

Stazione Zoologica 'Anton Dohrn'

In uscita, 2019

Ubicazione G1

N. 8034 Data 12/11/2019



Autorità Portuale Salerno
Via Roma, 29
84121 Salerno

autportsa@pec.porto.salerno.it

Napoli, 11.11.2019

Francesca Margiotta

Monitoring &
Environmental Data Unit
(MEDA)

STAZIONE ZOOLOGICA
ANTON DOHRN

Oggetto: Trasmissione relazione

Gent.ma Ing. Valentino,

le inoltro la relazione tecnico-scientifica relativa ai risultati dell'intero monitoraggio

ante operam.

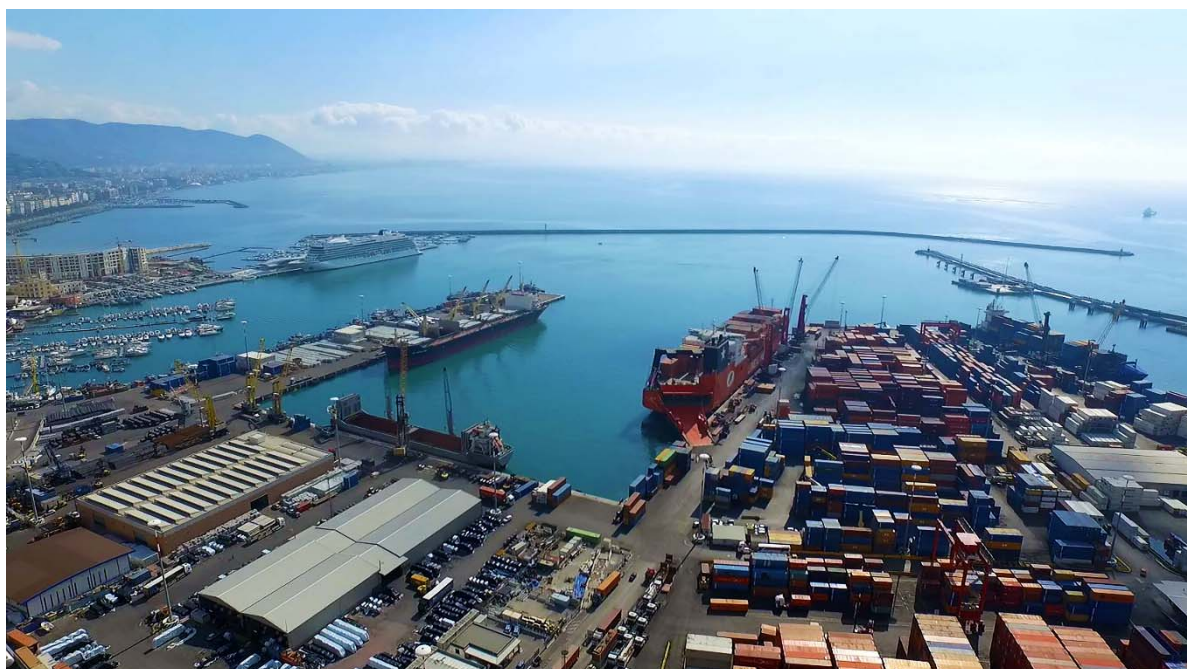
Cordiali saluti,

Villa Comunale
80121 Napoli, Italy
Tel. +39 081 5833343
Fax +39 081 5433360
Secretary Office
+39 081 5833218

francesca.margiotta@szn.it
www.szn.it

Ing. Francesca Margiotta
Project Manager del Progetto

MONITORAGGIO ANTE OPERAM



Stazione
Zoologica
Anton Dohrn
Napoli

Novembre 2019

Report - Risultati



GRUPPO DI LAVORO

Francesca Margiotta (Project Manager)

Fabrizio Vecchi (Responsabile Amministrativo)

Vincenzo Saggiomo (Supervisore Scientifico)

Stazione Zoologica Anton Dohrn

Franco Andaloro, Iole Di Capua, Giovanni De Martino, Marco Cannavacchiolo, Daniele Iudicone, Florian Kokoszka, Roberto Gallia, Rosanna Guglielmo, Augusto Passarelli, Francesco Paolo Patti, Milva Pepi, Isabella Percopo, Vincenzo Rando, Eugenio Rastelli, Emilio Riginella, Maria 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 Fogliani,
Mariacristina Prampolini.

Università Politecnica delle Marche

Daniele Fattorini, Giuseppe d'Errico, Marta Di Carlo, Francesco Regoli.

Sommario

1	Metodologie	1
1.1	<i>Colonna d'acqua</i>	1
1.1.1	Analisi dei dati CTD.....	1
1.1.2	Analisi per la caratterizzazione chimica	1
1.1.3	Analisi per la caratterizzazione biologica	5
1.2	<i>Sedimenti</i>	7
1.2.1	Analisi per la caratterizzazione fisica.....	7
1.2.2	Analisi per la caratterizzazione chimica	8
1.2.3	Analisi per la caratterizzazione ecotossicologica	20
1.2.4	Applicazione dei criteri di integrazione ponderata per l'elaborazione dei dati chimici ed ecotossicologici e la valutazione della classe di qualità	26
1.2.5	Analisi per la caratterizzazione microbiologica.....	31
1.2.6	Analisi per la caratterizzazione biologica	35
1.2.6.1	Stadi di resistenza del fitoplancton	35
1.2.6.2	Caratterizzazione delle comunità macro-zoobentoniche.....	35
1.2.6.3	Inquinanti prioritari nelle comunità macro-zoobentoniche.....	36
1.3	<i>Biota.....</i>	37
1.3.1	Bioaccumulo di contaminanti organici e inorganici	37
1.3.2	Analisi di <i>biomarker</i>	42
1.4	<i>Indagini supplementari nell'area di immersione</i>	47
1.4.1	<i>Processing</i> dei dati <i>multibeam</i>	47
1.4.2	Analisi per la caratterizzazione ittica, bento-nettonica e alieutica.....	47
2	Risultati- Colonna d'acqua.....	49
2.1	<i>Aree sottoposte a dragaggio</i>	49
2.1.1	Indagini idrologiche	49
2.1.1.1	Parametri fisico-chimici (sonda multiparametrica)	49
2.1.1.2	Caratterizzazione chimica.....	54

2.1.2	Misure correntometriche	73
2.1.3	Misure di torbidità in continuo	75
2.2	<i>Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio</i>	77
2.2.1	Indagini idrologiche	77
2.2.1.1	Parametri fisico-chimici (sonda multiparametrica)	77
2.2.1.2	Caratterizzazione chimica	84
2.2.1.3	Caratterizzazione biologica	98
2.3	<i>Area di immersione</i>	102
2.3.1	Indagini idrologiche	102
2.3.1.1	Parametri fisico-chimici (sonda multiparametrica)	102
2.3.1.2	Caratterizzazione chimica	107
2.3.1.3	Caratterizzazione biologica	114
2.4	<i>Idrologia dell'area di immersione</i>	119
2.4.1	Indagini idrologiche	119
2.4.1.1	Parametri fisico-chimici (sonda multiparametrica)	119
2.4.1.2	Caratterizzazione chimica	127
2.4.1.3	Caratterizzazione biologica	146
2.5	<i>Aree potenzialmente impattate dall'operazione di immersione</i>	151
2.5.1	Indagini idrologiche	151
2.5.1.1	Parametri fisico-chimici (sonda multiparametrica)	151
2.5.1.2	Caratterizzazione chimica	160
2.5.1.3	Caratterizzazione biologica	176
3	Risultati – Sedimenti	181
3.1	<i>Caratterizzazione fisica</i>	181
3.2	<i>Caratterizzazione chimica</i>	183
3.3	<i>Caratterizzazione ecotossicologica</i>	203
3.4	<i>Classificazione della qualità dei sedimenti</i>	210
3.5	<i>Caratterizzazione microbiologica</i>	213



3.6	<i>Caratterizzazione biologica</i>	218
3.6.1	Stadi di resistenza del fitoplancton	218
3.6.2	Caratterizzazione delle comunità macro-zoobentoniche	226
3.6.2.1	Aree sottoposte a dragaggio	227
3.6.2.2	Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio	231
3.6.2.3	Area di immersione	234
3.6.2.4	Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione	240
3.6.3	Inquinanti prioritari nelle comunità macro-zoobentoniche	243
4	Risultati – Biota	246
4.1	<i>Bioaccumulo di contaminanti organici e inorganici</i>	246
4.2	<i>Analisi di biomarker</i>	256
5	Risultati - Indagini aggiuntive nell'area di immersione	260
5.1	<i>Caratterizzazione geo-morfologica</i>	260
5.2	<i>Caratterizzazione ittica, bento-nectonica e alieutica</i>	262
5.3	<i>Caratterizzazione visiva dei fondali</i>	267
6	Conclusioni	271
7	Riferimenti bibliografici	275

1 Metodologie

1.1 Colonna d'acqua

1.1.1 Analisi dei dati CTD

I dati acquisiti durante la campagna *ante operam* sono stati elaborati secondo procedure oceanografiche standard, 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 nelle aree di campionamento mediante il programma *Ocean Data View* (ODV) (www.odv.awi.de).

1.1.2 Analisi per la caratterizzazione chimica

Nutrienti

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 inorganici è stata effettuata con un analizzatore a flusso continuo *Flow-Sys Systema* (Figura 1.1.2.1). Le analisi sono state eseguite utilizzando le metodiche riportate in Saggiomo et al., 2010. 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 1.1.2.1. Analizzatore a flusso continuo *Flow-Sys Systema*.

In tabella 1.1.2.1 sono riportati i limiti di rilevabilità dello strumento.

Tabella 1.1.2.1. Limiti di rilevabilità per i nutrienti inorganici.

	Limite di rilevabilità (mmoli m ⁻³)
NH₄	0.05
NO₂	0.01
NO₃	0.01
PO₄	0.01
SiO₄	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. La metodica utilizzata è riportata in Cozzi et al., 2010. Le concentrazioni di Azoto Organico Disciolto (DON) e Fosforo organico disciolto (DOP) sono state calcolate per differenza tra la frazione totale e quella inorganica.

Solidi sospesi

I filtri per la determinazione dei solidi sospesi totali (TSS) (Figura 1.1.2.2) 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).

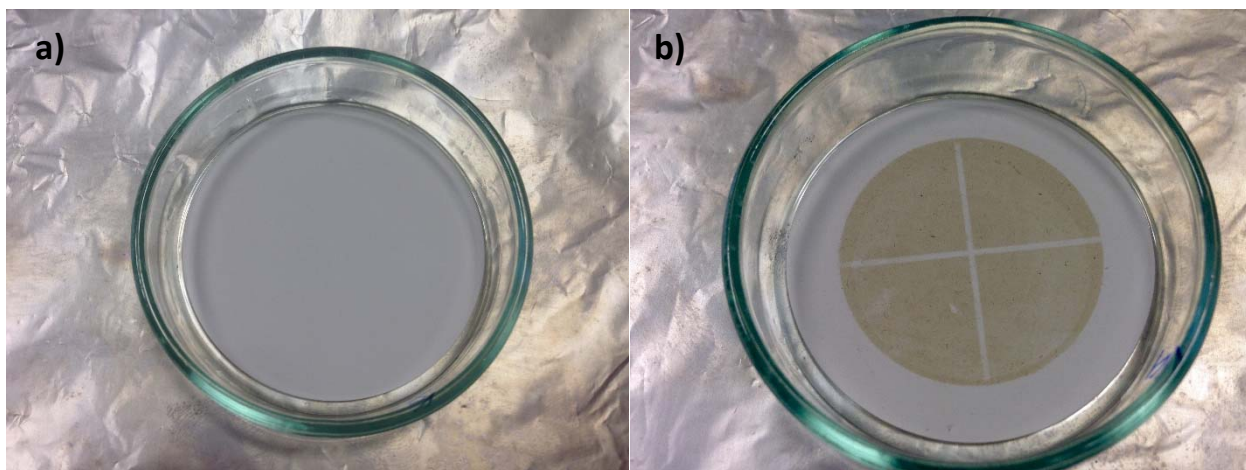


Figura 1.1.2.2. Filtri per la determinazione del TSS a) prima e b) dopo il campionamento.

Metalli disciolti

Il campione acquoso, pervenuto in laboratorio già stabilizzato con acido nitrico al 4%, è stato sottoposto ad analisi previa opportuna diluizione con acqua ultrapura Millipore per minimizzare l'effetto matrice. Le determinazioni dei metalli sono state effettuate seguendo le seguenti metodiche:

- Cromo, Zinco e Rame: è stata impiegata la metodica EPA 6010D:2014. L'analisi è stata condotta con ICP ottico impiegando un ICP Agilent VDV 5110. Il Limite di Quantificazione è pari a $1.0 \mu\text{g l}^{-1}$ per Cromo e Zinco e pari a $5.0 \mu\text{g/l}$ per il Rame.
- Cadmio e Piombo: è stata impiegata la metodica EPA 7010:2007. L'analisi è stata condotta con Assorbimento Atomico equipaggiato con fornetto di grafite modello SpectrAA-240Z. Il Limite di Quantificazione è pari a $0.1 \mu\text{g l}^{-1}$ per Cadmio e $1.0 \mu\text{g l}^{-1}$ per Piombo.
- Mercurio: è stata impiegata la metodica APAT CNR IRSA 3200. L'analisi è stata condotta mediante spettrometria di assorbimento atomico a vapori freddi CV-AAS, impiegando un FIMS 100 Perkin Elmer. Il limite di quantificazione è pari a $0.05 \mu\text{g l}^{-1}$.

Le prestazioni analitiche sono state controllate mediante l'impiego di soluzioni standard di riferimento certificate NIST, come previsto da EPA, accettando uno scostamento massimo del 10% dal valore certificato. È stato considerato come Limite di Quantificazione il primo punto della curva di taratura moltiplicato per la diluizione effettuata.

Metalli e composti organici nel particolato.

La determinazione delle sostanze chimiche su particolato è stata effettuata mediante estrazione ed analisi dei materiali filtranti. Per ogni categoria di sostanza chimica (metalli e metalloidi, idrocarburi pesanti $C>12$, Idrocarburi policiclici aromatici e composti organostannici) sono stati utilizzati materiali filtranti diversi e specifici come riportato nella relazione relativa alle operazioni di campo. Il filtro utilizzato, opportunamente pre-pesato e decontaminato, dopo filtrazione in campo è stato riposto in apposita capsula Petri singola codificata, sigillato ed inviato al laboratorio di analisi in condizioni refrigerate. In laboratorio i filtri sono stati essiccati in stufa a 40°C per non perdere la frazione volatile delle sostanze chimiche di interesse specifico. Quindi al raggiungimento del peso costante sono stati pesati per la determinazione della quantità di particolato presente. Ogni tipologia di filtro (quattro filtri distinti per ogni campione) è stata sottoposta ad opportuna procedura di estrazione e successiva analisi secondo i metodi riportati nella tabella 1.1.2.2. La tabella riporta le unità di misura ed il limite di rilevabilità riferito al filtro estratto (LOQ) per ogni sostanza chimica o classe di sostanze chimiche analizzate. Le analisi effettuate sui filtri prevedono la distruzione totale del campione sottoposto a prova. Pertanto, per evitare di perdere campioni, il metodo per ogni tipologia di analisi è stato preventivamente testato effettuando prove di efficienza di estrazione e recupero degli analiti

su filtri di prova aggiuntivi realizzati in campo appositamente con questa finalità. Inoltre, alcuni filtri *in blank* sono stati analizzati per ogni tipologia di analisi per determinare il segnale di base ed effettuare opportune correzioni dovute all'eventuale effetto matrice. I risultati acquisiti sulla concentrazione per ogni molecola (espressa in mg o sottomultipli di essi) sono stati rapportati al volume di acqua filtrata su ogni filtro per la determinazione delle concentrazioni di sostanza per litro di acqua filtrata. Sono stati forniti anche i dati relativi al peso totale di materiale particolato/filtro per l'eventuale stima delle concentrazioni di sostanza per milligrammo o microgrammo di particelle totali.

Tabella 1.1.2.2. Metodi di estrazione ed analisi e limiti di rilevabilità per tipologia di sostanza.

	Metodo	um	LOQ
Peso filtro 40°C	CNR IRSA 2.4.1 Q 64 Vol 2 1994	g	-
Cadmio	3050B 1996 + EPA 6020B 2014	µg	0.0125
Cromo totale	3050B 1996 + EPA 6020B 2014	µg	0.025
Mercurio	3050B 1996 + EPA 6020B 2014	µg	0.0031
Piombo	3050B 1996 + EPA 6020B 2014	µg	0.025
Rame	3050B 1996 + EPA 6020B 2014	µg	0.025
Zinco	3050B 1996 + EPA 6020B 2014	µg	0.25
Idrocarburi pesanti (C>12)	EPA 3545A 2007 + EPA 8015C 2007	mg	0.01
Idrocarburi Policiclici Aromatici (IPA)*	EPA 3545A 2007 + EPA 8270E 2017	µg	0.005
Composti organostannici**	EPA 3545A 2007 + EPA 8270E 2017	mg	0.0001

Note. Molecole identificate: *Acenaftilene; Benzo(a)antracene; Fluorantene; Naftalene; Antracene; Benzo(a)pirene; Benzo(b)fluorantene; Benzo(k)fluorantene; Benzo(g,h,i)perilene; Acenaftene; Fluorene; Fenantrene; Pirene; Dibenzo (a,h) antracene; Crisene; Indeno (1,2,3-c,d) pirene. **Monobutil stagno tricloruro; Di-n-butilstagno dicloruro; Tributilstagno cloruro; Sommatoria composti organostannici.

Carbonio Organico Totale (TOC)

Le misure di Carbonio Totale Organico (TOC) sono state effettuate mediante un analizzatore di carbonio Shimadzu, Mod. TOC-L, equipaggiato con autocampionatore, utilizzando il metodo di ossidazione catalitica ad alta temperatura (HTCO) così come riportato in Giani et al., 2010. Per ogni campione sono state eseguite da 3 a 5 misure. Ogni giorno lo strumento è stato tarato utilizzando soluzioni di filtrato acido di potassio a diverse concentrazioni (5 punti compresi tra 0 e 2 mg C l⁻¹). Inoltre, per verificare l'affidabilità delle misure, due volte al giorno, è stato analizzato un campione di acqua di mare di riferimento a concentrazione nota (*Deep Sea Water Reference, Hansell Laboratory, University of Miami; FL, USA*).

1.1.3 Analisi per la caratterizzazione biologica

Caratterizzazione delle comunità fitoplanctoniche

Clorofilla *a*

In laboratorio, i filtri per la determinazione della biomassa fitoplanctonica espressa come clorofilla *a* (Chl *a*), conservati in azoto liquido ($T \sim -195^{\circ}\text{C}$), sono stati distrutti meccanicamente con una bacchetta di vetro dopo essere stati immersi in una soluzione acquosa di acetone al 90% neutralizzato, 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 1.1.3.1.1), interfacciato ad un PC mediante il *software* RF-5301PC *Personal Fluorescence*.



Figura 1.1.3.1.1. 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 in Lazzara et al., 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 Utermöhl (Zingone et al., 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, coccolitofori 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.

Caratterizzazione delle comunità zooplanctonica

Per la 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.

1.2 Sedimenti

1.2.1 Analisi per la caratterizzazione fisica

Analisi granulometriche

Le analisi granulometriche sono state effettuate dal CNR-ISMAR di Venezia in collaborazione con l'Università Ca' Foscari.

I campioni di sedimento sono stati trattati ed analizzati mediante la seguente procedura:

1. selezione di un sub-campione rappresentativo dall'intero campione raccolto;
2. doppio lavaggio in acqua distillata per la rimozione del sale;
3. doppio lavaggio in H₂O₂ per la rimozione della materia organica (procedura necessaria solo per i campioni dell'area di immersione);
4. essiccazione in stufa a 65° C fino a completa asciugatura;
5. disaggregazione tramite l'utilizzo di un mortaio;
6. setacciatura a secco tramite vibrovaglio fino alle dimensioni di 1 mm (intervalli: 1 mm, 2 mm, 4 mm, 8 mm, 16 mm, 31.5 mm);
7. analisi tramite granulometro laser *MasterSizer* 3000 per le frazioni < 1 mm, dopo una sonicazione di durata 5 minuti;
8. unione delle due analisi e calcolo dei principali indici granulometrici tramite il foglio di calcolo *Gradistat*.

I passaggi 1-5 sono stati effettuati presso il CNR ISMAR di Venezia mentre per i passaggi 6-8 ci si è avvalsi della collaborazione e delle strutture del Dipartimento di Scienze Ambientali, Informatica e Statistica dell'Università Ca' Foscari di Venezia.

Il passaggio numero 3 si è reso necessario per 8 campioni particolarmente ricchi di materia organica, la cui presenza rendeva non fattibile l'analisi mediante il granulometro laser MasterSizer 3000 (A20, A21, A22, A23, A24, A74, A75 e A76).

Determinazione del contenuto d'acqua e del peso specifico

La determinazione del contenuto di umidità residua è stata eseguita come riportato nel D.M. 185 del 13/09/99, mediante perdita di peso per essiccamento. La percentuale d'acqua contenuta nel sedimento è ottenuta dal rapporto tra il peso del sedimento umido e il peso secco, ottenuto in stufa alla temperatura di 105°C per almeno 8 ore.

La determinazione del peso specifico si basa sul rapporto tra il peso del campione di sedimento e il rispettivo volume ed è espresso in g/cm³.

1.2.2 Analisi per la caratterizzazione chimica

Le analisi chimiche sono state effettuate considerando tutti i parametri chimici previsti 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”. I risultati analitici ottenuti sono stati successivamente elaborati mediante il *software* SediQualsoft 109.0®, applicando i criteri di integrazione ponderata per determinare l'indice di pericolo chimico HQC, utilizzato per l'integrazione finale con i risultati ecotossicologici e la classificazione della qualità dei sedimenti (allegato tecnico del DM 173/2016).

Determinazione della sostanza organica totale

La sostanza organica totale è stimata attraverso il metodo per calcinazione. Esso consiste nella valutazione della differenza tra il peso del sedimento essiccato a 105°C per otto ore e il peso del residuo dopo combustione in muffola a 450°C per quattro ore.

Determinazione del carbonio organico totale (TOC)

Per la determinazione del TOC nei sedimenti è stato utilizzato il metodo riportato in “Metodologie Analitiche di Riferimento” (ICRAM, 2001).

Un'aliquota di circa 15 mg di campione (pesato con la precisione di 0.1 mg), preventivamente essiccato alla temperatura di 60°C, è stato acidificato con HCl 1M e posto in stufa a 60°C. Il campione così preparato viene inserito all'interno dell'analizzatore elementare (*ThermoElectron Flash EA1112*). La temperatura del forno di combustione e di ossidazione dell'analizzatore è stata rispettivamente di 1020°C e 650°C.

Per ogni campione sono state analizzate almeno tre repliche per verificare la riproducibilità dei valori con un errore associato sulla singola misura del $\pm 5\%$. Inoltre, ogni 8 campioni è stato misurato uno standard di riferimento (Acetanilide-N:C 10.6%:71.2%). La tecnica utilizzata per la quantificazione del carbonio organico totale nei campioni è quella dello standard esterno (Acetanilide) con retta di calibrazione a 5 punti.

Determinazione dell'azoto totale (TN)

La determinazione dell'azoto totale è stata condotta mediante metodi conformi alle specifiche approvate dal DM del 13/09/1999 del Ministero per le Politiche Agricole (Approvazione dei "Metodi ufficiali di analisi chimica del suolo"), utilizzando un analizzatore elementare Perkin Elmer 2400 (Series II, CHNSO elemental analyzer). Il metodo prevede una completa ed istantanea ossidazione del campione per "*flash combustion*", con conseguente conversione di tutte le sostanze organiche ed inorganiche in prodotti gassosi. I gas di combustione vengono fatti passare in corrente di elio su uno strato di opportuno catalizzatore per completare il processo di ossidazione, e quindi su strato di rame per allontanare l'eccesso di ossigeno e per ridurre gli ossidi di azoto ad azoto molecolare (N₂). Successivamente, la miscela gassosa viene separata per gascromatografia e CO₂, N₂, H₂O e SO₂ vengono rilevati da un detector a conducibilità termica.

Nello specifico, la determinazione dell'azoto totale è stata effettuata depositando aliquote pari a circa 4 mg dei sedimenti essiccati alla temperatura di 55°C per almeno 8 ore direttamente all'interno dell'analizzatore elementare automatico, previa taratura dello stesso utilizzando soluzioni standard pure di Acetanilide, come descritto da Buurman et al. (1996). Il risultato finale viene espresso in mg/g di azoto e riferiti al peso secco (ps). Il limite di determinazione (LOD) è pari a 0.1 mg/g (ps).

