary production, carbon export and nutrients availability in western and eastern Mediterranean Sea in early summer 1996 (MINOS cruise). *Journal of Marine Systems* 33:273-288.
- Muxika, I., Borja, A., Bonne, W., 2005. The suitability of the marine biotic index (AMBI) to new impact sources along European coasts. *Ecol. Indic.* 5 (1), 19–31.
- Pielou E.C. (1966). The measurement of diversity in different types of biological collections. *J. Theor. Biol.*, 13, 131-144.
- Piva F., Ciaprini F., Onorati F., Benedetti M., Fattorini D., Ausili A., Regoli F. 2011. Assessing sediment hazard through a Weight of Evidence approach with bioindicator organisms: a practical model to elaborate data from sediment chemistry, bioavailability, biomarkers and ecotoxicological bioassays. *Chemosphere* 83: 475- 485.
- Pujo-Pay, M., P. Conan, L. Oriol, V. Cornet-Barthaux, C. Falco, J. F. Ghiglione, C. Goyet, T. Moutin, and L. Prieur (2011). Integrated survey of elemental stoichiometry (C, N, P) from the western to eastern Mediterranean Sea. *Biogeosciences* 8:883-899.
- Ragonese S., Di Stefano L., Bianchini M. L. (2000). Catture e selettività di pesci cartilaginei nella pesca dei gamberi rossi nello Stretto di Sicilia. *Biologia Marina Mediterranea* 7:400-411.
- Relini G., Peirano A., Tunesi L. (1986). Osservazioni sulle comunità dei fondi strascicabili del Mar Ligure Centro-Orientale. *Boll. Mus. ht. Biol. Univ. Genova* 52 suppl., 139-161.
- Rinelli P., Bottari T., Florio G., Romeo T., Giordano D., Greco, S. (2005) Observations on distribution and biology of *Galeus melastomus* (Chondrichthyes, Scyliorhinidae) in the southern Tyrrhenian Sea (central Mediterranean). *Cybiurn* 29, 41–46.
- Si.Di.Mar. Risultati e prospettive delle attività di monitoraggio degli ecosistemi, realizzate nell'ambito della linea d'azione nazionale Si.Di.Mar; 2005 [<http://www.sidimar.ipzs.it/>].
- Shannon C.E., Weaver W. (1949). *The mathematical theory of communication*. Urbana University Press, 122 pp. US EPA (1991). *Earl-Standard Operating Procedure Conducting the Sea Urchin *Arbacia punctulata* Fertilization Test*. Environmental Research Laboratory, Narragansett, RI, pp 125-131.

Sprovieri M, Sammartino S, Manta DS, Marsella E, Ferraro L. (2006) Heavy metals in top core sediments from the southern Campania shelf (Italy): hints to define large-scale geochemical backgrounds. *Chem Ecol* 22:65–91.

Ungaro, N., Marano C.A., Marsan R., Martino M., Marzano M.C., Strippoli G. and Viora, A. (1999) Analysis of demersal species assemblages from trawl surveys in the south Adriatic Sea. *Aquatic Living Resources* 12, 177–185