Determinazione del fosforo totale (TP)

L'analisi del fosforo totale è stata effettuata secondo specifiche analoghe a quanto descritto da Hansen e Koroleff (1999). In breve, circa 100 mg di sedimento sono stati calcinati in muffola a 450°C per 4 ore. Al sedimento sono stati aggiunti 10 ml di HCl 1 M, e il campione è stato posto in agitazione per 16 ore a temperatura ambiente. Dopo centrifugazione (4000 rpm, 15 min), la determinazione analitica del contenuto di fosforo totale è stata eseguita nel surnatante mediante metodo spettrofotometrico. Nello specifico, l'ortofosfato (PO_4^{3-}) si determina con il metodo spettrofotometrico al blu di molibdeno, come descritto nel metodo 4110 dei protocolli IRSA-CNR (APAT Manuali e Linee Guida 29/2003), attraverso il kit di determinazione analitica Hach-Lange LCK 348 ed il Fotometro Hach-Lange DR3900 ed applicando le specifiche fornite dal costruttore. Gli ioni fosfato reagiscono con il molibdato di ammonio ed il potassio antimonil tartrato, in ambiente acido, formando un eteropoliacido che viene ridotto con acido ascorbico a blu di molibdeno, intensamente colorato, la cui assorbanza viene misurata alla lunghezza d'onda di 850 nm. Il risultato finale viene espresso in mg/g di fosforo e riferiti al peso calcinato (pc). Il limite di determinazione (LOD) è pari a 0.002 mg/g (pc).

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), vanadio (V) e zinco (Zn), i campioni di sedimento sono stati accuratamente mescolati al fine di renderli omogenei, ed aliquote pari a circa 10 g sono state poste in idonee piastre petri in vetro, pesate (peso umido) e mantenute in stufa alla temperatura di $60 \pm 0.5^\circ\text{C}$ per almeno 8 ore, al fine di ottenere un peso costante; successivamente i campioni sono stati recuperati e nuovamente pesati (peso secco); il peso umido ed il peso secco dei campioni consente di calcolare il contenuto d'acqua interstiziale associata ai sedimenti, utile a convertire in peso secco le aliquote umide destinate ad altre determinazioni analitiche. Per ciascun punto di prelievo è stata processata una replica di sedimento. I campioni sono stati quindi polverizzati con l'ausilio di un mortaio, 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 H_2O_2 e 5 ml di HNO_3 . 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, con acqua ultrapura (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 Al, As, Cd, Cr, Ni, Pb e V sono stati analizzati mediante spettrofotometro *SpectrAA 240Z* (Agilent Technologies), munito di elettrofornece 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. La determinazione del mercurio (Hg) 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 (peso secco).

La determinazione dei composti organici dello stagno, 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 concentrate a secchezza, mediante un evaporatore centrifugo (*SpeedVack Juan RC 1009*), 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. Per il TBT, un'aliquota dell'estratto è stata trattata con NaOH 10M per la precipitazione e l'allontanamento delle specie mono- e di- butilate. La successiva determinazione analitica è stata effettuata mediante le tecniche di spettrofotometria ad assorbimento atomico precedentemente descritte, utilizzando tecniche di assorbimento atomico con microforno di grafite ed effetto Zeeman, mediante l'uso di modificatore di matrice (palladio 1 g l⁻¹, 10% acido citrico, 20% HNO₃) e applicando standardizzazione con metodo delle aggiunte. Il risultato finale è stato espresso in µg/g (peso secco), convertendo il peso umido dei campioni in peso secco, mediante il contenuto d'acqua determinato in precedenza.

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 (peso umido). 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 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*); 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 (peso secco).

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

Nella tabella 1.2.1.1 2 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 riferite al peso secco dei campioni.

Tabella 1.2.1.1. Elenco dei contaminanti organici persistenti analizzati.

<u>Pesticidi clorurati (EPA 8081)</u>	<u>Fenoli clorurati</u>	<u>PCB (continua):</u>
Aldrina	2-Clorofenolo	PCB70
α -Clordano	4-Clorofenolo	PCB77
γ -Clordano	2,4-Diclorofenolo	PCB81
p,p'-DDD	2,4,6-Triclorofenolo	PCB90
p,p'-DDE		PCB101
p,p'-DDT		PCB105
Dieldrina	<u>Clorobifenili</u>	PCB118
Endosulfano I		PCB126
Endosulfano II	2-Clorobifenile	PCB127
Endosulfano (solfato)	3-Clorobifenile	PCB128
Endrina	4-Clorobifenile	PCB130
Endrina (aldeide)		PCB138
Endrina (chetone)		PCB146
Eptacloro	<u>Policlorobifenili (PCB):</u>	PCB153
Eptacloro (eossido)		PCB156
α -Lindano	PCB4	PCB169
β -Lindano	PCB7	PCB170
δ -Lindano	PCB8	PCB175
γ -Lindano	PCB11	PCB180
Metossicloro	PCB13	PCB182
	PCB15	PCB187
	PCB16	PCB195
<u>Altri pesticidi clorurati</u>	PCB17	PCB206
	PCB18	PCB209
Diclorobenzidina	PCB19	
Esaclorobenzene	PCB23	
Esaclorobutadiene	PCB26	<u>Polibromodifenileteri ed altri</u>
Mirex	PCB28	<u>ritardanti di fiamma brominati</u>
	PCB32	
	PCB33	PBDE28
<u>Pesticidi organofosfati</u>	PCB36	PBDE47
	PCB38	PBDE99
Azinphos-methyl	PCB40	PBDE100
Chlorpyrifos	PCB42	PBDE153
Dichlorvos	PCB44	PBDE154
Disulfoton	PCB45	PBDE183
Ethoprophos	PCB46	Esabromociclododecano
Fenclorphos	PCB47	Tetrabromobisfenolo-A
Metilparathion	PCB52	
Metolcarb	PCB58	
Prothiofos	PCB66	

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) ed apposite matrici di riferimento con standard certificati. Per quanto riguarda i bianchi, questi hanno sempre mostrato risultati al di sotto dei limiti di misurazione strumentale, lasciando quindi escludere 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 1.2.1.2 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 1.2.1.2), 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 il 95% ed il 97% dei valori certificati.

In tabella 1.2.1.3 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 disponibili e dei LOD richiesti secondo le specifiche del DM 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).

Tabella 1.2.1.2. Risultati ottenuti sul materiale standard certificato di riferimento: medie e deviazioni standard dei valori certificati e di quelli ottenuti, coefficienti di variazione percentuale (cv%), valori medi e deviazioni standard delle rese analitiche, calcolate rispetto al valor medio certificato.

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	50902	1015	1,99%	95,5%	1,90%
As	µg/g (p.s.)	18,9	2,80	18,3	0,56	3,09%	96,7%	2,99%
Cd	µg/g (p.s.)	8,80	1,40	8,62	0,27	3,10%	98,0%	3,03%
Cr	µg/g (p.s.)	266	24,0	255	9,32	3,65%	96,0%	3,50%
Cu	µg/g (p.s.)	380	40,0	367	7,99	2,18%	96,6%	2,10%
Fe	µg/g (p.s.)	35300	1600	33700	737	2,19%	95,5%	2,09%
Hg	µg/g (p.s.)	3,40	0,50	3,33	0,10	2,96%	97,9%	2,90%
Mn	µg/g (p.s.)	505	25,0	492	17,38	3,53%	97,5%	3,44%
Ni	µg/g (p.s.)	76,1	5,60	73,5	2,73	3,71%	96,6%	3,58%
Pb	µg/g (p.s.)	330	48,0	327	4,27	1,31%	99,0%	1,29%
Sn	µg/g (p.s.)	42,0	6,0	40,8	1,53	3,76%	97,0%	3,65%
V	µg/g (p.s.)	100	9,00	99	2,90	2,94%	98,6%	2,90%
Zn	µg/g (p.s.)	656	75,0	650	12,73	1,96%	99,1%	1,94%
Naftalene	ng/g (p.s.)	1,65	0,31	1,61	0,05	3,28%	97,7%	3,21%
1-Metilnaftalene	ng/g (p.s.)	0,52	0,03	0,50	0,01	1,96%	96,7%	1,90%
2-Metilnaftalene	ng/g (p.s.)	0,95	0,05	0,93	0,03	3,21%	98,0%	3,14%
Acenaftene	ng/g (p.s.)	0,57	0,03	0,55	0,02	3,14%	97,0%	3,05%
Fluorene	ng/g (p.s.)	0,85	0,03	0,82	0,02	2,56%	96,4%	2,47%
Fenantrene	ng/g (p.s.)	5,27	0,22	5,02	0,08	1,65%	95,2%	1,57%
Antracene	ng/g (p.s.)	1,77	0,33	1,71	0,04	2,50%	96,6%	2,41%
Fluorantene	ng/g (p.s.)	8,92	0,32	8,62	0,19	2,17%	96,7%	2,10%
Pirene	ng/g (p.s.)	9,70	0,42	9,45	0,21	2,23%	97,4%	2,17%
Benzo(a)antracene	ng/g (p.s.)	4,72	0,11	4,61	0,15	3,31%	97,7%	3,24%
Crisene	ng/g (p.s.)	4,86	0,10	4,73	0,20	4,21%	97,3%	4,10%
Benzo(b)fluorantene	ng/g (p.s.)	3,87	0,42	3,75	0,07	1,79%	96,8%	1,73%
Benzo(k)fluorantene	ng/g (p.s.)	2,30	0,20	2,23	0,05	2,18%	96,9%	2,11%
Benzo(a)pirene	ng/g (p.s.)	4,30	0,13	4,15	0,15	3,59%	96,6%	3,47%
Dibenzo(ah)antracene	ng/g (p.s.)	0,42	0,07	0,41	0,01	2,22%	96,5%	2,14%
Benzo(ghi)perilene	ng/g (p.s.)	2,84	0,10	2,77	0,10	3,52%	97,5%	3,43%
Indeno(123cd)pirene	ng/g (p.s.)	2,78	0,10	2,69	0,08	2,96%	96,8%	2,86%
a-Clordano	ng/g (p.s.)	16,51	0,83	16,06	0,32	1,97%	97,2%	1,92%
g-Clordano	ng/g (p.s.)	8,00	2,00	7,97	0,20	2,46%	99,6%	2,45%
a-Lindano	ng/g (p.s.)	2,00	0,30	1,95	0,05	2,78%	97,7%	2,71%
Esaclorobenzene	ng/g (p.s.)	6,03	0,35	5,79	0,12	2,10%	96,0%	2,01%
p,p'-DDD	ng/g (p.s.)	108	16,0	107	1,86	1,74%	99,1%	1,72%
p,p'-DDE	ng/g (p.s.)	86,0	12,0	82,3	2,12	2,58%	95,7%	2,47%
p,p'-DDT	ng/g (p.s.)	119	11,0	116	2,59	2,23%	97,4%	2,18%
PCB 8	ng/g (p.s.)	22,30	2,30	21,91	0,52	2,35%	98,3%	2,31%
PCB 18	ng/g (p.s.)	51,00	2,60	49,43	1,27	2,57%	96,9%	2,50%
PCB 28	ng/g (p.s.)	80,80	2,70	78,27	2,00	2,55%	96,9%	2,47%
PCB 44	ng/g (p.s.)	60,20	2,00	58,66	1,86	3,16%	97,4%	3,08%
PCB 52	ng/g (p.s.)	79,40	2,00	79,03	1,75	2,21%	99,5%	2,20%
PCB 66	ng/g (p.s.)	71,90	4,30	69,17	1,69	2,44%	96,2%	2,35%
PCB 101	ng/g (p.s.)	73,40	2,50	71,28	1,68	2,36%	97,1%	2,29%
PCB 105	ng/g (p.s.)	24,50	1,10	23,90	0,60	2,50%	97,5%	2,44%
PCB 118	ng/g (p.s.)	58,00	4,30	54,93	1,49	2,71%	94,7%	2,57%
PCB 128	ng/g (p.s.)	8,47	0,28	8,11	0,15	1,88%	95,7%	1,80%
PCB 138	ng/g (p.s.)	62,10	3,00	60,77	2,05	3,37%	97,9%	3,30%
PCB 153	ng/g (p.s.)	74,00	2,90	70,93	1,25	1,76%	95,8%	1,69%
PCB 156	ng/g (p.s.)	6,52	0,66	6,32	0,13	2,00%	96,9%	1,93%
PCB 170	ng/g (p.s.)	22,60	1,40	21,80	0,70	3,22%	96,5%	3,10%
PCB 180	ng/g (p.s.)	44,30	1,20	42,93	1,26	2,92%	96,9%	2,83%
PCB 187	ng/g (p.s.)	25,10	1,00	24,07	0,89	3,71%	95,9%	3,56%
PCB 195	ng/g (p.s.)	3,75	0,39	3,69	0,08	2,07%	98,4%	2,04%
PCB 206	ng/g (p.s.)	9,21	0,51	9,05	0,30	3,28%	98,3%	3,23%
PCB 209	ng/g (p.s.)	6,81	0,33	6,62	0,19	2,93%	97,2%	2,84%



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 del 3% e del 1.5% rispettivamente (vedere dettagli in tabella 1.2.1.3).

Tabella 1.2.1.3. Unità di misura (p.s. peso secco) e metodi analitici, limiti normativi L1 ed L2 (se disponibili) e LOD richiesti dal DM 173/2016, limiti analitici con la più bassa concentrazione misurabile per ciascun analita (media \pm deviazione standard) cv% e LOD, incertezza analitica a concentrazioni pari ad almeno 5 e 10 volte i valori ottenuti di LOD (vedere dettagli nel testo) (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	\pm ds	cv%	LOD (cv<10%)	media	\pm ds	cv%	media	\pm 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%
Acenafene	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 1.2.1.3. Unità di misura (p.s. peso secco) e metodi analitici, limiti normativi L1 ed L2 (se disponibili) e LOD richiesti dal DM 173/2016, limiti analitici con la più bassa concentrazione misurabile per ciascun analita (media ± deviazione standard) cv% e LOD, incertezza analitica a concentrazioni pari ad almeno 5 e 10 volte i valori ottenuti di LOD (vedere dettagli nel testo) (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 1.2.1.3. Unità di misura (p.s. peso secco) e metodi analitici, limiti normativi L1 ed L2 (se disponibili) e LOD richiesti dal DM 173/2016, limiti analitici con la più bassa concentrazione misurabile per ciascun analita (media \pm deviazione standard) cv% e LOD, incertezza analitica a concentrazioni pari ad almeno 5 e 10 volte i valori ottenuti di LOD (vedere dettagli nel testo) (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	\pm ds	cv%	LOD (cv<10%)	media	\pm ds	cv%	media	\pm 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%
Ethoprophos	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%
Fenclorophos	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%

1.2.3 Analisi per la caratterizzazione ecotossicologica

I campioni destinati alle analisi ecotossicologiche sono stati trasportati in contenitori privi di spazio d'aria presso i laboratori del Dipartimento di Scienze della Vita e dell'Ambiente, Università Politecnica delle Marche, dove sono stati mantenuti per pochi giorni a 4 – 6 °C al buio: entro 7 giorni dal campionamento, i sedimenti sono stati sia saggiati a fresco per l'esecuzione del saggio in fase solida, che utilizzati per la preparazione degli elutriati, successivamente conservati a -20°C fino all'esecuzione dei saggi su fase liquida.

Le analisi ecotossicologiche sono state effettuate applicando una batteria di saggi (bioluminescenza batterica in fase solida, crescita algale ed embriotossicità su fase liquida), secondo quanto previsto 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*". I risultati analitici ottenuti sono stati successivamente elaborati mediante il *software* SediQualsoft 109.0®, applicando i criteri di integrazione ponderata per determinare l'indice di qualità ecotossicologica HQ_{batteria}, utilizzato per l'integrazione finale con i risultati chimici e la classificazione della qualità dei sedimenti (allegato tecnico del DM 173/2016)

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 (vedi paragrafo successivo).

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).

Caratteristiche granulometriche dei sedimenti testati in fase solida

Per la determinazione delle caratteristiche granulometriche dei sedimenti marini necessarie per la normalizzazione del saggio, 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 per i saggi in fase liquida

L'elutriato è stato preparato entro 7 giorni dalla data di campionamento. In accordo con il protocollo standard US EPA (1991) quattro parti di acqua di mare filtrata sono state combinate in peso con una parte di sedimento; dopo agitazione per 1 h a 400 giri/min, la fase liquida è stata 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 (NO₃ e PO₄) della fase liquida (Clementson e Wayte, 1992) e non determina differenze significative tra la tossicità di campioni di matrici acquose appena estratte o congelate (Carr e 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 *Phaeodactylum tricorutum*

La metodica del saggio algale è stata recentemente aggiornata nella norma UNI ISO 10253 (2006) che prevede l'utilizzo di *Phaeodactylum tricorutum* Bohlin, o *Skeletonema costatum*. Entrambe le alghe possono essere impiegate utilizzando tale protocollo per saggi con elutriati, estratti da sedimento intero, con acqua sovranatante 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 2×10^3 e 10^4 cells/ml 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) insieme 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, è stata distribuita in triplice replica in piastre monouso sterili a 6 pozzetti (Environment Canada, 1992) e posta per 72h 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, 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). 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)

Ci = concentrazione iniziale (cells/ml).

Percentuale di inibizion

Saggio di embriotossicità

Questo test può essere condotto sia con il riccio, *Paracentrotus lividus* che con l'ostrica, *Crassostrea gigas*. L'utilizzo delle due specie permette infatti di garantire l'esecuzione del saggio in tutti i periodi dell'anno, senza la limitazione dovuta alla non maturità sessuale di una specie in alcuni periodi dell'anno. Il loro utilizzo alternativo all'interno della batteria non altera l'elaborazione dell'indice di pericolo ecotossicologico e la confrontabilità dei risultati (ISPRA, 2017). La matrice sottoposta alla valutazione ecotossicologica è stata l'elutriato.

Saggio di embriotossicità con *P. lividus*

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. In laboratorio gli esemplari sono stati mantenuti 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.

Modalità di esecuzione del test di embriotossicità

La matrice sottoposta alla valutazione ecotossicologica è stata l'elutriato, preparato come descritto precedentemente, e testato diluito al 50% con acqua di mare filtrata, come da indicazione del protocollo ISPRA del 2017 contenuto nel Quaderno di Ecotossicologia "Saggio di fecondazione e saggio embrionale con il riccio di mare *Paracentrotus lividus* (Lamarck) (Echinodermata: Echinodea)". Questo Quaderno è stato realizzato da ISPRA con l'obiettivo di fornire un protocollo metodologico standardizzato per questo saggio, talvolta ritenuto problematico e che è stato inserito nella "batteria" prevista dalla nuova normativa ambientale del DM 173/2016. Come Specificato nel Box 2 del Quaderno (Indicazioni per l'applicazione del saggio di sviluppo nei criteri di integrazione ponderata, pagina 26), "...si suggerisce di effettuare il saggio di

sviluppo embrionale utilizzando una diluizione pari al 50% dell'elutriato tal quale. Tale indicazione deriva da evidenze sperimentali che indicano come l'elutriato "tal quale", nelle condizioni di preparazione convenzionalmente accettate in questo contesto (1:4 peso/volume), non sia la "diluizione" più rappresentativa per la valutazione della effettiva tossicità mediante questo saggio. Infatti, lo sviluppo embrionale del riccio risulta spesso sensibile agli elutriati non diluiti anche in assenza di sostanze tossiche e come effetto di altri "fattori di confusione", non sempre efficacemente misurabili; in questo senso, la diluizione al 50% consente di discriminare meglio gli effetti dei campioni molto tossici e poco tossici, garantendo anche una maggiore confrontabilità dei risultati di embriotossicità ottenuti con altre specie".

La fase di esecuzione 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 in cella termostatica al buio a $18 \pm 1^\circ\text{C}$ per 48h al fine di garantire che tutti gli zigoti raggiungano lo stadio di larva (pluteo) nel controllo negativo. Il test viene fissato con 1 ml di fissativo di Lugol ed etanolo. La stima della percentuale di plutei 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). 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%.

In contemporanea, un controllo positivo è stato effettuato utilizzando nitrato di rame come tossico di riferimento per controllare la procedura e la sensibilità del test (concentrazioni testate 6, 12, 18, 30, 50 $\mu\text{g/l}$): il valore di EC50 del tossico di riferimento deve essere compreso tra 34,6 e 68,3 $\mu\text{g/l}$.

Saggio di embriotossicità con *C. gigas*

Questo test è stato condotto con l'ostrica, *Crassostrea gigas*, e la matrice sottoposta alla valutazione ecotossicologica è stata l'elutriato testato tal quale (100%), preparato come già descritto precedentemente.

Le ostriche (*C. gigas*) adulte provengono da un impianto di acquacoltura (*Guernsey Sea Farm*) che garantisce la maturità sessuale degli organismi per l'esecuzione del saggio. In laboratorio gli esemplari vengono posti in una camera termostata, in acquari di vetro contenenti acqua di mare dotati di un sistema di aerazione e di filtraggio. Periodicamente vengono controllati temperatura ($20 \pm 2^\circ\text{C}$), 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 con la sospensione di uova in un rapporto spermatozoi:uova di 10:1. La sospensione spermatozoi:uova viene incubata a $24 \pm 2^\circ\text{C}$ per circa 2 ore affinché gli zigoti raggiungano la fase di 16/32 cellule (Leverett et al., 2013). Acqua di mare naturale, filtrata a $0,45 \mu\text{m}$, è stata considerata come controllo negativo.

Il saggio di embriotossicità viene eseguito esponendo una concentrazione fissa di uova fecondate alla soluzione test in cella termostatica al buio a $24 \pm 2^\circ\text{C}$ per 24h, al fine di garantire che tutti gli zigoti raggiungano lo stadio di larva nel controllo negativo. Il test viene fermato con un fissativo di Lugol ed etanolo. La stima della percentuale di larve normali avviene contando 100 larve.

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 valido se la percentuale di larve normoformate nel controllo è superiore all'80% del totale degli embrioni contati.

Anche per il saggio di embriotossicità con l'ostrica è stato effettuato un controllo positivo utilizzando nitrato di rame come tossico di riferimento per controllare la procedura e la sensibilità del test (concentrazioni testate 6, 12, 18, 30, 50 $\mu\text{g/l}$).

1.2.4 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 1.2.4.1); 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* ≤ 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 ≤ 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).

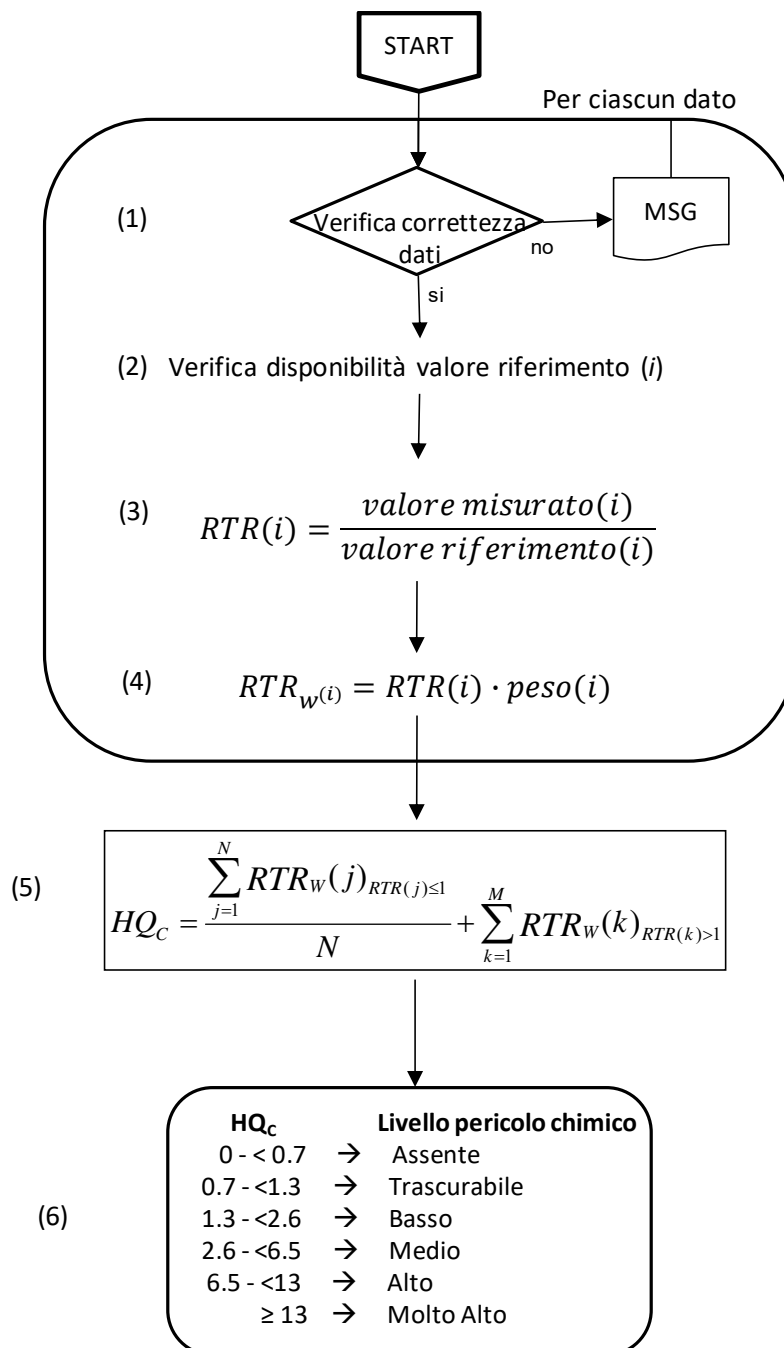


Figura 1.2.4.1. Flow-chart con la procedura per l'elaborazione dei dati di caratterizzazione chimica dei sedimenti.

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 2.2.3.2:

- 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 1.2.4.2);
- 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.

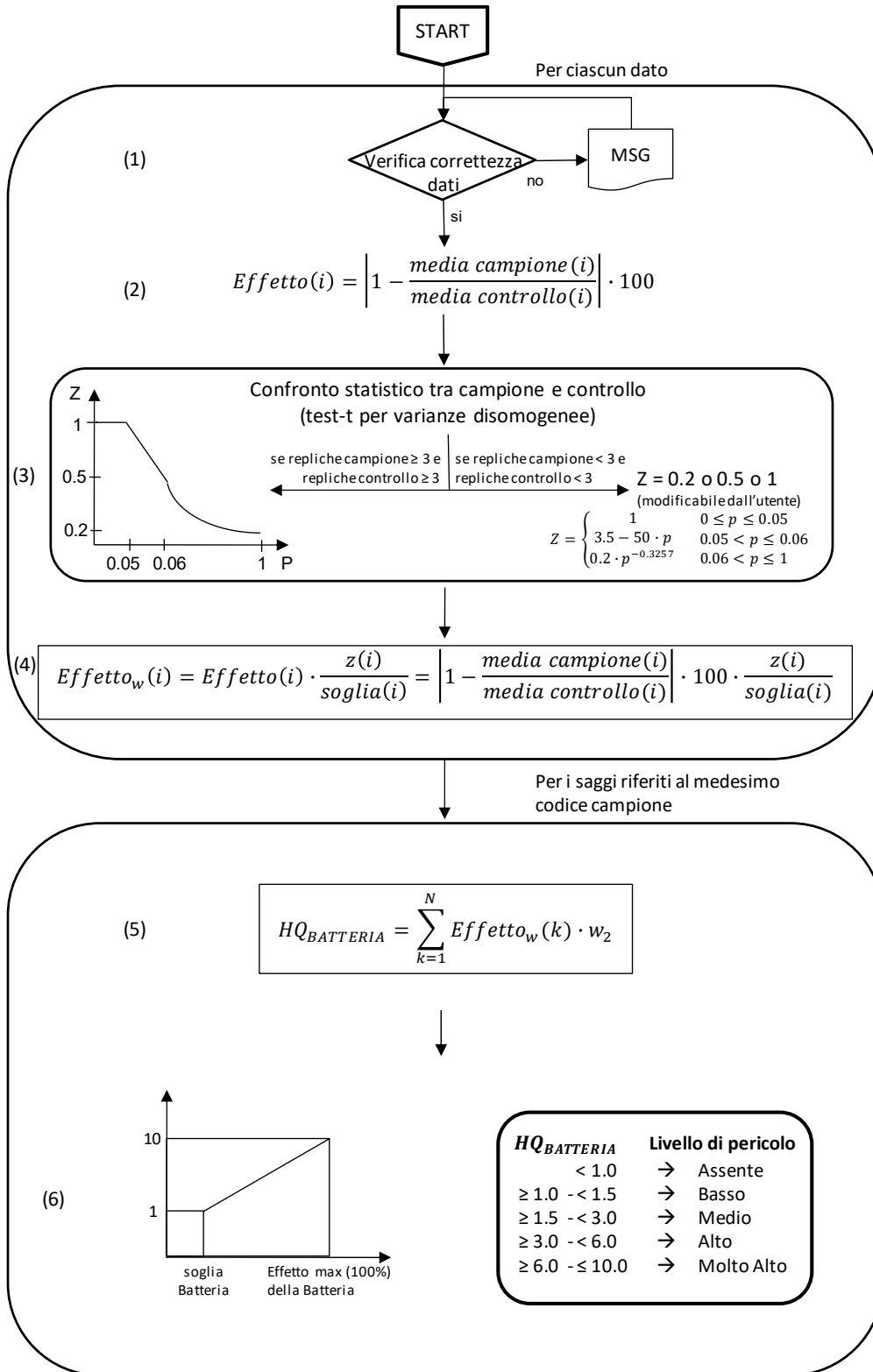


Figura 1.2.4.2. Flow-chart con la procedura per l'elaborazione dei dati di caratterizzazione ecotossicologica dei sedimenti

• 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 1.2.4.1 - 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 1.2.4.1) e la successiva opzione di gestione sono state determinate mediante la procedura descritta nell'Allegato tecnico del DM 173 del 2016.

1.2.5 Analisi per la caratterizzazione microbiologica

I metodi impiegati in questa indagine hanno permesso la determinazione gli indicatori microbiologici di contaminazione fecale nei campioni di sedimento oggetto di indagine. Questi metodi comprendono sia la determinazione del numero più probabile per grammo di peso secco (*Most Probable Number* g^{-1} p.s.) (MPN g^{-1} p.s.), sia il rilevamento delle unità formanti colonia per grammo di sedimento, peso secco (UFC g^{-1} p.s.).

I campioni di sedimento sono stati sottoposti ad analisi per la ricerca degli indici di contaminazione fecale: Coliformi totali, Coliformi fecali, batteri della specie *Escherichia coli*, Streptococchi fecali tramite il metodo MPN (MPN g^{-1} p.s.). I risultati dei valori di MPN sono stati ottenuti riferendosi alle tavole di MacCraday realizzate in base al calcolo di probabilità statistiche. E' stato così possibile definire il numero più probabile di batteri in funzione delle combinazioni di provette positive e negative in repliche di diluizioni decimali, per unità di peso fresco (1 g) di campione. Sono stati inoltre determinati i seguenti indici di contaminazione fecale: batteri del genere *Salmonella* (analisi qualitativa presenza/assenza), batteri del genere *Staphylococcus*, con particolare rilevanza per i ceppi patogeni (analisi qualitativa presenza/assenza) e spore di Clostridi solfito-riduttori (rilevate come unità formanti colonia UFC g^{-1} p.s.).

Coliformi totali

Per la ricerca dei Coliformi totali è stato utilizzato il terreno di coltura liquido Brodo Lattosato. Sono state allestite cinque serie di cinque provette fornite di campanelle di Durham, contenenti 10 ml di terreno di coltura liquido. Ciascuna serie è stata inoculata rispettivamente con aliquote equivalenti ad 1 g di campione tal quale, e 1 ml delle differenti diluizioni corrispondenti a: 0,1; 0,01; 0,001 e 0,0001 g di sedimento ed incubata in termostato alla temperatura di 37°C. Dopo 24 e 48 ore le provette sono state sottoposte a controllo per verificare quelle positive con torbidità e presenza di gas nelle campanelle di Durham, a causa dello sviluppo di microrganismi capaci di fermentare il lattosio presente nel terreno di coltura. Le provette positive sono state poi sottoposte alla prova di conferma, per evidenziare tra i microrganismi lattosio fermentanti i batteri Coliformi totali. Per la prova di conferma è stato utilizzato il terreno Brodo Bile Verde Brillante (BBVB) (brodo lattosato addizionato di bile al 2% e verde brillante). Aliquote di 0,1 ml di ciascun campione risultato positivo sono state inoculate in provette contenenti terreno BBVB ed incubate a 37°C per la conferma dei Coliformi totali (IRSA 7000-7010, 1994). In base alle indicazioni ottenute dalle provette positive, con torbidità e produzione di gas, e mediante la tabella di *MacCraday*, è stato possibile calcolare la concentrazione dei batteri Coliformi totali per unità di peso fresco (1 g) del campione in esame.

Coliformi fecali

Anche per la ricerca dei Coliformi fecali è stato utilizzato il terreno di coltura liquido Brodo Lattosato. Sono state allestite cinque serie di cinque provette fornite di campanelle di Durham, contenenti 10 ml di terreno di coltura liquido. Ciascuna serie è stata inoculata rispettivamente con aliquote equivalenti a 1 g di

campione tal quale, e 1 ml delle differenti diluizioni corrispondenti a: 0,1; 0,01; 0,001 e 0,0001 g di sedimento e incubate in termostato alla temperatura di 37°C. Dopo 24 e 48 ore le provette sono state sottoposte a controllo per verificare quelle positive con torbidità e presenza di gas nelle campanelle di Durham, per lo sviluppo di microrganismi capaci di fermentare il lattosio presente nel terreno di coltura. Le provette positive sono state poi sottoposte alla prova di conferma, per evidenziare tra i microrganismi lattosio fermentanti i batteri Coliformi fecali. Per la prova di conferma è stato utilizzato il terreno Brodo Bile Verde Brillante (BBVB) (brodo lattosato addizionato di bile al 2% e verde brillante). Da ciascun campione risultato positivo sono state prelevate aliquote di 0,1 ml ed inoculate in terreno di coltura BBVB, incubando a 44°C per 24 – 48 ore (IRSA 7000-7020, 1994). In base alle indicazioni ottenute dalle provette positive, con torbidità e produzione di gas, e mediante la tabella di *MacCrady*, è stato possibile calcolare la concentrazione dei batteri Coliformi fecali per unità di peso fresco (1 g) del campione in esame.

Batteri della specie *Escherichia coli*

Dalle provette di brodo lattosato risultate positive si è proceduto all'inoculo di circa 0,1 ml di brodocoltura in provette contenenti 5 ml di acqua triptonata, incubando a $44,5 \pm 0,2$ °C per 24 ± 2 ore. Al termine sono stati aggiunti 0,2 – 0,3 ml di reattivo di Kovacs e, trascorsi 10 minuti è stata osservata l'eventuale formazione di un colore rosso scuro nella fase alcolica, come indice di positività per la presenza di indolo, mentre una colorazione gialla è stata interpretata come indice di negatività (IRSA 7000-7020, 1994).

Streptococchi fecali

Per la ricerca presuntiva degli *Streptococchi fecali* è stato utilizzato il terreno di coltura Brodo Azide (brodo glucosato con azide sodica). Sono state allestite cinque serie di cinque provette fornite di campanelle di Durham con 10 ml di terreno di coltura liquido. Ciascuna serie è stata inocolata rispettivamente con aliquote equivalenti a 1 g di campione tal quale, e 1 ml delle differenti diluizioni corrispondenti a: 0,1; 0,01; 0,001 e 0,0001 g di sedimento e incubate in termostato alla temperatura di 37°C. Dopo 24 e 48 ore sono stati controllati per verificare la presenza di microrganismi in grado di provocare la torbidità del terreno di coltura e formare un deposito biancastro sul fondo. I campioni risultati positivi sono stati quindi sottoposti alla prova di conferma, effettuata inoculando un'aliquota di 0,1 ml in brodo glucosato con etilvioletto e azide sodica (E.V.A. Broth) e incubando in termostato a 36°C. Entro le 48 ore successive sono stati registrati i campioni positivi, in grado cioè di rendere torbido il terreno e formare un deposito violetto sul fondo (IRSA 7000-7040, 1994). In base alle indicazioni ottenute dalle provette positive, elaborate mediante la tabella di *MacCrady*, è stato possibile calcolare la concentrazione dei batteri per unità di peso (1 g) del campione in esame.

Batteri del genere Salmonella

Il metodo ha per oggetto la determinazione della presenza dei batteri del genere *Salmonella* nei sedimenti. I prearricchimenti per la ricerca dei batteri del genere *Salmonella* negli strati superficiali sono stati allestiti inoculando 25 g di sedimento in contenitori sterili di vetro scuro contenenti 225 ml di Acqua Peptonata Tamponata ed incubati in termostato a 37°C. Dopo 20 ore è stato effettuato l'arricchimento selettivo trasferendo 10 ml della coltura di prearricchimento in 100 ml di *Rappaport Vassiliadis Soya broth* (RVS) ed incubando a 42°C per 24 ore; e 5 ml della stessa coltura di prearricchimento sono stati invece trasferiti in 50 ml di *Muller Kauffmann Tetrathionate broth* (MKTT), in presenza di 20 mg L⁻¹ di novobiocina, ed incubati a 37°C per 24 ore. Da ciascuna beuta di arricchimento selettivo sono state successivamente allestite due piastre per l'isolamento e l'identificazione dei microrganismi, una contenente X.L.D. agar e l'altra Agar Verde Brillante (BGA) o Agar con Solfito Bismuto (BSA). Le piastre sono state incubate a 37°C per 24 ore. Le colonie tipiche eventualmente cresciute su ciascuna piastra sono state inoculate in terreno contenente Agar Nutriente ed incubate a 37°C per 18-24 ore. Sulle colonie tipiche sono state successivamente effettuate le necessarie prove di conferma biochimica su *Kliger Iron Agar* (KIA) inoculato per strisciamento ed infissione ed osservate dopo 24 ore a 37°C e, se necessario, quelle di conferma sierologica ricercando la presenza di antigeni specifici. I campioni di sedimento risultati positivi sono stati sottoposti ad analisi quantitativa. Nel sito di interesse è stato quindi ripetuto il campionamento per ottenere sedimento fresco da sottoporre a prearricchimento e ad arricchimento, allestendo poi diluizioni seriali e successivamente piastrando un volume noto (0,1 ml), in doppio da ciascuna delle diluizioni, in terreno solido X.L.D. e Agar Verde Brillante. Le piastre sono state incubate alla temperatura di 37°C e le colonie contate dopo 24 ore. Il numero di batteri è stato espresso come UFC g⁻¹ di sedimento p.f., in funzione delle diluizioni apportate. Controlli di qualità sono stati effettuati con prove atte a valutare l'efficienza del metodo, utilizzando standard specifici contenenti una densità nota di microrganismi (APAT IRSA CNR 7080; ISO 6579:200).

Stafilococchi

Per la ricerca dei batteri del genere *Staphylococcus* nei campioni di sedimento sono state allestite diluizioni seriali a partire da 25 grammi di sedimento, rispettando le regole di sterilità. Aliquote di 0,1 ml delle diluizioni del sedimento sono state piastrate in terreno solido Baird-Parker Agar e Agar Sale Mannitolo. Le piastre sono state poi incubate a (36 ± 1) °C per (24 + 24) ore. Le colonie sono state rilevate come unità formanti colonia UFC g⁻¹ p.f.). Per l'accertamento dell'appartenenza dei microrganismi a specie patogene di *Staphylococcus*, si è proceduto all'esecuzione delle seguenti prove di conferma: prova della presenza dell'enzima catalasi e la prova della presenza dell'enzima coagulasi, quest'ultimo è presente nella maggior parte dei biotipi, appartenenti alla specie *Staphylococcus aureus* e in biotipi appartenenti alle specie *St.*

intermedius e *St. hyicus*, opportunisti patogeni per gli animali, ed è sempre assente nelle specie saprofiti e commensali (Rapporti ISTISAN 07/5).

Miceti

Dai campioni di sedimento sono state allestite diluizioni seriali a partire da 1 grammo di sedimento, peso fresco. Aliquote di 0,1 ml di ciascuna aliquota sono state piastrate in una capsula di Petri contenente il terreno *Sabouraud Dextrose Agar*. Le piastre così inoculate sono state incubate alla temperatura di (22 ÷ 25) °C per (3 ÷ 5) giorni. Le colonie sono state rilevate come unità formanti colonia UFC g⁻¹ p.f.). Per il riconoscimento delle specie fungine si è proceduto all'isolamento delle colonie e all'osservazione al microscopio. Per i lieviti sono stati effettuati prelievi al centro della colonia da saggiare, strisciando su un vetrino portaoggetti e stemperando in una goccia di acqua distillata sterile. E' stata effettuata l'osservazione al microscopio, a contrasto di fase con ingrandimento 20x o 40x, per evidenziare lo pseudomicelio e le spore. L'osservazione microscopica dei funghi filamentosi viene effettuata tramite il metodo del blu di lattofenolo, osservando all'ingrandimento 100x per distinguere eventuali corpi fruttiferi (Rapporti ISTISAN 96/35; Quaderno 64 – IRSA/CNR 1983).

Spore di Clostridi solfito-riduttori

Il metodo si basa sul conteggio diretto delle colonie utilizzando la tecnica dell'inclusione e consente di calcolare la concentrazione delle spore dei microrganismi appartenenti al genere *Clostridium* presenti in un volume noto di campione. Per ogni campione di sedimento 10 g sono stati omogeneizzati in 9 ml di una soluzione fisiologica contenente lo 0,85% di NaCl. La sospensione è stata sottoposta a sonicazione per 10 secondi e quindi alla temperatura di 75°C per 15 minuti in bagnomaria, a partire da acqua fredda, per eliminare le cellule vegetative ed indurre la germinazione delle spore. Con 1 ml della sospensione del campione così trattato ed 1 ml delle relative diluizioni seriali corrispondenti a 0,1 e 0,01 ml, sono state effettuate le rispettive semine, in doppio, per inclusione in piastre Petri con terreno di coltura Agar al Solfito di Polimixina Solfadiazina (SPS), contenente solfito di sodio e citrato ferrico. Le piastre sono state incubate a 37°C in giare in condizioni di anaerobiosi, per un periodo di 24 ± 24 ore, quindi sono state contate le colonie caratteristiche, ed i risultati espressi come UFC g⁻¹ di sedimento p.f. Le prove di conferma sono state eseguite sul 5% delle colonie sospette, previo trasferimento su terreno di coltura TSA o agar Columbia al 5% di sangue di montone, e successivamente sottoposte a colorazione di Gram ed alla prova della catalasi. Controlli di qualità sono stati effettuati con prove atte a valutare l'efficienza del metodo, utilizzando standard specifici contenenti una densità nota di microrganismi (ICRAM Scheda 6S, 2001-2003).

1.2.6 Analisi per la caratterizzazione biologica

1.2.6.1 *Stadi di resistenza del fitoplancton*

I campioni di sedimento sono stati raccolti mediante carotatore a gravità equipaggiato con cilindri di Plexiglas di 4 cm di diametro. In laboratorio, il primo cm di sedimento di ogni campione è stato prelevato con una spatola, miscelato con 2-3 ml di acqua di mare sterile per mantenerlo umido e conservato in un contenitore di plastica avvolto in un foglio di alluminio. I contenitori sono stati conservati al buio a 5-6°C. Per l'identificazione delle cisti microalgali, un subcampione di un 1 cm³ è stato sonicato a bassa intensità per 1 minuto, allo scopo di disaggregare le cisti dai sedimenti. Il campione è stato quindi pre-filtrato su un setaccio metallico con maglia di 136 µm per rimuovere la frazione più grande di sedimento, quindi filtrato su un setaccio con maglia da 20 µm. La frazione di sedimento compresa tra 136 e 20 µm è stata diluita in 7 ml in acqua di mare sterile.

Allo scopo di separare le cisti dal sedimento, il campione è stato trattato con il metodo del gradiente di densità di Bolch (1997). I 7 ml di campione sono stati raccolti in un tubo di vetro da centrifuga da 10 ml e 3 ml della soluzione di politungstato di sodio (SPT; 2,05 g/ml) sono stati inoculati con una pipetta Pasteur alla base del tubo. I tubi così allestiti sono stati centrifugati per 10 minuti a 3000 rpm. In seguito alla centrifugazione, all'interfaccia di densità si è accumulato materiale organico e le cisti. Questo materiale e la maggior parte dell'acqua sovrastante è stato recuperato con una pipetta Pasteur, inoculato in un nuovo tubo e centrifugato per 2 minuti a 2000 rpm. Il soprannatante è stato rimosso e il pellet contenente le cisti è stato risospeso in 6 ml di acqua di mare sterile. L'operazione di risciacquo e centrifugazione è stata ripetuta due volte. Un subcampione di 1-3 ml di materiale è stato lasciato sedimentare in camere Utermöhl ed osservato al microscopio ottico Zeiss Axiophot 135 equipaggiato con fotocamera digitale Axiocam. Il conteggio delle cisti è stato effettuato sull'intera camera di sedimentazione. I dati di concentrazione riportati sono relativi a cisti con contenuto citoplasmatico.

Quando è stato possibile, le cisti sono state riconosciute a livello specifico in base a forma, dimensioni, tipo di struttura esterna (mucosa, organica, calcarea), presenza di paratabulazione (tabulazione della ciste che riflette quella della cellula vegetativa) e di spine, forma e dimensione dell'arceopilo (apertura dalla quale esce la cellula vegetativa durante la fase di germinazione). I morfotipi non identificabili a livello specifico sono stati classificati sulla base delle loro caratteristiche morfologiche più rilevanti (forma, colore, dimensione, presenza dello stigma, ornamentazioni, etc.).

1.2.6.2 *Caratterizzazione delle comunità macro-zoobentoniche*

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.

1.2.6.3 Inquinanti prioritari nelle comunità macro-zoobentoniche

Le analisi di bioaccumulo sugli organismi del benthos, si riferiscono a 6 campioni prelevati da 3 distinte aree all'interno di quelle investigate e specificatamente relative al sito A47 (campione A47), A50 (campioni A50_1 e A50_2) ed A14 (campioni A14_1, A14_2 e A14_3). Data l'esiguità dei tessuti disponibili, su questi campioni è stato possibile effettuare soltanto le analisi dei metalli in traccia. A tale scopo, i campioni di tessuto sono stati pesati (tessuto umido) e successivamente essiccati alla temperatura di $60 \pm 0.5^\circ\text{C}$ per almeno 8 ore. Il rapporto tra il peso umido ed il peso secco dei campioni ha consentito di convertire in peso secco le aliquote umide destinate ad altre determinazioni analitiche.

1.3 Biota

1.3.1 Bioaccumulo di contaminanti organici e inorganici

Per le analisi chimiche, per ogni punto di campionamento sono stati preparati 10 pool, ciascuno costituito dalle intere parti molli di circa 5 organismi, rapidamente congelati in azoto liquido e successivamente conservati a -20°C fino alla determinazione delle concentrazioni tissutali dei metalli in traccia, composti organo-stannici, idrocarburi policiclici aromatici, idrocarburi alifatici e composti organici di sintesi.

Le analisi dei parametri chimici nei tessuti dei mitili sono state condotte, per ogni punto di campionamento, su 5 aliquote omogenee di campione, ognuna costituita dai tessuti di almeno 5 individui.

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), vanadio (V) e zinco (Zn), i campioni di tessuto sono stati pesati (tessuto umido) e successivamente essiccati alla temperatura di $60 \pm 0.5^\circ\text{C}$ per almeno 8 ore. Il rapporto tra il peso umido ed il peso secco dei campioni ha consentito di convertire in peso secco le aliquote umide destinate ad altre determinazioni analitiche. I campioni sono stati quindi polverizzati con l'ausilio di un mortaio, ed aliquote omogenee pari a circa 0.5 g (per i mitili) sono state trasferite in appositi contenitori per mineralizzazione sotto pressione in forno a microonde, previa aggiunta di 2 ml di H_2O_2 e 5 ml di HNO_3 . 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, con acqua ultrapura (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 Al, As, Cd, Cr, Ni, Pb e V 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, 10% acido citrico, 20% HNO_3), mentre le interferenze spettrali sono state verificate utilizzando standardizzazioni con metodo delle aggiunte. La determinazione del mercurio (Hg) 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 2977) a concentrazione nota e certificata; i risultati finali sono stati espressi in $\mu\text{g/g}$ (peso secco).

La determinazione dei composti organo-stannici è stata effettuata utilizzando un'aliquota omogenea di ciascun campione, pari a circa 2-3 g di tessuto umido, addizionati 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 concentrate a secchezza, mediante un evaporatore centrifugo (SpeedVack Juan RC 1009), alla temperatura ambiente. Infine, i campioni sono stati solubilizzati in 1 ml di acido nitrico (HNO_3) e portati a volume noto (2 ml) con acqua ultrapura. Per il TBT, un'aliquota dell'estratto è stata trattata con NaOH 10M per la precipitazione e l'allontanamento delle specie mono- e di- butilate. La successiva determinazione analitica è stata effettuata mediante le tecniche di spettrofotometria ad assorbimento atomico precedentemente descritte, utilizzando microforno di grafite ed effetto Zeeman, mediante l'uso di modificatore di matrice (palladio 1 g/l, 10% acido citrico, 20% HNO_3) e applicando standardizzazione con metodo delle aggiunte. Il risultato finale è stato espresso in $\mu\text{g/g}$ (peso secco), convertendo il peso umido dei campioni in peso secco, mediante il rapporto determinato in precedenza.

Determinazione degli idrocarburi policiclici aromatici (IPA)

La determinazione degli idrocarburi policiclici aromatici (IPA) nei tessuti dei mitili è stata effettuata utilizzando un'aliquota omogenea di campione, pari a circa 2-3 g in peso umido. 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 2977). Le concentrazioni sono espresse in ng/g di campione (peso secco), convertendo il peso umido dei campioni in peso secco, mediante il rapporto determinato in precedenza.

Determinazione degli idrocarburi alifatici totali (C₁₀-C₄₀)

La determinazione di idrocarburi alifatici totali (C₁₀-C₄₀) nei mitili è stata effettuata mediante tecniche di gascromatografia (GC); aliquote pari a circa 2-3 g di tessuto umido 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); 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 (peso secco), convertendo il peso umido dei campioni in peso secco, mediante il rapporto determinato in precedenza.

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

Nella Tabella 1.3.1 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 tessuti dei mitili. La preparazione dei campioni è analoga a quella già descritta per gli idrocarburi alifatici totali C10-C40. Le determinazioni analitiche 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 misure, 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 2977) 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 riferite al peso secco dei campioni, convertendo il peso umido dei campioni in peso secco, mediante il rapporto determinato in precedenza.

Tabella 1.3.1. Elenco dei contaminanti organici persistenti analizzati.

<u>Pesticidi clorurati (EPA 8081)</u>	<u>Fenoli clorurati</u>	<u>PCB (continua):</u>
Aldrina	2-Clorofenolo	PCB70
α -Clordano	4-Clorofenolo	PCB77
γ -Clordano	2,4-Diclorofenolo	PCB81
p,p'-DDD	2,4,6-Triclorofenolo	PCB90
p,p'-DDE		PCB101
p,p'-DDT		PCB105
Dieldrina	<u>Clorobifenili</u>	PCB118
Endosulfano I		PCB126
Endosulfano II	2-Clorobifenile	PCB127
Endosulfano (solfato)	3-Clorobifenile	PCB128
Endrina	4-Clorobifenile	PCB130
Endrina (aldeide)		PCB138
Endrina (chetone)		PCB146
Eptacloro	<u>Policlorobifenili (PCB):</u>	PCB153
Eptacloro (epossido)		PCB156
α -Lindano	PCB4	PCB169
β -Lindano	PCB7	PCB170
δ -Lindano	PCB8	PCB175
γ -Lindano	PCB11	PCB180
Metossicloro	PCB13	PCB182
	PCB15	PCB187
	PCB16	PCB195
<u>Altri pesticidi clorurati</u>	PCB17	PCB206
	PCB18	PCB209
Diclorobenzidina	PCB19	
Esaclorobenzene	PCB23	
Esaclorobutadiene	PCB26	
Mirex	PCB28	
	PCB32	
	PCB33	PBDE28
<u>Pesticidi organofosfati</u>	PCB36	PBDE47
	PCB38	PBDE99
Azinphos-methyl	PCB40	PBDE100
Chlorpyrifos	PCB42	PBDE153
Dichlorvos	PCB44	PBDE154
Disulfoton	PCB45	PBDE183
Ethoprophos	PCB46	Esabromociclododecano
Fenclorphos	PCB47	Tetrabromobisfenolo-A
Metilparathion	PCB52	
Metolcarb	PCB58	
Prothiofos	PCB66	

1.3.2 Analisi di *biomarker*

Per le analisi dei biomarker, per ogni punto di campionamento sono state dissezionate le ghiandole digestive di 30 organismi, suddivise in 10 pool ciascuno costituito dai tessuti di 3 organismi, congelate in azoto liquido e mantenute successivamente a -80°C fino al momento delle analisi. Sempre per ogni punto di campionamento, sono stati preparati 5 pool di emolinfa fresca, ciascuno costituito dall'emolinfa di 3 organismi, ed immediatamente sottoposti alle analisi di destabilizzazione delle membrane lisosomiali, dei parametri immunitari e del danno al DNA.

L'attività dell'**acetilcolinesterasi** è stata determinata nei campioni di emolinfa opportunamente centrifugata per 5 minuti a 3.000 xg. Il sovrantante è stato utilizzato per determinare l'attività della acetilcolinesterasi (ACh) secondo il metodo di Ellman, alla temperatura di $18 \pm 1^{\circ}\text{C}$, alla lunghezza d'onda di 412 nm, con $\epsilon = 13.6 \text{ mM}^{-1}\text{cm}^{-1}$ (Ellman et al., 1961).

Per le analisi degli **enzimi antiossidanti** le ghiandole digestive sono state omogenate (1:5 p/v) in tampone K-fosfato 100 mM, pH 7.5, con cloruro di sodio 1.8% e PMSF 0.1 mM. Dopo centrifugazione a 100.000 xg per 1h e 10 min a 4°C , la frazione citosolica è stata aliquotata e conservata a -80°C . Le attività enzimatiche sono state misurate con specifici saggi spettrofotometrici utilizzando uno strumento Varian (modello Cary 5) termostato a temperatura costante di $18 \pm 1^{\circ}\text{C}$ (Benedetti et al., 2012). La **catalasi** trasforma il perossido di idrogeno (H_2O_2) in acqua e ossigeno molecolare, rimuovendo così oltre che un potente ossidante cellulare, anche il principale precursore del radicale idrossilico, il più reattivo e tossico fra le specie reattive dell'ossigeno. L'attività della catalasi è stata misurata seguendo la diminuzione di assorbanza in funzione del tempo, dovuta alla riduzione del perossido di idrogeno ad acqua; la lunghezza d'onda utilizzata è stata $\lambda = 240 \text{ nm}$ ed il coefficiente di estinzione millimolare applicato è stato $\epsilon = 0.04 \text{ mM}^{-1}\text{cm}^{-1}$. Il saggio è condotto per un minuto in un volume finale di 1 ml contenente tampone K-fosfato 100 mM a pH 7.0, con H_2O_2 12 mM ed opportune aliquote di campione.

Le **glutazione S-transferasi** catalizzano la coniugazione di una molecola di glutazione ridotto (GSH) ai gruppi elettrofili di composti organici. Delle molte isoforme, alcune possono avere funzione antiossidante, ma la maggior parte sono coinvolte nella detossificazione di substrati organici, resi più idrosolubili e di più facile escrezione. L'attività catalitica delle glutazione S-transferasi è stata analizzata seguendo l'aumento di assorbanza dovuto alla formazione del complesso di coniugazione tra GSH e 1-cloro-2,4-dinitrobenzene (CDNB), ad una lunghezza d'onda $\lambda=340 \text{ nm}$ e con un coefficiente di estinzione millimolare $\epsilon=9.6 \text{ mM}^{-1}\text{cm}^{-1}$. La reazione è seguita per un minuto in un volume finale di 1 ml contenente tampone K-fosfato 100 mM pH 6.5, CDNB 1.5 mM, GSH 1 mM ed opportune aliquote di campione.

La **glutazione reduttasi** ha la funzione di riconvertire il glutazione ossidato nella sua forma ridotta, cioè quella funzionalmente attiva, utilizzando come cofattore riducente il NADPH. Il saggio della glutazione

reduttasi è stato condotto alla lunghezza d'onda $\lambda=340$ nm e con coefficiente di estinzione millimolare $\epsilon = 6.22 \text{ mM}^{-1} \text{ cm}^{-1}$, misurando il decremento di assorbanza dovuto al consumo di NADPH nel tempo. La reazione è stata effettuata in un volume di saggio finale di 1 ml contenente tampone K-fosfato 100 mM a pH 7.0, GSSG 1 mM, NADPH 0.12 mM ed opportune aliquote di campione.

Gli enzimi **glutazione perossidasi**, **Se-dipendenti** e **Se-indipendenti**, svolgono la loro funzione agendo su perossidi organici ed inorganici riducendoli all'alcool corrispondente. L'attività enzimatica è stata misurata seguendo l'azione di un sistema di enzimi accoppiati dove il GSSG formato nella reazione delle perossidasi viene convertito nella forma ridotta GSH dalla glutazione reduttasi. Il consumo di NADPH è stato seguito come diminuzione di assorbanza a $\lambda = 340$ nm ($\epsilon = 6.22 \text{ mM}^{-1} \text{ cm}^{-1}$). L'attività delle forme enzimatiche Se-dipendenti e dell'insieme di quelle Se-dipendenti e Se-indipendenti è stata misurata usando come substrato rispettivamente, perossido di idrogeno (H_2O_2), per verificare l'efficacia di detossificazione degli enzimi su perossidi inorganici, e idroperossido di cumene (CuPx) per valutarne l'azione su perossidi organici. La reazione è stata eseguita in un volume finale di 1 ml contenente tampone K-fosfato 100 mM a pH 7.5, EDTA 1 mM, GSH 2 mM, NADPH 0.24 mM, 0.5 mM H_2O_2 o 0.8 mM CuPx, 1U GR ed opportune aliquote di campione.

Il **glutazione** è un tripeptide citosolico formato da γ glutamil-cistenil-glicina e oltre ad essere un importante cofattore di svariati sistemi enzimatici glutazione-dipendenti, è in grado di neutralizzare numerose forme di radicali liberi reagendovi direttamente ed ossidandosi. Per la determinazione del glutazione totale gli omogenati di ghiandola digestiva sono stati preparati in acido sulfosalicilico 5% con EDTA 4 mM (1:5 p/v). I campioni sono quindi stati lasciati in ghiaccio per 45 min al fine di ottenere una completa deproteinizzazione e centrifugati a 37.000 xg per 15 min. Il contenuto di glutazione totale è stato determinato nel sovrantante misurando per via spettrofotometrica, alla lunghezza d'onda $\lambda=412$ nm, l'intensità di reazione tra i gruppi -SH e DTNB. Il saggio è stato condotto in tampone K-fosfato 100 mM pH 7, EDTA 1 mM, DTNB 0.1 mM, NADPH 0.24 mM, glutazione reduttasi 1 U ed opportune aliquote di campione. I valori di assorbanza ottenuti sono stati quantificati mediante una curva di calibrazione standard a concentrazioni note di glutazione ridotto.

La **Capacità Antiossidante Totale** è stata stimata tramite il saggio **TOSC** che misura l'efficienza complessiva di un tessuto biologico di neutralizzare diverse forme di ROS tra cui i **radicali perossilici (ROO•)** e i **radicali idrossilici (HO•)** (Winston et al., 1998; Regoli e Winston, 1999). Le analisi sono state effettuate sulla componente citosolica della ghiandola digestiva ottenuta dopo omogenizzazione (1:5 p/v) in un working-buffer costituito da tampone K-fosfato 50 mM pH 7.5, NaCl 1.8%. Gli omogenati così ottenuti sono stati centrifugati a 100.000 xg per 1 ora e 10 minuti a 4°C, e la frazione citosolica subaliquotata e conservata a -80°C fino al momento delle analisi. Il saggio TOSC-A (Total Oxyradical Scavenging Capacity Assay) prevede

la reazione tra le diverse forme di radicali che sono artificialmente generati, e l'acido α -cheto- γ -metiolbutirrico (KMBA), che funge da substrato e si ossida liberando gas etilene. La produzione di etilene risulta quantitativamente diminuita in presenza di agenti antiossidanti (come quelli contenuti nel materiale biologico) che reagiscono con i radicali neutralizzandoli e sottraendoli alla reazione con il KMBA. I radicali perossilici ($\text{ROO}\bullet$) sono stati generati attraverso l'omolisi termica del 2,2'-azo-bis-amidinopropano (ABAP) mentre i radicali idrossilici ($\text{HO}\bullet$) attraverso la reazione di Fenton ferro-ascorbato. Le reazioni sono state condotte in appositi contenitori di vetro da 10 ml (vials), sigillati con speciali tappi muniti di setto, mantenuti alla temperatura costante di 35°C in bagno termostatico continuamente agitato per consentire una generazione costante delle varie forme di radicali. Le condizioni finali di saggio sono state le seguenti:

- per l'analisi con i radicali perossilici ($\text{ROO}\bullet$): un volume variabile di campione, KMBA 0.2 mM e ABAP 20 mM in tampone K-fosfato 50 mM pH 7.4;
- per l'analisi con i radicali idrossilici ($\bullet\text{OH}$): un volume variabile di campione, KMBA 0.2 mM, Fe^{3+} 1.8 μM , EDTA 3.6 μM e acido ascorbico 180 μM in tampone K-fosfato 50 mM pH 7.4.

Il KMBA viene ossidato dalle diverse forme di radicali generando gas etilene. La formazione dell'etilene è stata monitorata nel tempo mediante analisi gas-cromatografica su colonna capillare "Supelco SPB-1" (30 m x 0.32 mm x 0.25 μm) e mediante rivelatore FID (Flame Ionization Detector), utilizzando le seguenti condizioni strumentali: temperatura del forno pari a 35°C, temperatura del FID pari a 220°C, temperatura d'iniezione pari a 160°C, flusso d'idrogeno pari a 30 ml/minuto; flusso d'elio pari a 3 ml/minuto. La differenza di produzione d'etilene tra la reazione nei vials di controllo e la reazione nei vials contenenti i campioni, è calcolata matematicamente, integrando l'area al di sotto delle rispettive curve cinetiche della produzione d'etilene in funzione del tempo, considerando che ogni campione viene letto ogni 12 minuti per un tempo totale di saggio pari a 96 minuti. I risultati ottenuti permettono di quantificare il parametro TOSC, compreso tra 0 e 100, indice della capacità complessiva del campione analizzato, di neutralizzare le varie forme di specie reattive dell'ossigeno.

Il valore TOSC sperimentale è ottenuto secondo la formula:

$$\text{TOSC} = 100 - (\text{JSA} / \text{JCA} \times 100)$$

dove JSA e JCA sono gli integrali delle aree al di sotto delle curve che rappresentano rispettivamente le reazioni di un campione SA (Sample Area) e del controllo CA (Control Area).

Un campione che sia privo di qualsiasi capacità di neutralizzare i radicali mostrerà una produzione di etilene in funzione del tempo uguale a quella dei controlli ($\text{JSA} / \text{JCA}=1$) ed il risultante valore TOSC sarà pertanto pari a 0. Al contrario un ipotetico valore $\text{TOSC}=100$ corrisponderebbe ad un campione che neutralizza tutte le specie reattive prodotte, inibendo completamente la formazione di etilene nell'intera durata del saggio

(JSA=0). Dai risultati sperimentali viene ottenuto un valore TOSC specifico, rapportato al contenuto di proteine ed espresso come unità TOSC/mg di proteine. Le *proteine* sono state analizzate secondo il metodo di Lowry, utilizzando albumina di siero bovino (BSA) come standard (Lowry et al., 1951).

La **stabilità delle membrane lisosomiali** (TRRN) rappresenta un biomarker estremamente sensibile, indicativo dello stato di salute generale dell'organismo e della comparsa precoce di condizioni di stress ossidativo (Moore, 1982, 1988; Regoli, 1992; Moore et al., 2006). Tale parametro è stato misurato nell'emolinfa dei mitili (0.5 ml) prelevata dal muscolo adduttore anteriore, mediante siringa ipodermica contenente un eguale volume di soluzione fisiologica (ICES, 2015). Una aliquota di tale sospensione è stata poi dispersa su un vetrino da microscopia dove le cellule sono state lasciate aderire per 15 min a 4°C in camera buia e umida. Dopo la rimozione dell'eccesso di emolinfa, le cellule sono quindi state incubate con una soluzione di Rosso Neutro ed esaminate ad intervalli di 15 min (fino ad un tempo massimo di 120 min) per determinare il tempo al quale il 50% degli emociti presenta il Rosso Neutro non più compartimentalizzato nei lisosomi ma rilasciato nel citosol. La soluzione stock di Rosso Neutro è stata preparata dissolvendo 28.8 mg di colorante in 1 ml di dimetilsolfossido (DMSO) e conservata a 4°C per non più di 3 settimane; al momento dell'analisi 10 µl di soluzione stock sono stati diluiti in 5 ml di soluzione fisiologica.

Il **Test di fagocitosi**, è stato misurato su emolinfa fresca, prelevata con siringhe ipodermiche, dal muscolo adduttore degli organismi. Nello specifico 50 µL di emolinfa vengono incubati al buio in camera umida per due ore con 50 µL di Zymosan (lieviti fluorescenti in polvere). La soluzione di lieviti fluorescenti si ottiene preparando una soluzione madre composta da 1 mg di polvere di Zymosan in 50 µL di PBS e 1 µL di NaN₃, successivamente 1 µL di questa soluzione viene diluita in 150 µL di soluzione fisiologica (acqua di mare sintetica al 37 ‰ filtrata). Dopo l'incubazione, i campioni vengono sciacquati in soluzione fisiologica (acqua di mare sintetica), fissati in Baker's Ca-formolo e montati tramite Eukitt; l'analisi, tramite microscopia ottica e a fluorescenza, valuta il numero di granulociti su un totale di cento cellule che al termine delle due ore di incubazione hanno fagocitato almeno tre cellule di lievito fluorescente.

Il **rapporto granulociti/ialinociti**, rappresenta un'altra risposta del sistema immunitario dei mitili. Nello specifico, 50µL di emolinfa prelevata dal muscolo adduttore degli organismi, vengono fatti aderire su vetrino da microscopia per circa 10 minuti e, dopo averne eliminato l'eccesso, vengono fissati in Baker's Ca-formolo per 15 minuti. Dopo un risciacquo in acqua deionizzata, il campione viene lasciato per 3 minuti in ematosillina, la quale colora di viola gli acidi nucleici, le membrane e le proteine di membrana. Seguono una serie di lavaggi in acqua corrente e acido cloridrico (HCl 0,5%) e la successiva colorazione in eosina (fa risultare rosa le componenti acidofile, come mitocondri e proteine cellulari) al 1% per 3 minuti. Dopo il risciacquo finale ed il montaggio in Eukitt, il rapporto cellulare granulociti ialinociti viene misurato tramite

microscopia ottica; il numero dei granulociti (cellule rosa con pseudopodi) e degli ialinociti (cellule viola, con un nucleo evidente) vengono contati su un totale di 200 cellule.

Il grado di danneggiamento al DNA è stato valutato nell'emolinfa dei mitili attraverso la **frequenza dei micronuclei (MN)**, che è stata determinata in sospensioni cellulari conservate in fissativo di Carnoy (acido acetico:metanolo 1:3), successivamente strisciate su vetrino da microscopia e colorate con un colorante specifico per il DNA, il 4',6-diamidin-2-fenilindolo (DAPI), alla concentrazione di $1 \mu\text{g ml}^{-1}$. Per il loro riconoscimento e conteggio i micronuclei vengono descritti come piccole strutture rotonde e ben definite, con una grandezza inferiore a un terzo del diametro del nucleo principale, completamente separati dal esso e posizionati sullo stesso piano ottico. La valutazione della frequenza di comparsa dei MN è effettuata attraverso l'osservazione con microscopio a fluorescenza e conta cellulare; Il numero di cellule da contare per singolo vetrino è \geq a 2000 e i risultati sono espressi come percentuale di cellule con micronuclei, su un totale di 1000 cellule contate. In alternativa alla colorazione con DAPI, la frequenza dei Micronuclei può essere misurata anche grazie alla colorazione di Gimsa che permette di visualizzare le cellule al microscopio ottico (Bolognesi et al., 2004; ICES No 315, 2012).

1.4 Indagini supplementari nell'area di immersione

1.4.1 *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.

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

Dopo le pesche è stato effettuato il *sorting* su tutta la cattura, che è stata integralmente fotografata (Figura 1.5.1), separando i rifiuti dalle specie animali che sono state singolarmente classificate a bordo, contate, misurate e pesate.

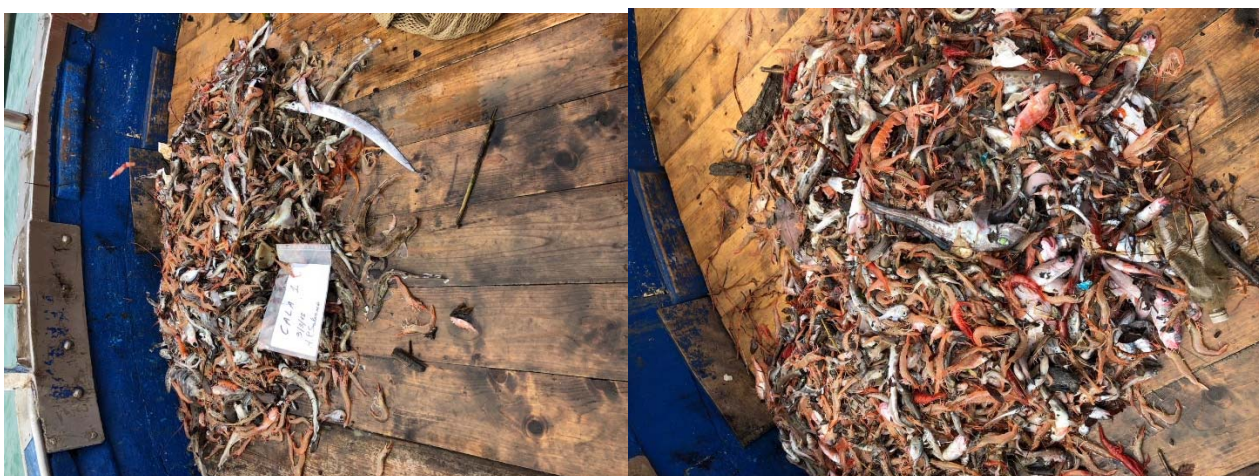


Figura 1.5.1. Foto dell'intera saccata delle cale effettuate



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.

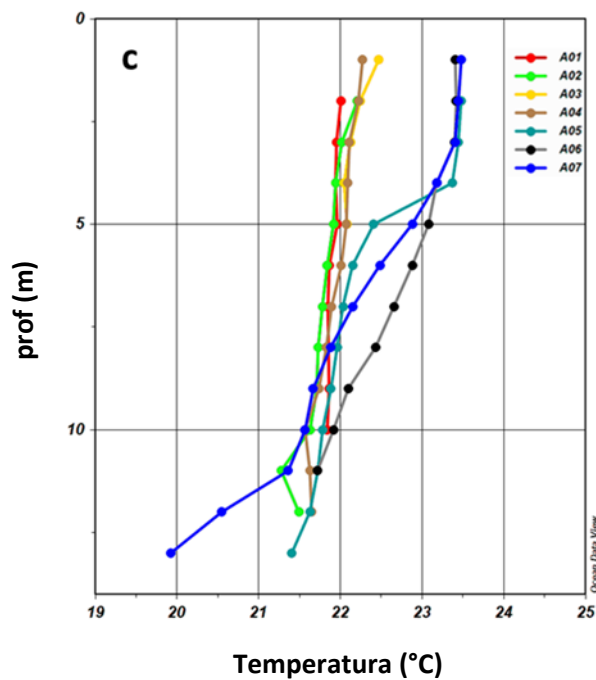
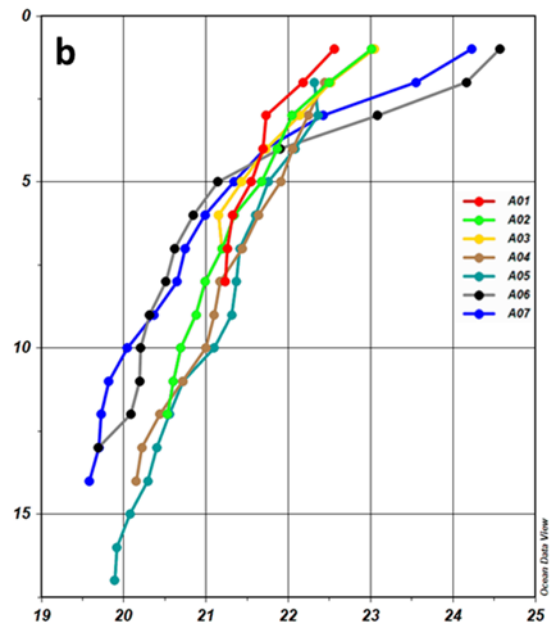
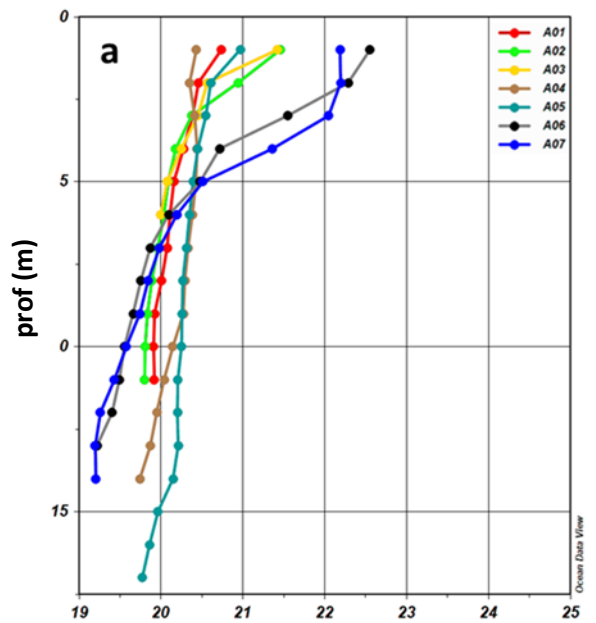
2 Risultati- Colonna d'acqua

2.1 Aree sottoposte a dragaggio

2.1.1 Indagini idrologiche

2.1.1.1 Parametri fisico-chimici (sonda multiparametrica)

Temperatura



Temperatura (°C)

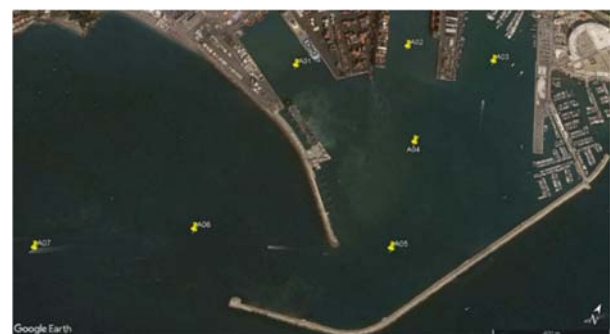


Figura 2.1.1.1.1. Profili verticali di temperatura nelle aree sottoposte a dragaggio a) il 25 maggio, b) il 1° giugno e c) il 10 luglio 2018.

Dall'analisi dei profili verticali di temperatura (Figura 2.1.1.1.1) è possibile osservare un progressivo aumento della stratificazione termica, tipico della tarda primavera – inizio estate. È interessante osservare come le stazioni esterne al Porto presentino sempre i valori di temperatura superficiale più elevati.

Salinità

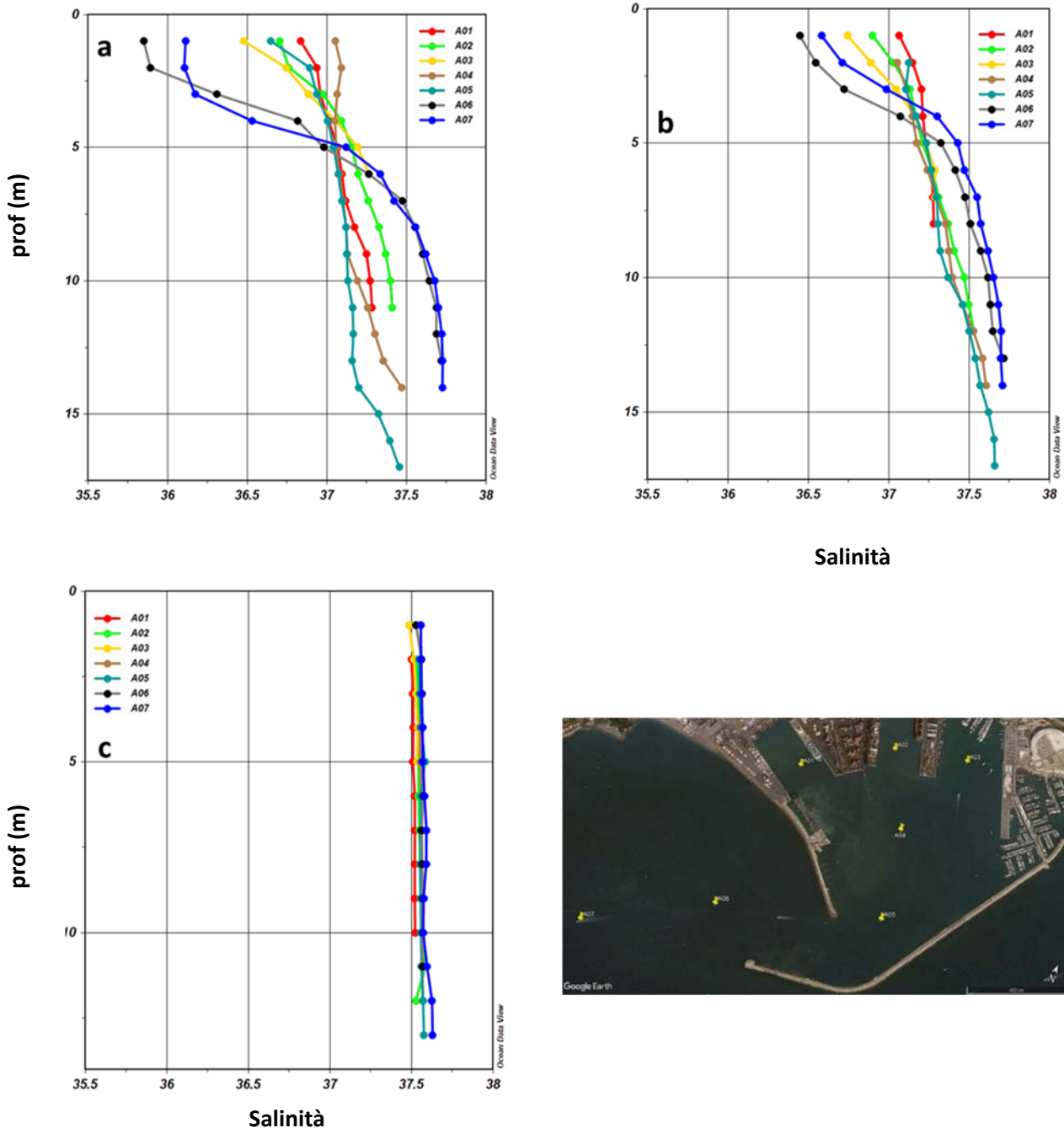


Figura 2.1.1.1.2. Profili verticali di salinità nelle aree sottoposte a dragaggio a) il 25 maggio, b) il 1° giugno e c) il 10 luglio 2018.

I profili di salinità evidenziano la presenza di acqua dolce nei primi metri della colonna d'acqua nei campionamenti di maggio e giugno (Figura 2.1.1.1.2), in entrambi i campionamenti i minimi di salinità si registrano sempre nelle stazioni esterne al porto (A06 e A07).

Nel campionamento di luglio i profili di salinità sono pressoché identici in tutte le stazioni e presentano un valore omogeneo lungo tutta la colonna d'acqua (circa 37.5).

Densità

I profili di densità sono chiaramente guidati dalla salinità a maggio e giugno, dove si osservano i gradienti di densità maggiori (superiori a 2 kg m^{-3}), e dalla temperatura a luglio (Figura 2.1.1.3).

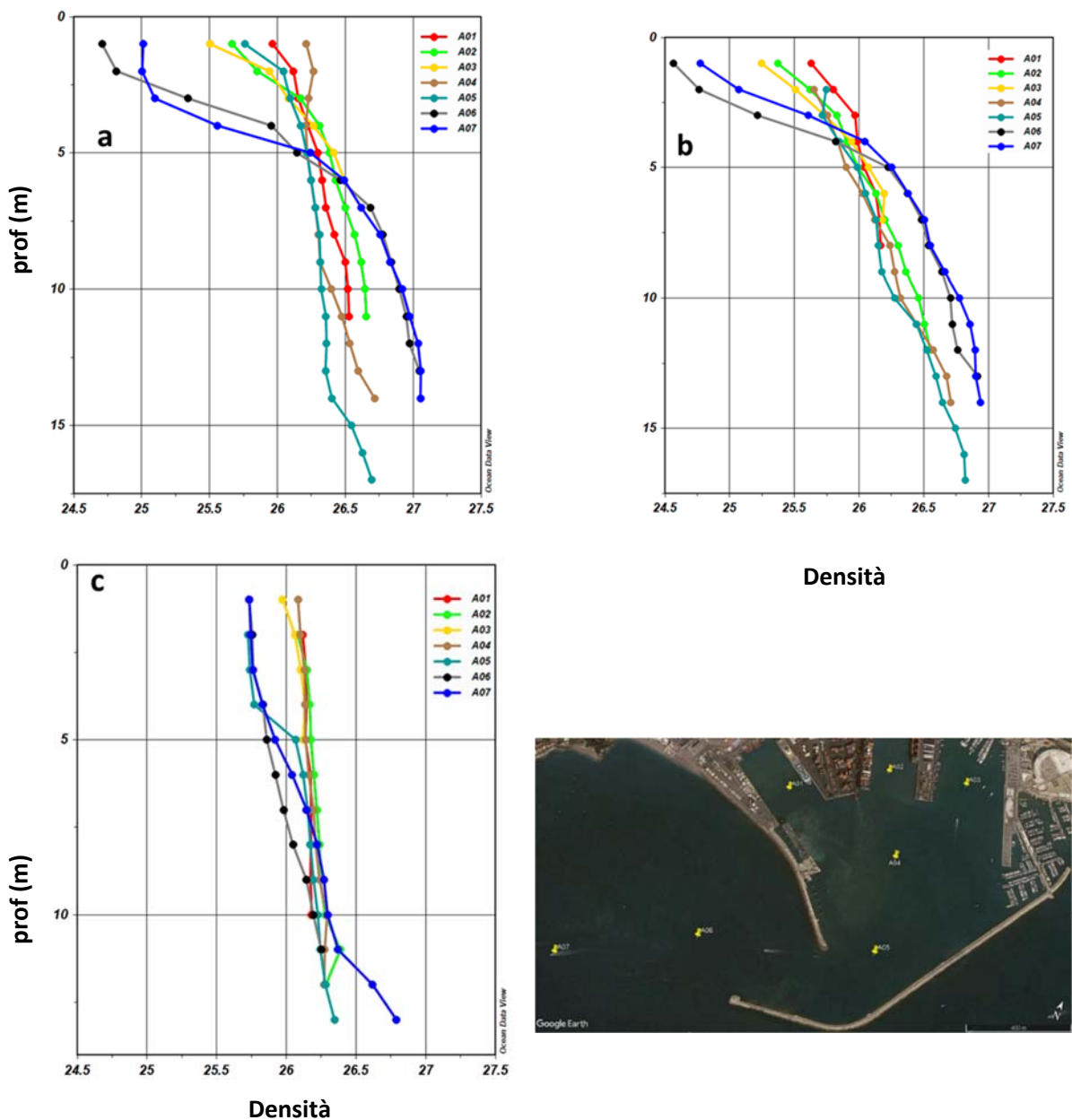


Figura 2.1.1.3. Profili verticali di densità nelle aree sottoposte a dragaggio a) il 25 maggio, b) il 1° giugno e c) il 10 luglio 2018.

Torbidità

I valori di torbidità acquisiti nel corso delle differenti campagne di misura sono compresi tra 0.32 e 9.34 NTU (Figura 2.1.1.1.4).

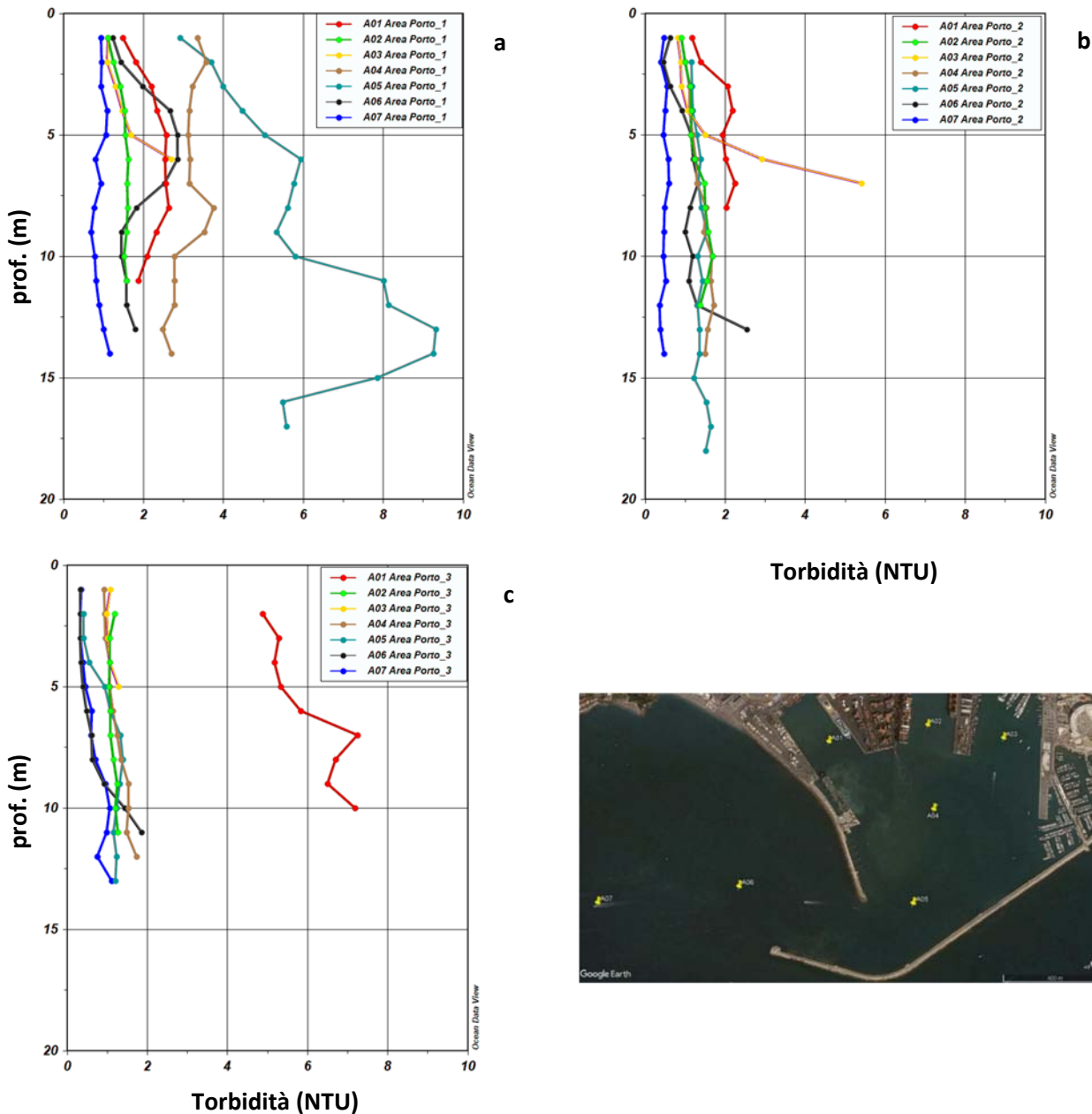


Figura 2.1.1.1.4. Profili verticali di torbidità nelle aree sottoposte a dragaggio **a)** il 25 maggio, **b)** il 1° giugno e **c)** il 10 luglio 2018.

I profili verticali non mostrano un *pattern* spaziale ben definito. I valori più bassi si osservano in corrispondenza della stazione più esterna (A07) mentre i valori più elevati sono stati registrati sempre in una stazione differente (A05 a maggio, A04 a giugno e A01 a luglio). In generale si osserva un aumento di torbidità al fondo.

Fluorescenza

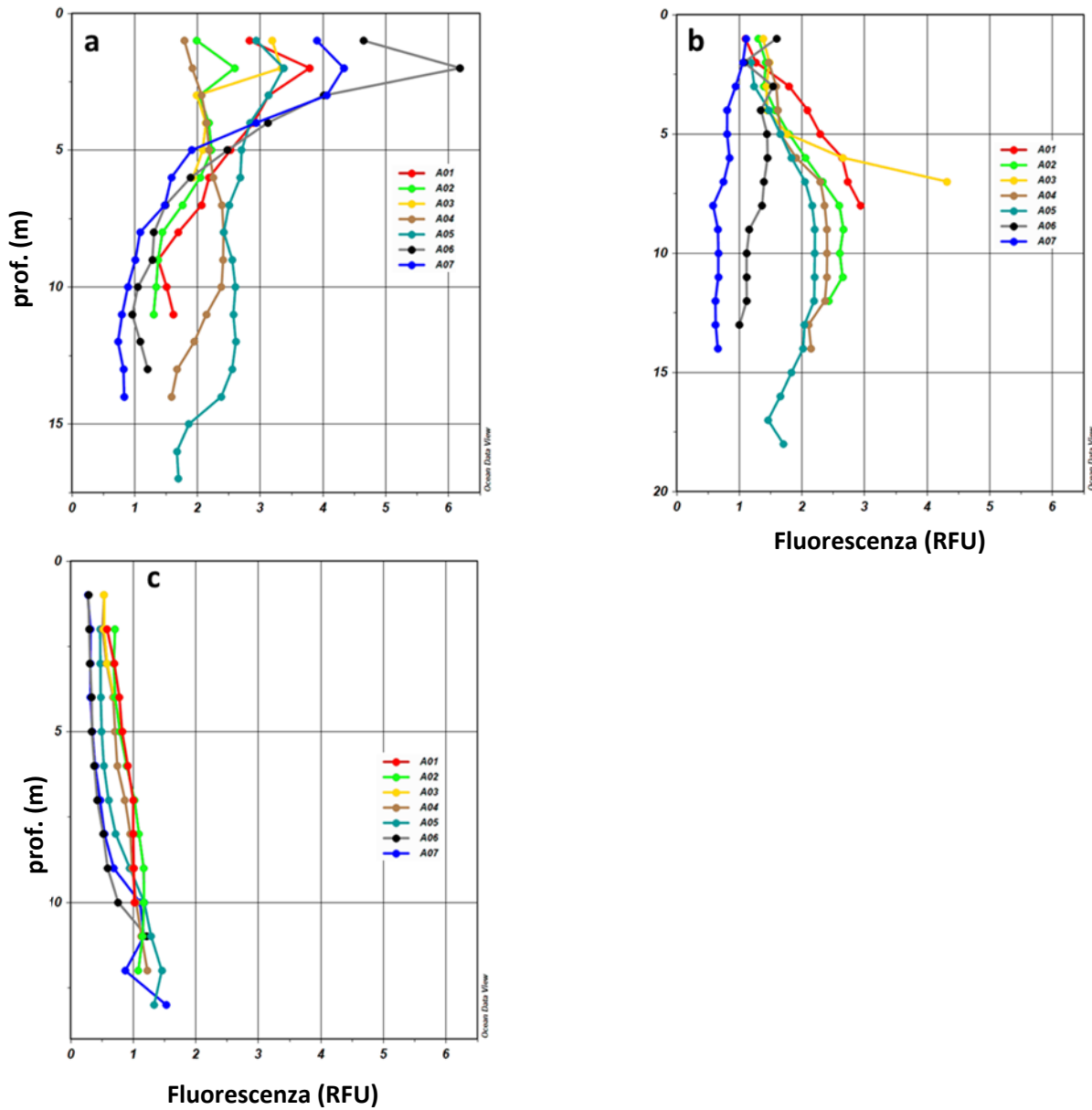


Figura 2.1.1.1.5. Profili verticali di fluorescenza nelle aree sottoposte a dragaggio a) il 25 maggio, b) il 1° giugno e c) il 10 luglio 2018.

I dati acquisiti a maggio evidenziano la presenza di valori elevati di fluorescenza soprattutto nelle stazioni esterne al porto (A06 e A07). Il massimo (6 RFU) si osserva a 2 m di profondità alla stazione A06. Nei campionamenti successivi i valori di fluorescenza diminuiscono progressivamente lungo tutta la colonna d'acqua (Figura 2.1.1.1.5).

2.1.1.2 Caratterizzazione chimica

Nutrienti

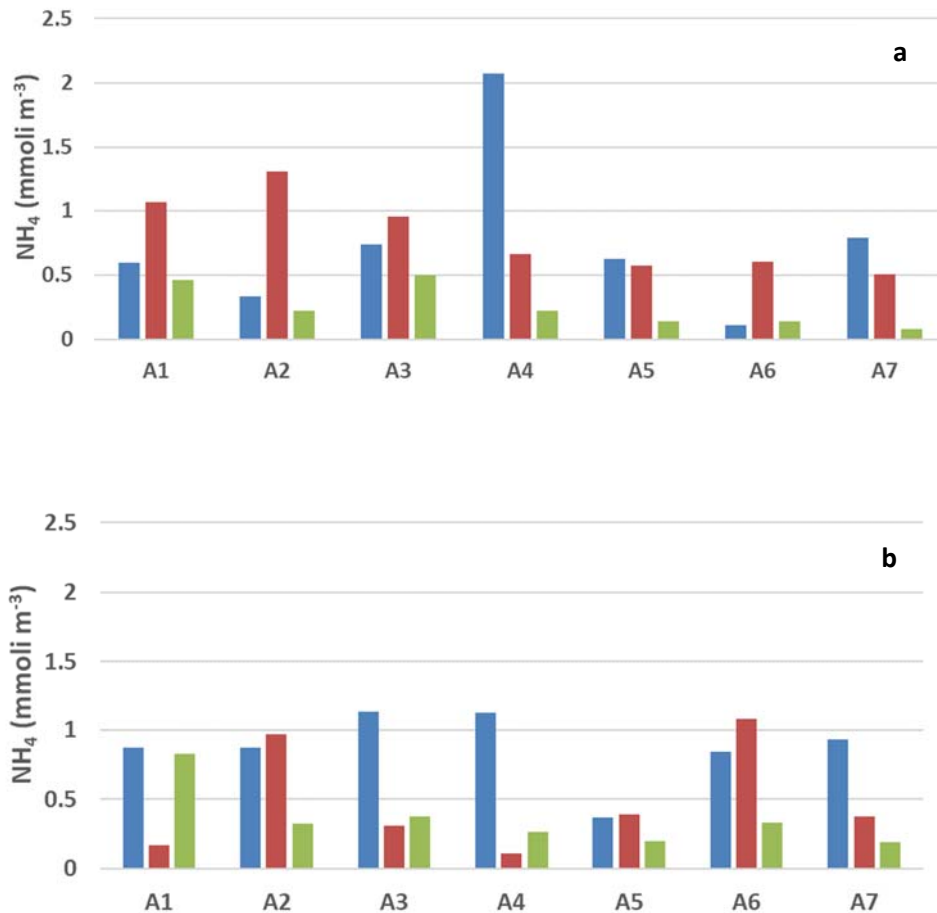


Figura 2.1.1.2.1. Concentrazioni dell'ammoniaca nell'area di dragaggio **a**) in superficie e **b**) al fondo il 25 maggio (■), il 1° giugno (■) e il 10 luglio (■) 2018.

Le concentrazioni di ammoniaca (Figura 2.1.1.2.1) sono comprese nel range 0.08-2.08 mmoli m⁻³ e presentano un valore medio di 0.59 mmoli m⁻³. Le concentrazioni più elevate sono state osservate nel corso del primo campionamento (maggio 2018).

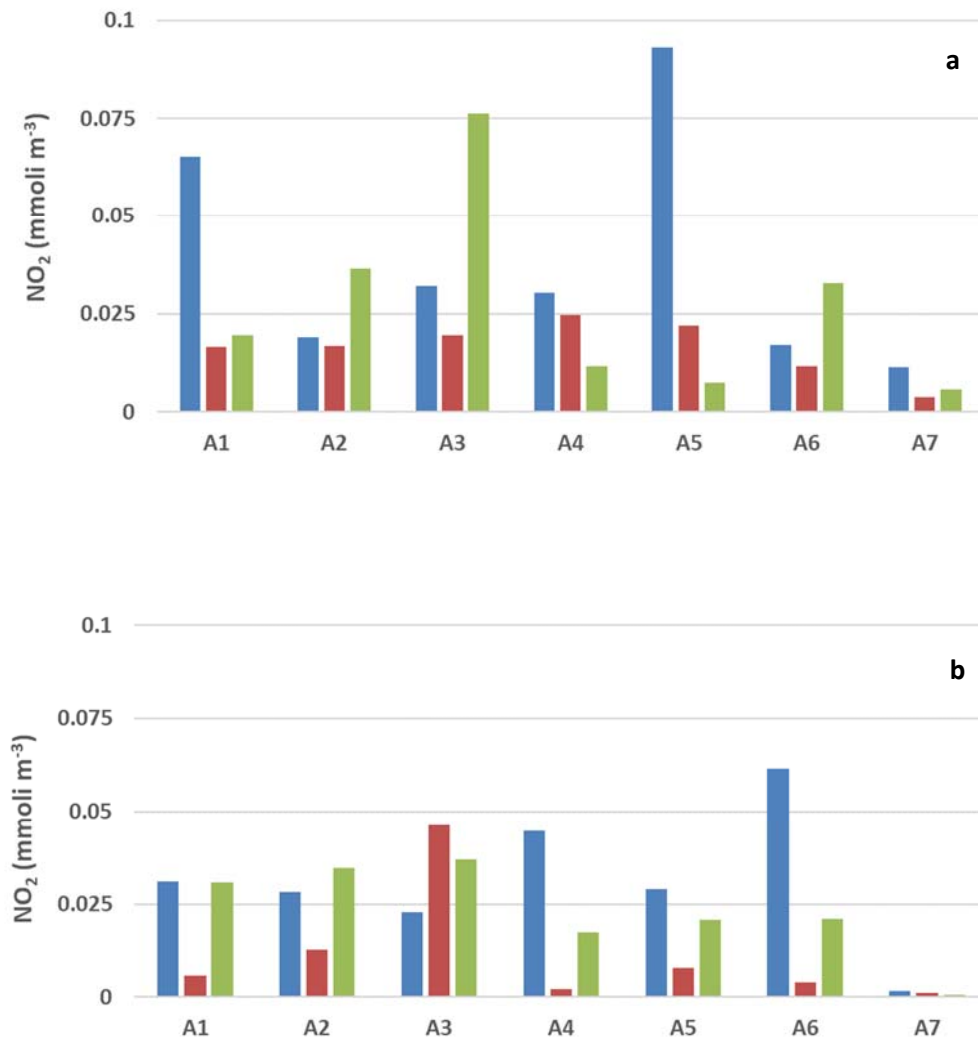


Figura 2.1.1.2.2. Concentrazioni dei nitriti nell'area di dragaggio **a)** in superficie e **b)** al fondo il 25 maggio(■), il 1°giugno (■) e il 10 luglio (■)2018.

Le concentrazioni dei nitriti nell'area di dragaggio sono sempre inferioria 0.1 mmol m^{-3} e sono comprese tra valori inferiori al limite di rilevabilità (0.01 mmol m^{-3}) e 0.09 mmol m^{-3} . Il valore medio dell'area è $0.025 \text{ mmol m}^{-3}$.

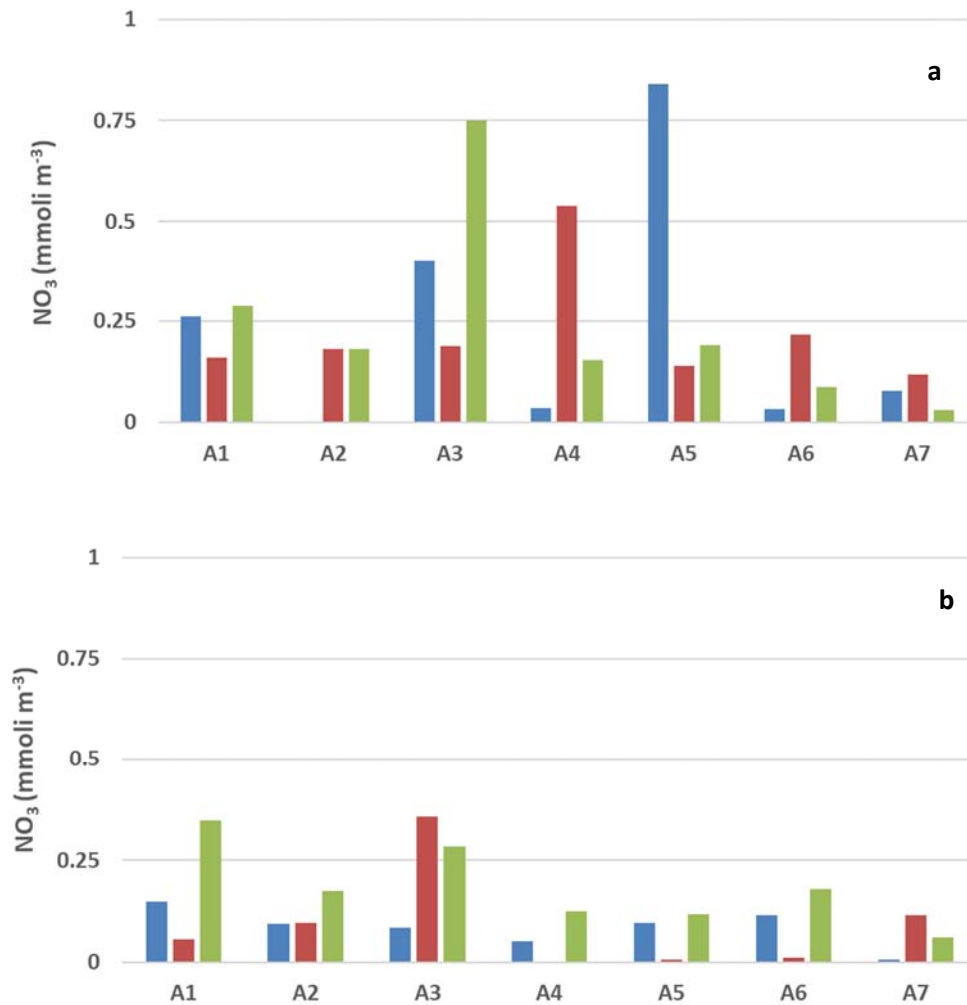


Figura 2.1.1.2.3. Concentrazioni dei nitrati nell'area di dragaggio **a)** in superficie e **b)** al fondo il 25 maggio (■), il 1° giugno (■) e il 10 luglio (■) 2018.

I nitrati nell'area di dragaggio presentano una concentrazione media di $0.18 \text{ mmoli m}^{-3}$. I valori più elevati si osservano in superficie, dove si osserva il valore massimo pari a $0.84 \text{ mmoli m}^{-3}$ (Figura 2.1.1.2.3). In quattro campioni, uno in superficie e tre al fondo, le concentrazioni di NO_3 risultano inferiori al limite di rilevabilità dello strumento ($0.01 \text{ mmoli m}^{-3}$).

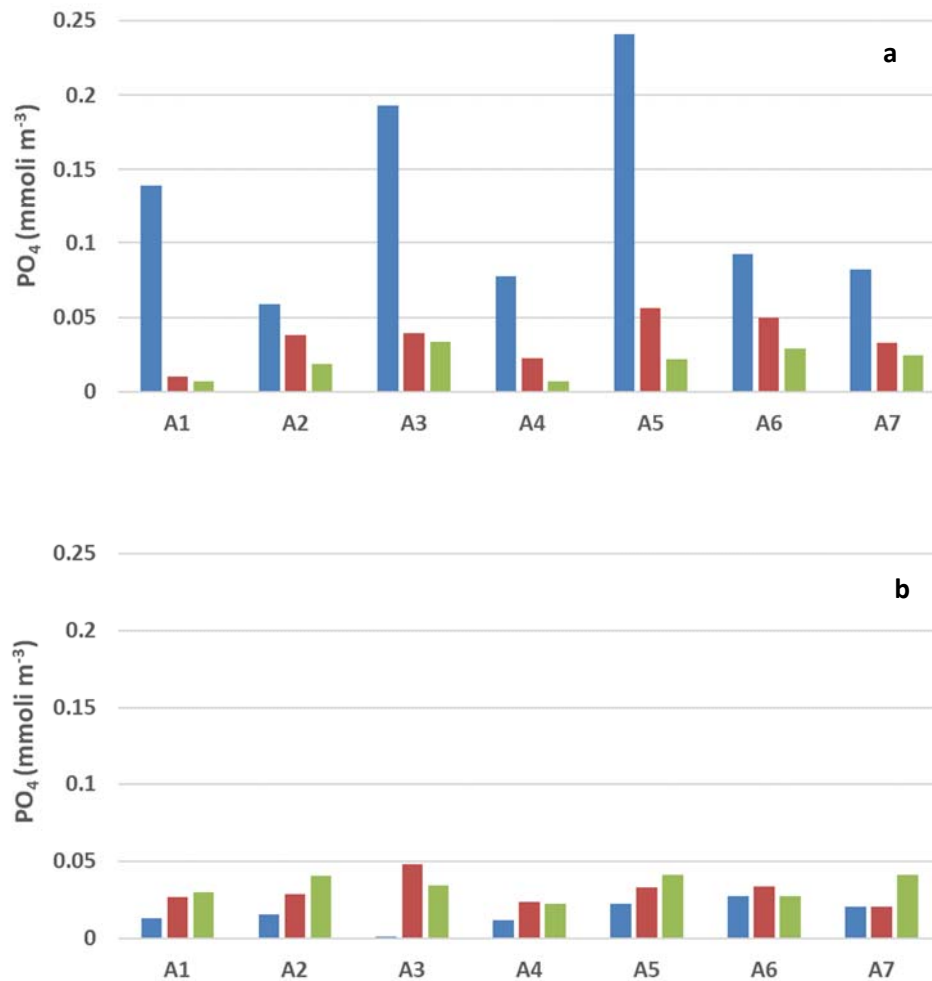


Figura 2.1.1.2.4. Concentrazioni dei fosfati nell'area di dragaggio **a**) in superficie e **b**) al fondo il 25 maggio (■), il 1°giugno (■) e il 10 luglio (■)2018.

Le concentrazioni dei fosfati mostrano un'elevata variabilità in superficie a maggio (fino a 0.24 mmoli m⁻³), mentre al fondo presentano valori sempre inferiori a 0.05 mmoli m⁻³ (Figura 2.1.1.2.4). La concentrazione media è 0.04 mmoli m⁻³ e due campioni presentano valori inferiori al 0.01 mmoli m⁻³ (limite di rilevabilità).

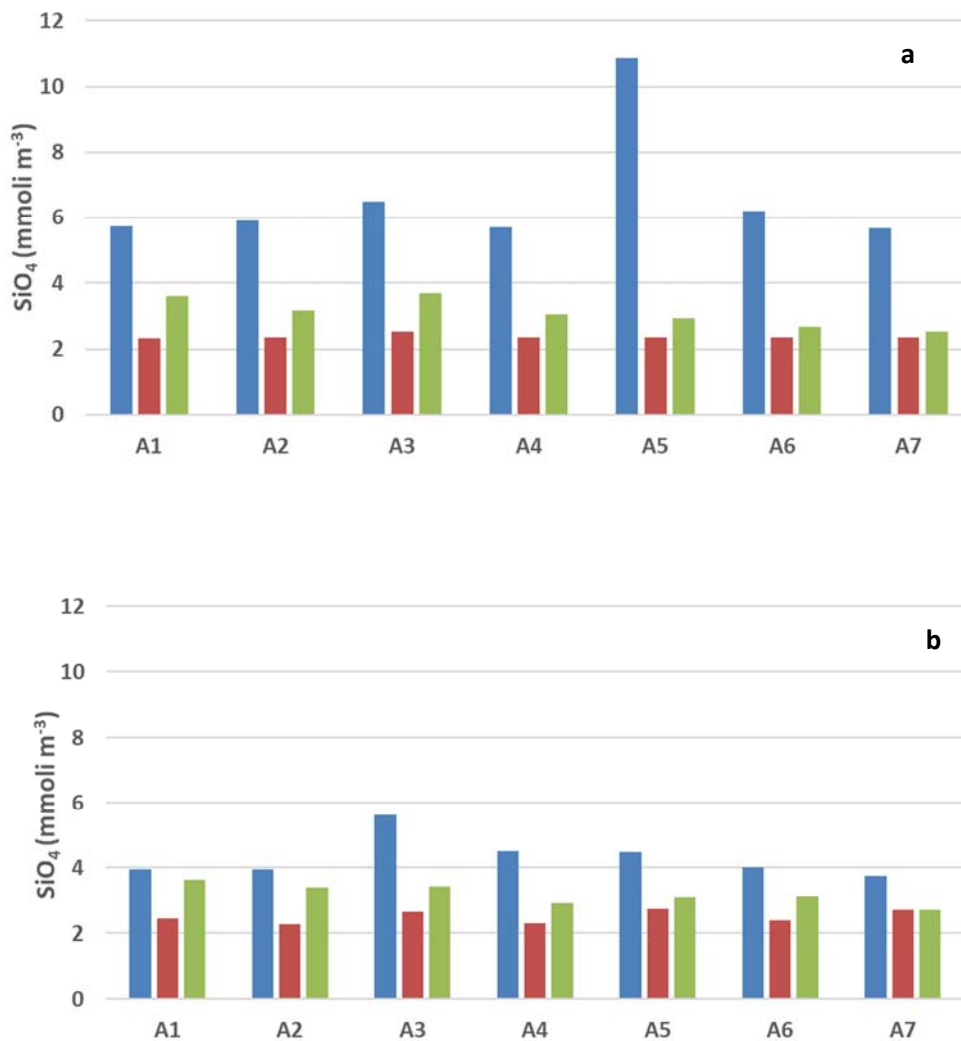


Figura 2.1.1.2.5. Concentrazioni dei silicati nell'area di dragaggio **a)** in superficie e **b)** al fondo il 25 maggio(■), il 1°giugno (■) e il 10 luglio (■)2018.

In tutte le stazioni si osservano valori più elevati dei silicati (sia in superficie sia al fondo) durante la prima campagna (Figura 2.1.1.2.5). Le concentrazioni variano tra 2.27 mmoli m⁻³ e 10.87 mmoli m⁻³ (valore medio di 3.69 mmoli m⁻³).

Si riportano nella tabella seguente (Tabella 2.1.1.2.1) le concentrazioni dei nutrienti inorganici misurate nell'area di dragaggio.

Tabella 2.1.1.2.1. Concentrazioni dei nutrienti inorganici nell'area di dragaggio.

Campione	Profondità	NH ₄ (mmoli m ⁻³)	NO ₂ (mmoli m ⁻³)	NO ₃ (mmoli m ⁻³)	PO ₄ (mmoli m ⁻³)	SiO ₄ (mmoli m ⁻³)
A01 S_1	0.5	0.60	0.07	0.26	0.14	5.75
A01 F_1	9.5	0.88	0.03	0.15	0.01	3.94
A02 S_1	0.5	0.33	0.02	0.00	0.06	5.90
A02 F_1	10.5	0.88	0.03	0.09	0.02	3.96
A03 S_1	0.5	0.74	0.03	0.40	0.19	6.50
A03 F_1	5.5	1.13	0.02	0.08	0.00	5.63
A04 S_1	0.5	2.08	0.03	0.04	0.08	5.72
A04 F_1	13.3	1.13	0.04	0.05	0.01	4.52
A05 S_1	0.5	0.62	0.09	0.84	0.24	10.87
A05 F_1	16.5	0.37	0.03	0.10	0.02	4.49
A06 S_1	0.5	0.11	0.02	0.03	0.09	6.21
A06 F_1	14.5	0.84	0.06	0.12	0.03	4.01
A07 S_1	0.5	0.79	0.01	0.08	0.08	5.67
A07 F_1	16.0	0.93	0.00	0.00	0.02	3.76
A01 S_2	0.5	1.06	0.02	0.16	0.01	2.32
A01 F_2	9.2	0.17	0.01	0.06	0.03	2.45
A02 S_2	0.5	1.32	0.02	0.18	0.04	2.35
A02 F_2	10.5	0.97	0.01	0.10	0.03	2.27
A03 S_2	0.5	0.95	0.02	0.19	0.04	2.52
A03 F_2	5.5	0.31	0.05	0.36	0.05	2.66
A04 S_2	0.5	0.66	0.02	0.54	0.02	2.34
A04 F_2	13.2	0.11	0.00	0.00	0.02	2.31
A05 S_2	0.5	0.58	0.02	0.14	0.06	2.34
A05 F_2	16.5	0.40	0.01	0.01	0.03	2.73
A06 S_2	0.5	0.61	0.01	0.22	0.05	2.34
A06 F_2	13	1.08	0.00	0.01	0.03	2.39
A07 S_2	0.5	0.51	0.00	0.12	0.03	2.35
A07 F_2	13.8	0.38	0.00	0.11	0.02	2.71
A01 S_3	0.5	0.46	0.02	0.29	0.01	3.60
A01 F_3	10	0.83	0.03	0.35	0.03	3.62
A02 S_3	0.5	0.23	0.04	0.18	0.02	3.15
A02 F_3	12.8	0.33	0.03	0.17	0.04	3.40
A03 S_3	0.5	0.50	0.08	0.75	0.03	3.69
A03 F_3	5	0.38	0.04	0.28	0.03	3.41
A04 S_3	0.5	0.22	0.01	0.15	0.01	3.05
A04 F_3	13	0.27	0.02	0.13	0.02	2.94
A05 S_3	0.5	0.14	0.01	0.19	0.02	2.91
A05 F_3	11.8	0.20	0.02	0.12	0.04	3.10
A06 S_3	0.5	0.14	0.03	0.09	0.03	2.66
A06 F_3	10.5	0.33	0.02	0.18	0.03	3.12
A07 S_3	0.5	0.08	0.01	0.03	0.02	2.52
A07 F_3	12.5	0.19	0.00	0.06	0.04	2.71

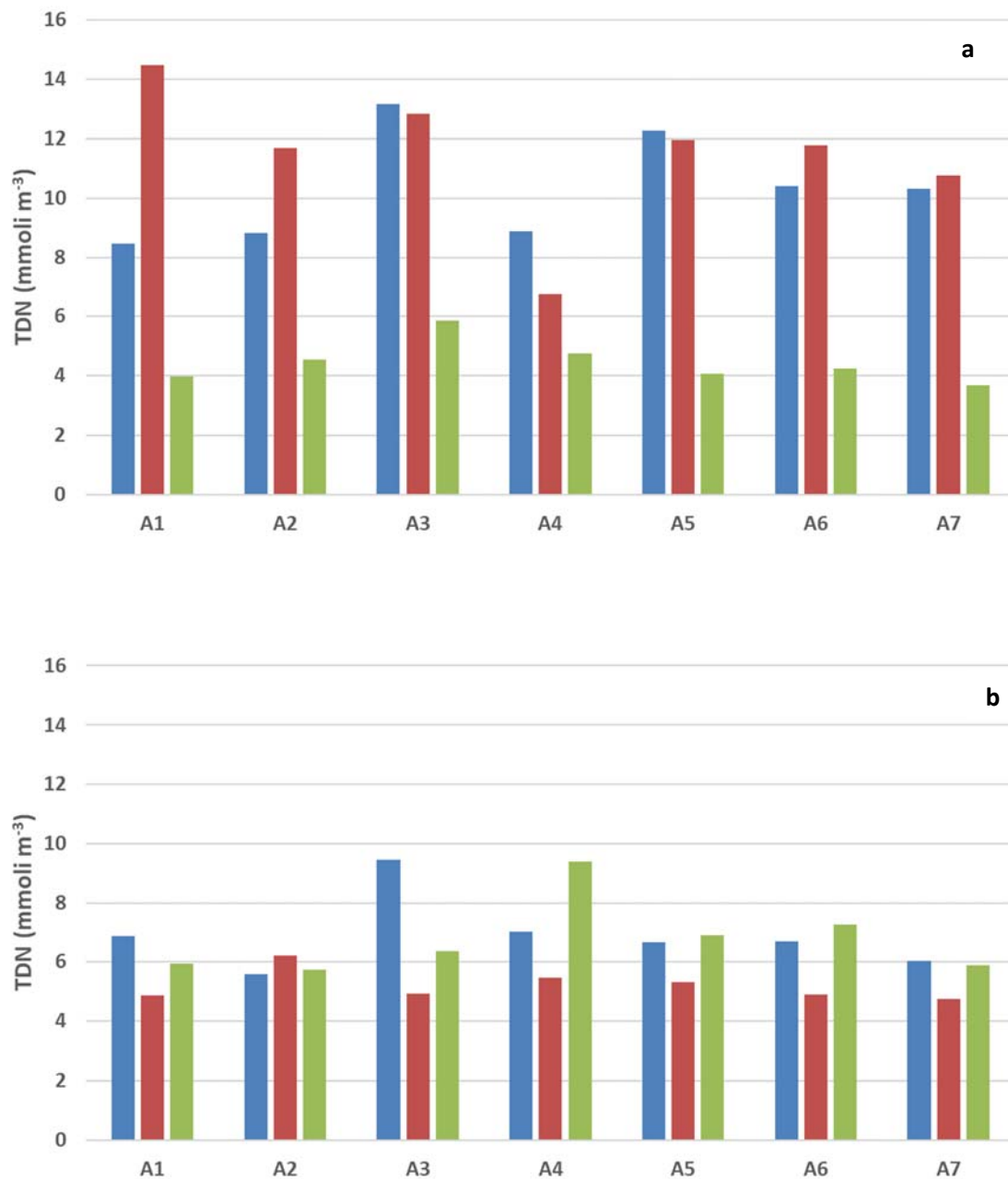


Figura 2.1.1.2.6. Concentrazioni di azoto totale disciolto (TDN) nell'area di dragaggio **a)** in superficie e **b)** al fondo il 25 maggio (■), il 1° giugno (■) e il 10 luglio (■) 2018.

Le concentrazioni di TDN (Tabella 2.1.1.2.2) sono comprese tra 3.67 mmoli m⁻³ e 14.48 mmoli m⁻³, il valore medio è 7.74 mmoli m⁻³.

La distribuzione verticale dell'Azoto Totale Disciolto (TDN) nel corso delle prime due campagne è caratterizzata da valori più elevati in superficie, mentre nel campionamento di luglio il gradiente verticale è invertito (Figura 2.1.1.2.6). Le concentrazioni di TDN osservate a maggio e giugno in superficie sono sensibilmente maggiori rispetto ai valori registrati a luglio.

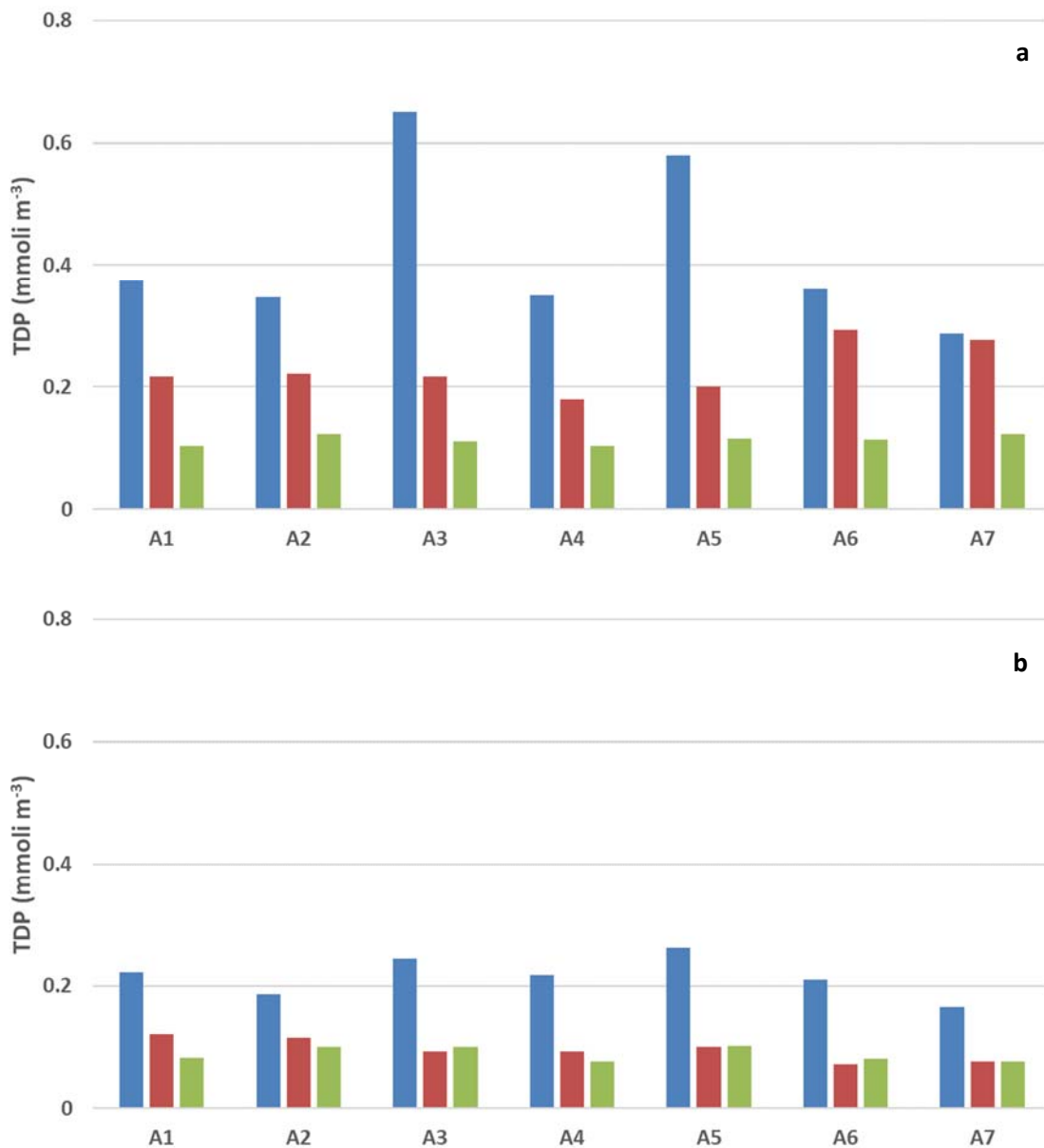


Figura 2.1.1.2.7. Concentrazioni di fosforo totale disciolto (TDP) nell'area di dragaggio **a)** in superficie e **b)** al fondo il 25 maggio (■), il 1° giugno (■) e il 10 luglio (■) 2018.

Le concentrazioni di Fosforo Totale Disciolto (TDP) sono caratterizzate da concentrazioni maggiori in superficie in tutte le campagne di misura effettuate (Figura 2.1.1.2.7). Le concentrazioni più elevate sono state osservate a maggio (sia in superficie sia al fondo).

Le concentrazioni di TDN (Tabella 2.1.1.2.2) sono comprese tra 0.07 mmol m^{-3} e 0.65 mmol m^{-3} , il valore medio è 0.20 mmol m^{-3} .

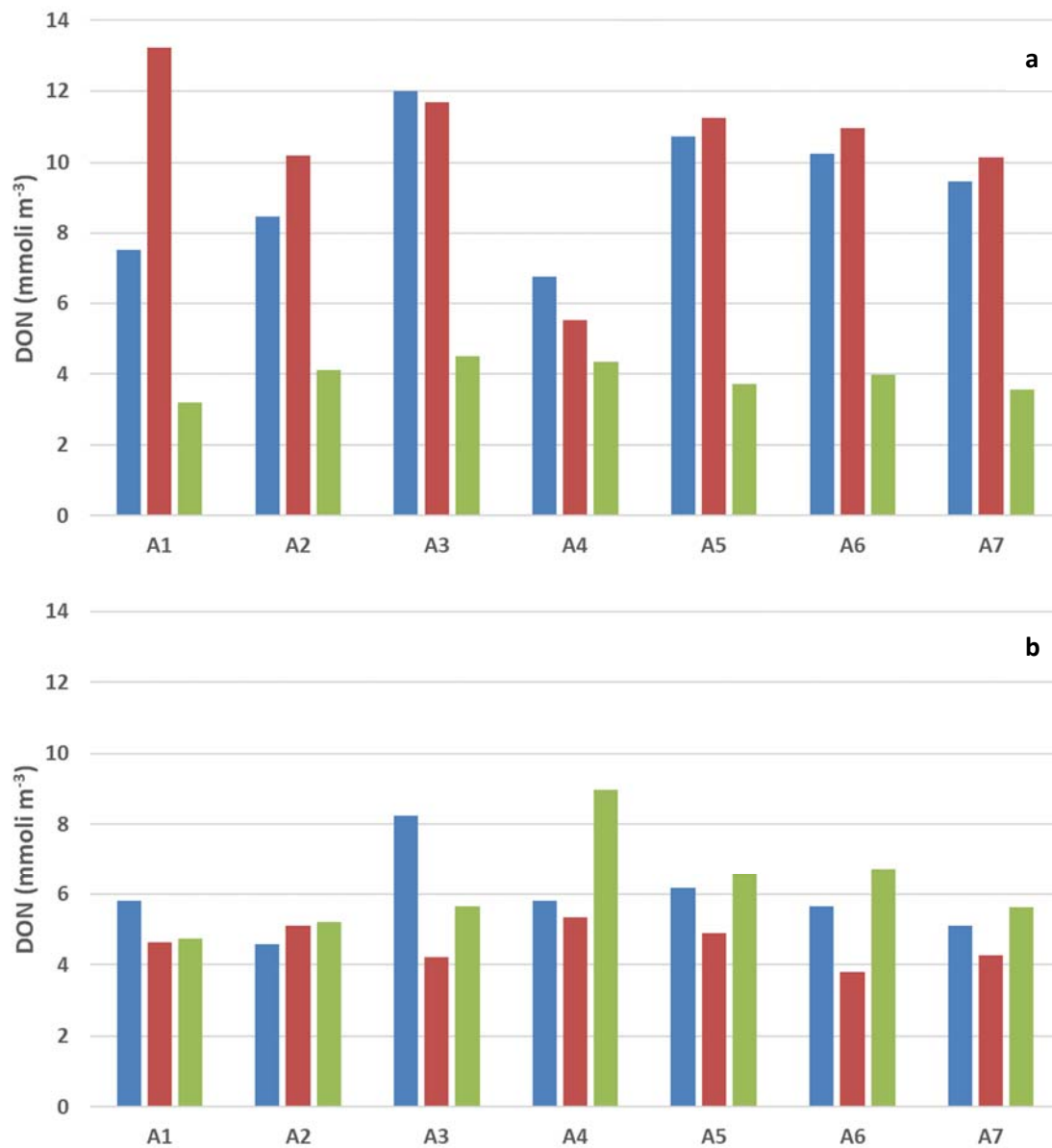


Figura 2.1.1.2.8. Concentrazioni di azoto organico disciolto (DON) nell'area di dragaggio **a**) in superficie e **b**) al fondo il 25 maggio (■), il 1° giugno (■) e il 10 luglio (■) 2018.

Come osservato per il TDN, le concentrazioni di Azoto Organico Disciolto (DON) sono maggiori in superficie nel corso delle misure effettuate a maggio e giugno mentre nel campionamento di luglio le concentrazioni di DON al fondo sono più alte rispetto alla superficie (Figura 2.1.1.2.8).

Le concentrazioni di DON nell'area di dragaggio (Tabella 2.1.1.2.2) sono comprese tra 3.20 mmoli m⁻³ e 13.24 mmoli m⁻³, il valore medio è 6.73 mmoli m⁻³.

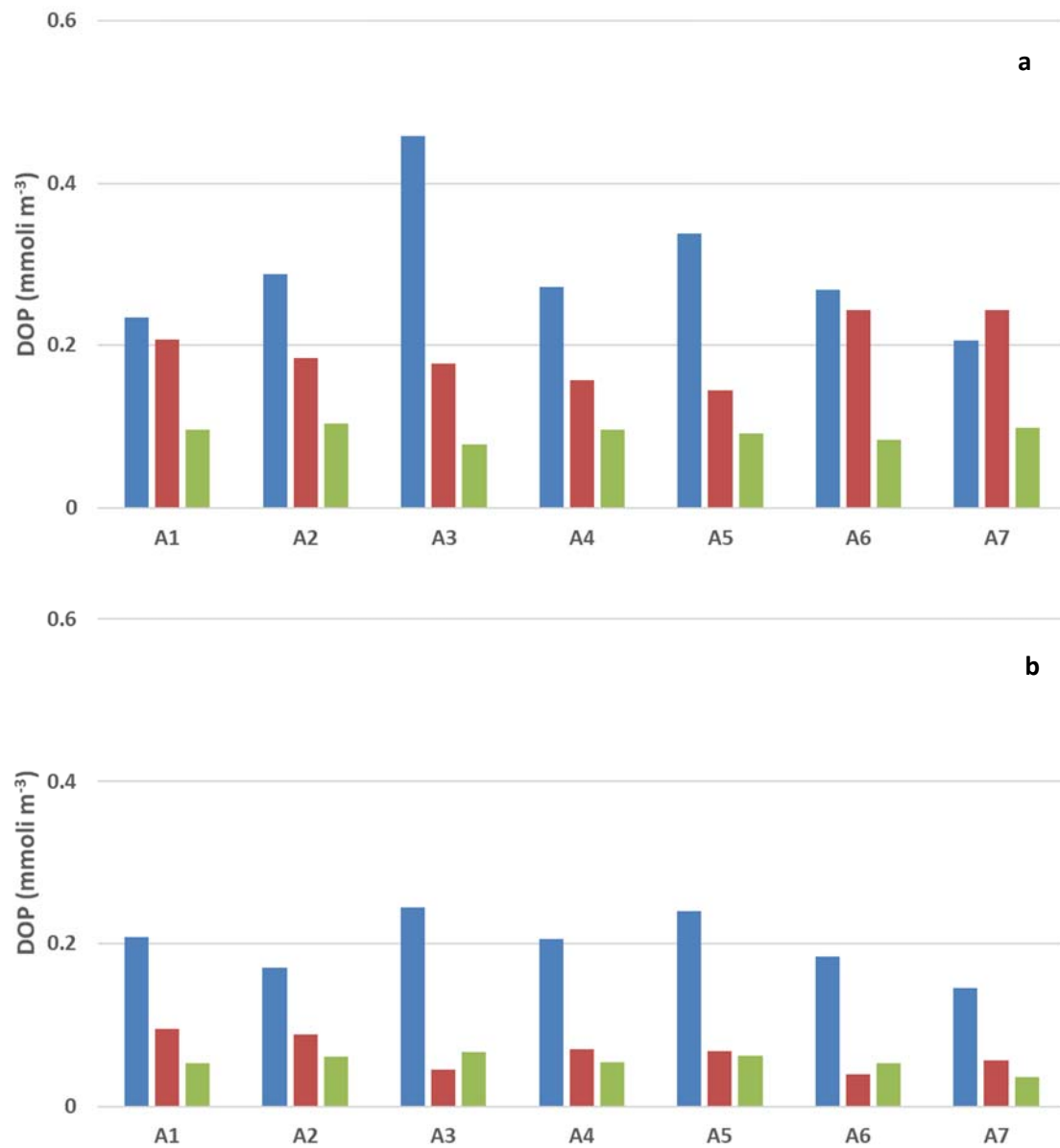


Figura 2.1.1.2.9. Concentrazioni di fosforo organico disciolto (DOP) nell'area di dragaggio **a)** in superficie e **b)** al fondo il 25 maggio (■), il 1°giugno (■) e il 10 luglio (■)2018.

La distribuzione verticale del Fosforo Organico Disciolto (DOP) segue lo stesso *pattern* del TDP caratterizzato da concentrazioni maggiori in superficie in tutte le campagne di misura effettuate (Figura 2.1.1.2.9).

Le concentrazioni di DOP nell'area di dragaggio sono comprese nel *range* 0.04 mmoli m⁻³ - 0.46 mmoli m⁻³ (Tabella 2.1.1.2.2), il valore medio è 0.15 mmoli m⁻³.

Tabella 2.1.1.2.2. Concentrazioni di azoto e fosforo totali disciolti (TDN e TDP) e azoto e fosforo organici disciolti (DON e DOP) nell'area di dragaggio.

Campione	Profondità	TDN (mmoli m ⁻³)	TDP (mmoli m ⁻³)	DON (mmoli m ⁻³)	DOP (mmoli m ⁻³)
A01 S_1	0.5	8.47	0.37	7.54	0.23
A01 F_1	9.5	6.87	0.22	5.81	0.21
A02 S_1	0.5	8.82	0.35	8.47	0.29
A02 F_1	10.5	5.58	0.19	4.58	0.17
A03 S_1	0.5	13.17	0.65	11.99	0.46
A03 F_1	5.5	9.48	0.24	8.24	0.24
A04 S_1	0.5	8.91	0.35	6.76	0.27
A04 F_1	13.3	7.02	0.22	5.80	0.20
A05 S_1	0.5	12.26	0.58	10.71	0.34
A05 F_1	16.5	6.67	0.26	6.17	0.24
A06 S_1	0.5	10.41	0.36	10.25	0.27
A06 F_1	14.5	6.68	0.21	5.67	0.18
A07 S_1	0.5	10.34	0.29	9.45	0.21
A07 F_1	16.0	6.04	0.17	5.10	0.14
A01 S_2	0.5	14.48	0.22	13.24	0.21
A01 F_2	9.2	4.86	0.12	4.63	0.10
A02 S_2	0.5	11.70	0.22	10.19	0.18
A02 F_2	10.5	6.20	0.12	5.12	0.09
A03 S_2	0.5	12.84	0.22	11.68	0.18
A03 F_2	5.5	4.92	0.09	4.21	0.05
A04 S_2	0.5	6.76	0.18	5.53	0.16
A04 F_2	13.2	5.47	0.09	5.35	0.07
A05 S_2	0.5	11.97	0.20	11.23	0.14
A05 F_2	16.5	5.30	0.10	4.89	0.07
A06 S_2	0.5	11.78	0.29	10.94	0.24
A06 F_2	13	4.88	0.07	3.79	0.04
A07 S_2	0.5	10.77	0.28	10.14	0.24
A07 F_2	13.8	4.75	0.08	4.26	0.06
A01 S_3	0.5	3.97	0.10	3.20	0.10
A01 F_3	10	5.95	0.08	4.74	0.05
A02 S_3	0.5	4.54	0.12	4.10	0.10
A02 F_3	12.8	5.74	0.10	5.21	0.06
A03 S_3	0.5	5.84	0.11	4.51	0.08
A03 F_3	5	6.35	0.10	5.65	0.07
A04 S_3	0.5	4.73	0.10	4.35	0.10
A04 F_3	13	9.39	0.08	8.98	0.05
A05 S_3	0.5	4.05	0.11	3.71	0.09
A05 F_3	11.8	6.91	0.10	6.57	0.06
A06 S_3	0.5	4.23	0.11	3.98	0.08
A06 F_3	10.5	7.25	0.08	6.72	0.05
A07 S_3	0.5	3.67	0.12	3.55	0.10
A07 F_3	12.5	5.88	0.08	5.63	0.04

Solidi sospesi

Le concentrazioni dei solidi sospesi totali (TSS), riportate in figura 2.1.1.2.10, risultano coerenti con i profili di torbidità analizzati nel paragrafo 2.1.1.1, sono comprese tra 6.39 g m^{-3} e 0.93 g m^{-3} e presentano un valore medio di 2.59 g m^{-3} . In particolare, i valori più elevati di TSS si osservano alla stazione A05, sia in superficie sia al fondo, nel corso del campionamento effettuato il 25 maggio 2018.

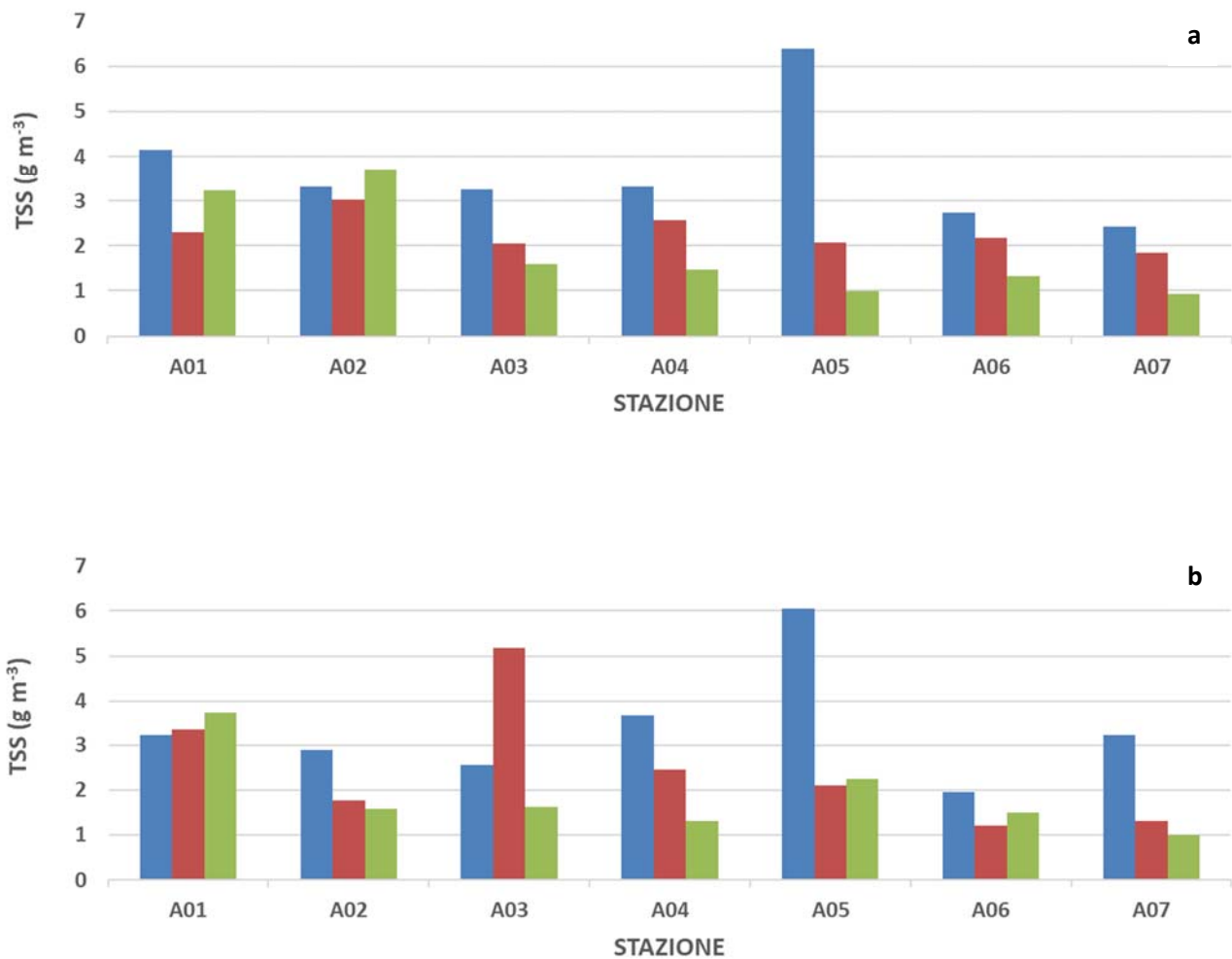


Figura 2.1.1.2.10. Concentrazioni dei solidi sospesi totali (TSS) nell'area di dragaggio **a**) in superficie e **b**) al fondo il 25 maggio (■), il 1° giugno (■) e il 10 luglio (■) 2018.

Nella tabella 2.1.1.2.3 sono riportate le concentrazioni dei solidi sospesi totali misurate nel corso dei tre campionamenti effettuati nell'area di dragaggio.

Tabella 2.1.1.2.3. Concentrazioni dei solidi sospesi totali (TSS) nell'area di dragaggio.

Campione	Profondità	TSS (g m ⁻³)
A01 S_1	0.5	4.14
A01 F_1	9.5	3.23
A02 S_1	0.5	3.31
A02 F_1	10.5	2.90
A03 S_1	0.5	3.25
A03 F_1	5.5	2.56
A04 S_1	0.5	3.33
A04 F_1	13.3	3.68
A05 S_1	0.5	6.39
A05 F_1	16.5	6.04
A06 S_1	0.5	2.73
A06 F_1	14.5	1.96
A07 S_1	0.5	2.43
A07 F_1	16.0	3.22
A01 S_2	0.5	2.31
A01 F_2	9.2	3.35
A02 S_2	0.5	3.03
A02 F_2	10.5	1.76
A03 S_2	0.5	2.05
A03 F_2	5.5	5.18
A04 S_2	0.5	2.57
A04 F_2	13.2	2.46
A05 S_2	0.5	2.06
A05 F_2	16.5	2.10
A06 S_2	0.5	2.18
A06 F_2	13	1.21
A07 S_2	0.5	1.85
A07 F_2	13.8	1.32
A01 S_3	0.5	3.24
A01 F_3	10	3.75
A02 S_3	0.5	3.72
A02 F_3	12.8	1.59
A03 S_3	0.5	1.59
A03 F_3	5	1.62
A04 S_3	0.5	1.47
A04 F_3	13	1.32
A05 S_3	0.5	0.99
A05 F_3	11.8	2.25
A06 S_3	0.5	1.31
A06 F_3	10.5	1.49
A07 S_3	0.5	0.93
A07 F_3	12.5	1.00

Carbonio Organico Totale (TOC)

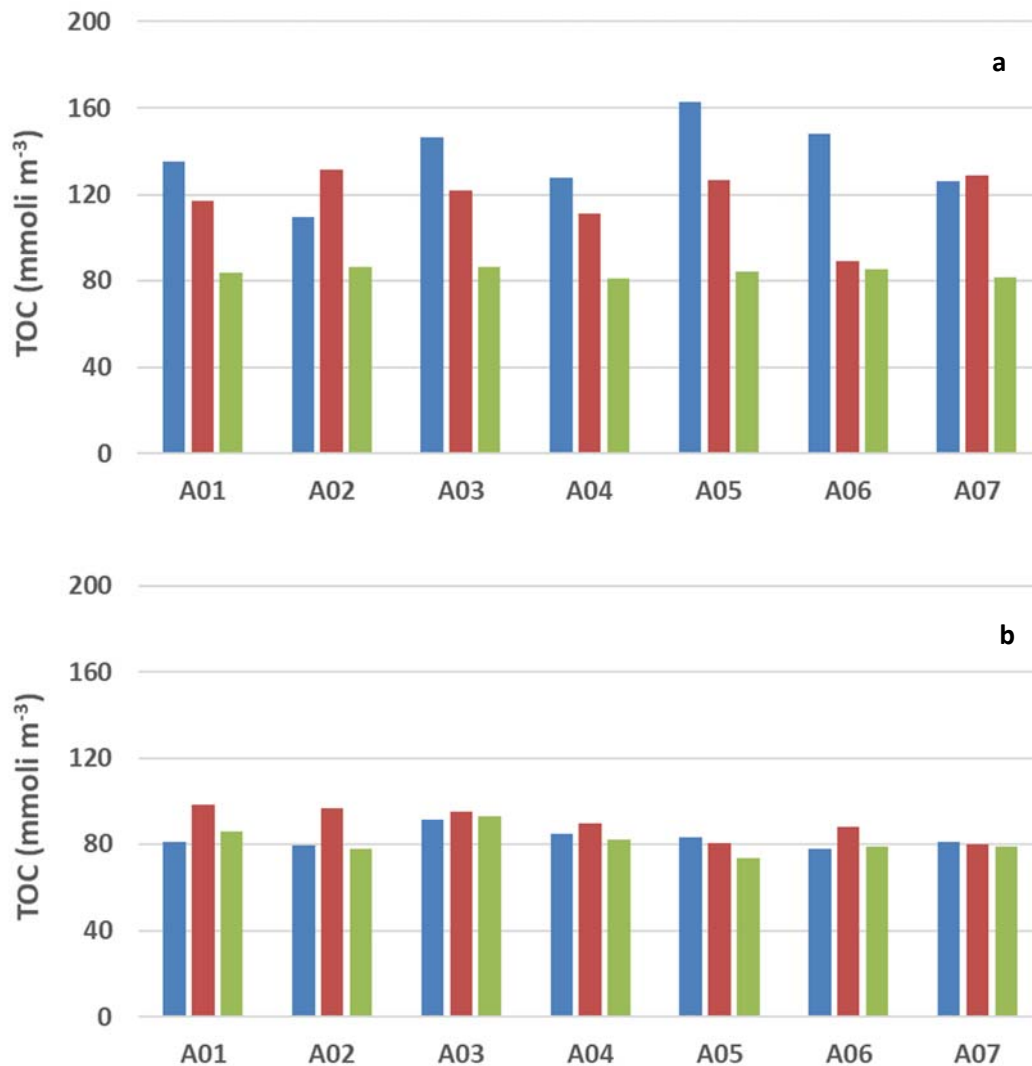


Figura 2.1.1.2.11. Concentrazioni del carbonio organico totale (TOC) nell'area di dragaggio **a)** in superficie e **b)** al fondo il 25 maggio (■), il 1° giugno (■) e il 10 luglio (■) 2018.

Le concentrazioni di Carbonio Organico Totale (TOC) nell'area di dragaggio (Tabella 2.1.1.2.4) presentano un'elevata variabilità in superficie (80.84 – 162.78 mmoli m⁻³), mentre per i campioni del fondo il *range* di concentrazioni è molto più ridotto (73.21-98.88 mmoli m⁻³). I valori misurati in superficie a maggio e giugno sono sensibilmente più alti (Figura 2.1.1.2.11).

La concentrazione media di TOC nell'area è 98.84 mmoli m⁻³.

Tabella 2.1.1.2.4. Concentrazioni del carbonio organico totale (TOC) nell'area di dragaggio.

Campione	Profondità	TOC (mmoli m ⁻³)
A01 S_1	0.5	135.46
A01 F_1	9.5	81.19
A02 S_1	0.5	109.68
A02 F_1	10.5	79.44
A03 S_1	0.5	146.59
A03 F_1	5.5	91.71
A04 S_1	0.5	128.08
A04 F_1	13.3	84.47
A05 S_1	0.5	162.78
A05 F_1	16.5	82.97
A06 S_1	0.5	148.41
A06 F_1	14.5	77.85
A07 S_1	0.5	126.26
A07 F_1	16.0	80.71
A01 S_2	0.5	117.40
A01 F_2	9.2	98.88
A02 S_2	0.5	131.96
A02 F_2	10.5	96.82
A03 S_2	0.5	122.37
A03 F_2	5.5	95.55
A04 S_2	0.5	111.57
A04 F_2	13.2	89.79
A05 S_2	0.5	127.17
A05 F_2	16.5	80.35
A06 S_2	0.5	88.99
A06 F_2	13	88.00
A07 S_2	0.5	128.85
A07 F_2	13.8	79.73
A01 S_3	0.5	83.51
A01 F_3	10	85.78
A02 S_3	0.5	86.17
A02 F_3	12.8	77.85
A03 S_3	0.5	86.45
A03 F_3	5	93.51
A04 S_3	0.5	80.84
A04 F_3	13	82.27
A05 S_3	0.5	83.89
A05 F_3	11.8	73.21
A06 S_3	0.5	85.38
A06 F_3	10.5	78.77
A07 S_3	0.5	81.59
A07 F_3	12.5	79.07

Metalli

Si riportano nelle seguenti tabelle le concentrazioni dei metalli (Cadmio, Cromo, Rame, Piombo, Zinco e Mercurio) disciolti (Tabella 2.1.1.2.5) e particolati (Tabella 2.1.1.2.6) misurate nell'area di dragaggio nel corso delle tre differenti campagne di misura.

Tabella 2.1.1.2.5. Concentrazioni dei metalli disciolti nell'area di dragaggio.

Campione	Cd ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Cr ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Cu ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Pb ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Zn ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Hg ($\mu\text{g l}^{-1}$)
A01 S_1	0.14	< 1.0	5.02	4.26	23.8	< 0.05
A01 F_1	0.21	< 1.0	5.5	4.11	37.6	< 0.05
A02 S_1	0.12	< 1.0	< 5.0	3.55	18.1	< 0.05
A02 F_1	0.26	< 1.0	< 5.0	4.28	13.7	< 0.05
A03 S_1	0.12	< 1.0	< 5.0	4.62	11.0	< 0.05
A03 F_1	0.17	< 1.0	< 5.0	3.63	12.5	< 0.05
A04 S_1	0.12	< 1.0	< 5.0	3.97	8.1	< 0.05
A04 F_1	0.12	< 1.0	< 5.0	3.7	6.6	< 0.05
A05 S_1	0.57	< 1.0	< 5.0	3.19	8.7	< 0.05
A05 F_1	< 0.1	< 1.0	< 5.0	2.41	6.5	< 0.05
A06 S_1	0.21	< 1.0	< 5.0	3.58	9.1	< 0.05
A06 F_1	0.12	< 1.0	< 5.0	3.64	11.1	< 0.05
A07 S_1	0.12	< 1.0	< 5.0	3.97	28.1	< 0.05
A07 F_1	< 0.1	< 1.0	< 5.0	3.24	7.7	< 0.05
A01 S_2	0.14	< 1.0	< 5.0	4.79	8.8	< 0.05
A01 F_2	0.21	< 1.0	< 5.0	3.53	4.7	< 0.05
A02 S_2	0.24	< 1.0	< 5.0	4.21	4.6	< 0.05
A02 F_2	0.12	< 1.0	< 5.0	3.92	6.6	< 0.05
A03 S_2	0.20	< 1.0	< 5.0	4.62	6.7	< 0.05
A03 F_2	0.12	< 1.0	< 5.0	3.41	7.2	< 0.05
A04 S_2	0.35	< 1.0	< 5.0	3.65	4.5	< 0.05
A04 F_2	0.17	< 1.0	< 5.0	4.31	4.1	< 0.05
A05 S_2	0.27	< 1.0	< 5.0	2.46	6.2	< 0.05
A05 F_2	0.12	< 1.0	< 5.0	3.99	4.0	< 0.05
A06 S_2	0.15	< 1.0	< 5.0	4.06	5.3	< 0.05
A06 F_2	< 0.1	< 1.0	< 5.0	3.24	3.1	< 0.05
A07 S_2	0.21	< 1.0	< 5.0	12.39	6.4	< 0.05
A07 F_2	0.17	< 1.0	< 5.0	3.58	3.4	< 0.05
A01 S_3	0.14	< 1.0	< 5.0	4.04	3.7	< 0.05
A01 F_3	0.15	< 1.0	< 5.0	5.4	3.8	< 0.05
A02 S_3	< 0.1	< 1.0	< 5.0	3.7	7.0	< 0.05
A02 F_3	0.12	< 1.0	5.32	3.26	8.4	< 0.05
A03 S_3	0.12	< 1.0	5.35	3.46	5.2	< 0.05
A03 F_3	0.12	< 1.0	< 5.0	3.6	13.2	< 0.05
A04 S_3	0.12	< 1.0	< 5.0	3.5	5.9	< 0.05
A04 F_3	0.14	< 1.0	< 5.0	3.38	7.1	< 0.05
A05 S_3	0.2	< 1.0	< 5.0	2.92	1.7	< 0.05
A05 F_3	0.17	< 1.0	< 5.0	3.55	1.6	< 0.05
A06 S_3	0.65	< 1.0	< 5.0	4.33	2.7	< 0.05
A06 F_3	0.24	< 1.0	< 5.0	3.72	5.1	< 0.05
A07 S_3	0.17	< 1.0	< 5.0	2.97	1.3	< 0.05
A07 F_3	0.12	< 1.0	< 5.0	3.29	1.4	< 0.05

Tabella 2.1.1.2.6. Concentrazioni dei metalli nel particolato nell'area di dragaggio.

Campione	Profondità	Cd ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Cr ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Cu ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Pb ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Zn ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Hg ($\mu\text{g l}^{-1}$)
A01 S_1	0.5	< 0,0284	< 0,057	0.514	0.314	1.114	< 0,007
A01 F_1	9.5	< 0,0089	0.060	0.134	0.152	0.279	< 0,0022
A02 S_1	0.5	< 0,0391	< 0,078	0.322	0.272	< 0,7813	< 0,0097
A02 F_1	10.5	< 0,026	0.123	0.233	0.206	0.625	< 0,0065
A03 S_1	0.5	< 0,0313	< 0,063	0.278	0.225	1.175	< 0,0078
A03 F_1	5.5	< 0,0313	< 0,063	0.205	0.235	< 0,625	< 0,0078
A04 S_1	0.5	< 0,0179	< 0,036	0.104	0.090	< 0,3571	< 0,0044
A04 F_1	13.3	< 0,0223	< 0,045	0.157	0.114	< 0,4464	< 0,0055
A05 S_1	0.5	< 0,0347	< 0,069	0.156	0.164	< 0,6944	< 0,0086
A05 F_1	16.5	< 0,0347	0.133	0.464	0.344	< 0,6944	< 0,0086
A06 S_1	0.5	< 0,0278	< 0,056	0.142	0.113	< 0,5556	< 0,0069
A06 F_1	14.5	< 0,0208	0.068	0.115	0.083	< 0,4167	< 0,0052
A07 S_1	0.5	< 0,0278	< 0,056	0.129	0.120	< 0,5556	< 0,0069
A07 F_1	16.0	< 0,0139	< 0,028	0.042	0.059	< 0,2778	< 0,0034
A01 S_2	0.5	< 0,0156	< 0,031	0.144	0.100	0.838	< 0,0039
A01 F_2	9.2	< 0,0156	0.064	0.385	0.176	0.688	< 0,0039
A02 S_2	0.5	< 0,0125	0.077	0.137	0.063	0.540	< 0,0031
A02 F_2	10.5	< 0,0125	0.136	0.270	0.135	0.760	< 0,0031
A03 S_2	0.5	< 0,0156	0.085	0.275	0.195	0.600	< 0,0039
A03 F_2	5.5	< 0,0156	0.168	0.461	0.318	0.788	< 0,0039
A04 S_2	0.5	< 0,0156	< 0,031	0.189	0.108	0.513	< 0,0039
A04 F_2	13.2	< 0,0125	0.043	0.264	0.175	0.740	< 0,0031
A05 S_2	0.5	< 0,0156	< 0,031	0.496	0.164	0.663	< 0,0039
A05 F_2	16.5	< 0,0125	0.063	0.196	0.130	0.610	< 0,0031
A06 S_2	0.5	< 0,0151	0.059	0.281	0.107	0.410	< 0,0037
A06 F_2	13	< 0,01	0.082	0.125	0.115	0.472	< 0,0025
A07 S_2	0.5	< 0,0125	< 0,025	0.074	0.058	0.490	< 0,0031
A07 F_2	13.8	< 0,0066	0.118	0.216	0.054	0.173	< 0,0016
A01 S_3	0.5	< 0,0125	0.122	0.770	0.510	0.720	< 0,0031
A01 F_3	10	< 0,0125	0.121	0.860	0.450	0.790	< 0,0031
A02 S_3	0.5	< 0,0125	0.048	0.471	0.275	0.510	< 0,0031
A02 F_3	12.8	< 0,0125	0.031	0.300	0.218	0.440	< 0,0031
A03 S_3	0.5	< 0,0083	0.149	0.473	0.553	1.033	< 0,0021
A03 F_3	5	< 0,0083	0.073	0.407	0.373	0.600	< 0,0021
A04 S_3	0.5	< 0,0125	0.029	0.333	0.196	0.460	< 0,0031
A04 F_3	13	< 0,0125	0.072	0.338	0.292	0.650	< 0,0031
A05 S_3	0.5	< 0,0125	0.082	0.195	0.172	0.370	< 0,0031
A05 F_3	11.8	< 0,0125	0.026	0.278	0.191	0.340	< 0,0031
A06 S_3	0.5	< 0,0083	0.117	0.185	0.194	0.467	< 0,0021
A06 F_3	10.5	< 0,0104	0.080	0.243	0.241	0.467	< 0,0026
A07 S_3	0.5	< 0,0096	< 0,019	0.129	0.074	0.331	< 0,0024
A07 F_3	12.5	< 0,0096	0.025	0.129	0.112	0.231	< 0,0024

Composti organici

I risultati delle analisi dei composti organici (Idrocarburi totali, Composti organostannici e IPA) nel particolato sono riportati nelle seguenti tabelle (2.1.1.7 e 2.1.1.2.8).

Tabella 2.1.1.2.7. Concentrazioni dei composti organostannici e degli idrocarburi totali (espressi come C>12) nel particolato all'interno dell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio.

Campione	Monobutilstagno tricloruro (mg/l ⁻¹)	Di-n butilstagno dicloruro (mg l ⁻¹)	Tributilstagno cloruro (mg l ⁻¹)	Sommatoria composti organostannici (mg l ⁻¹)	Idrocarburi pesanti (C > 12) (mg l ⁻¹)
A01 S_1	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,010
A01 F_1	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,010
A02 S_1	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,010
A02 F_1	< 0,00007	< 0,00007	< 0,00007	< 0,00007	< 0,007
A03 S_1	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,018
A03 F_1	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,010
A04 S_1	< 0,00017	< 0,00017	< 0,00017	< 0,00017	< 0,017
A04 F_1	< 0,00014	< 0,00014	< 0,00014	< 0,00014	< 0,013
A05 S_1	< 0,00017	< 0,00017	< 0,00017	< 0,00017	< 0,025
A05 F_1	< 0,00013	< 0,00013	< 0,00013	< 0,00013	< 0,013
A06 S_1	< 0,00011	< 0,00011	< 0,00011	< 0,00011	< 0,011
A06 F_1	< 0,00008	< 0,00008	< 0,00008	< 0,00008	< 0,008
A07 S_1	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,010
A07 F_1	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A01 S_2	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A01 F_2	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A02 S_2	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A02 F_2	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A03 S_2	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A03 F_2	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A04 S_2	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A04 F_2	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A05 S_2	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A05 F_2	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A06 S_2	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A06 F_2	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A07 S_2	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A07 F_2	< 0,00004	< 0,00004	< 0,00004	< 0,00004	< 0,003
A01 S_3	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A01 F_3	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A02 S_3	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A02 F_3	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A03 S_3	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A03 F_3	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A04 S_3	< 0,00004	< 0,00004	< 0,00004	< 0,00004	< 0,004
A04 F_3	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A05 S_3	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A05 F_3	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A06 S_3	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A06 F_3	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A07 S_3	< 0,00004	< 0,00004	< 0,00004	< 0,00004	< 0,003
A07 F_3	< 0,00004	< 0,00004	< 0,00004	< 0,00004	< 0,003

2.1.2 Misure correntometriche

I dati correntometrici sono stati acquisiti per 14 giorni (nel periodo 23marzo – 6 aprile 2018) utilizzando due correntometri posizionati all'esterno del porto in prossimità del molo di Levante (ADCP1) e del molo di Ponente (ADCP2). Si riportano nei seguenti grafici i valori di velocità e direzione della corrente registrati lungo la colonna d'acqua.

I valori di velocità della corrente osservati alla stazione ADCP1 sono compresi tra 0.001 m s^{-1} e 0.88 m s^{-1} , e presentano marcate differenze lungo la colonna d'acqua: i primi due-tre metri della colonna d'acqua sono caratterizzati da velocità decisamente più elevate (Figura 2.1.2.1).

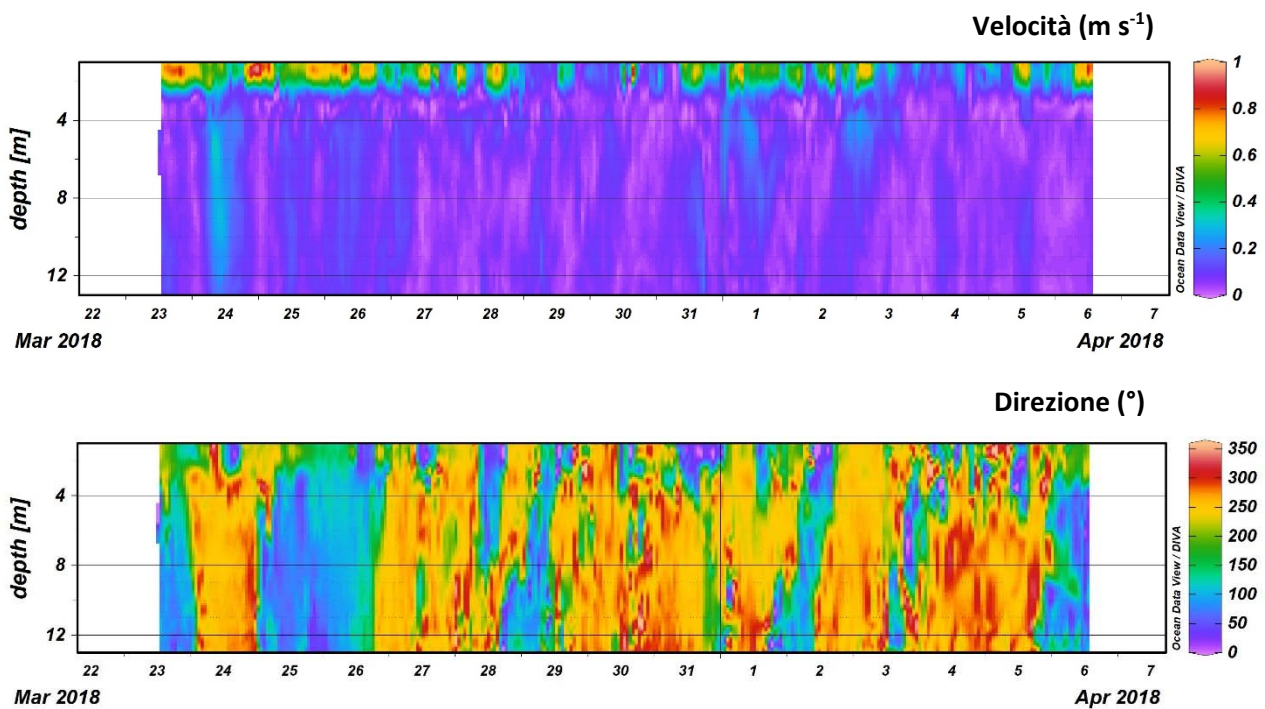


Figura 2.1.2.1 Valori di velocità e direzione dalla corrente acquisiti alla stazione ADCP1 nel periodo 23/3/2018-6/4/2018.

Anche i dati acquisiti con il correntometro ADCP2 mostrano la presenza di uno strato superficiale disaccoppiato dal resto della colonna d'acqua in termini di velocità (Figura 2.1.2.2).

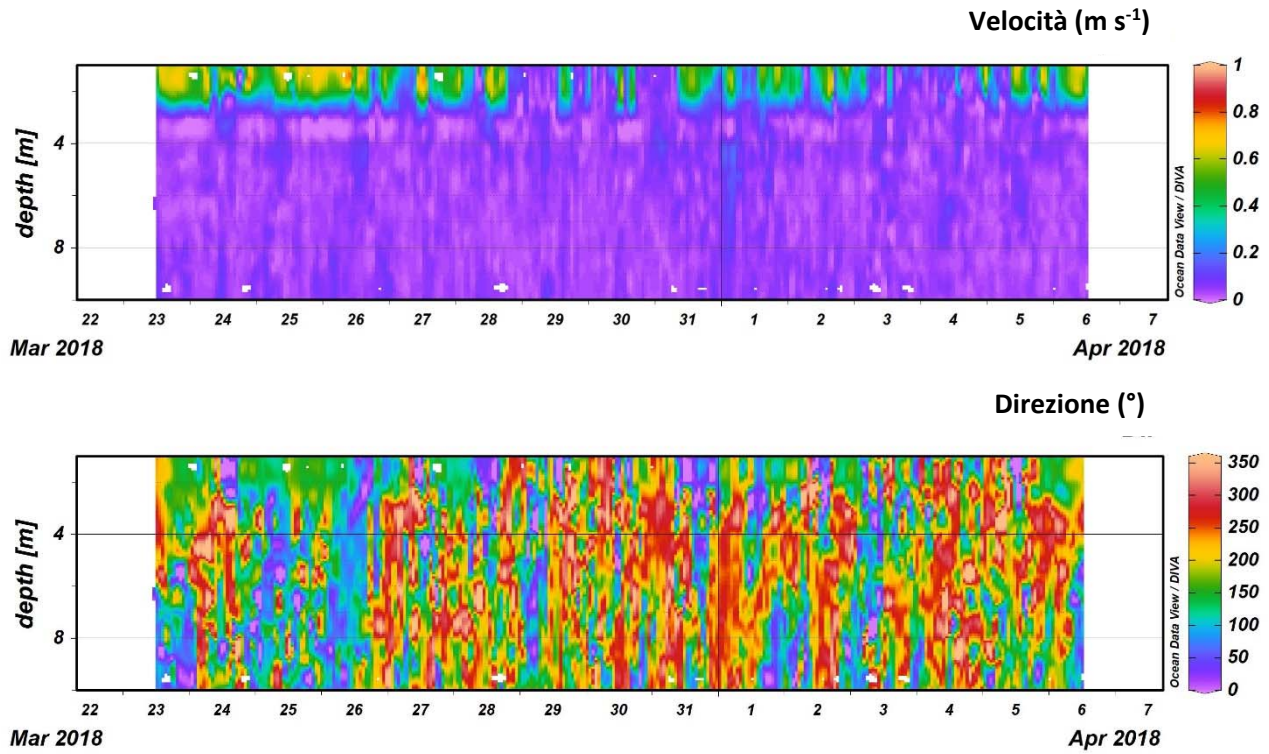


Figura 2.1.2.2. Valori di velocità e direzione dalla corrente acquisiti alla stazione ADCP1 nel periodo 23/3/2018-6/4/2018.

La velocità della corrente registrata alla stazione ADCP2 varia tra 0.001 m s^{-1} e 0.80 m s^{-1} . Rispetto ai dati della ADCP1, la direzione della corrente alla stazione ADCP2 mostra una maggiore variabilità lungo la colonna d'acqua.

2.1.3 Misure di torbidità in continuo

I valori di torbidità registrati all'interno del Porto (stazione T01) nei tre giorni di acquisizione (3-6 aprile 2018) sono compresi tra 6.67 e 28.38 NTU (Figura 2.1.3.1) e presentano una mediana di 10.29 NTU. Tali valori risultano sensibilmente più alti rispetto a quelli osservati in tarda primavera-estate, come riportato nel paragrafo 2.1.1.1.

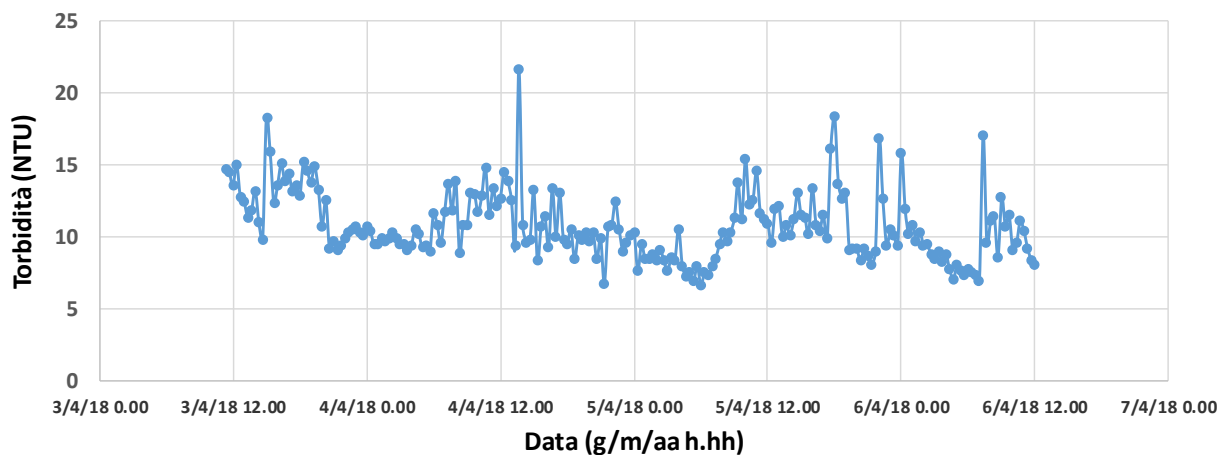


Figura 2.1.3.1. 1Valori di torbidità acquisiti alla stazione T01 nel periodo 3/4/2018- 6/4/2018.

I dati acquisiti all'esterno del Porto (stazioni T02 e T03) mostrano una variabilità maggiore rispetto alla stazione T01. In entrambe le stazioni si registrano valori notevolmente elevati il 1° aprile 2018.

Più nel dettaglio, la stazione T02 mostra valori di torbidità compresi nel range 2.41-239.24 NTU e un valore mediano pari a 6.60 NTU (Figura 2.1.3.2).

La stazione T03 presenta invece valori di torbidità che variano tra 2.83 e 185.94 NTU ed un valore mediano di 10.05 NTU (Figura 2.1.3.3).

Nei giorni 3-6 aprile i valori medi di torbidità osservati alle stazioni T02 e T03 (rispettivamente 6.05 e 9.52 NTU) sono più bassi del valore mediano della stazione T01 (10.29 NTU).

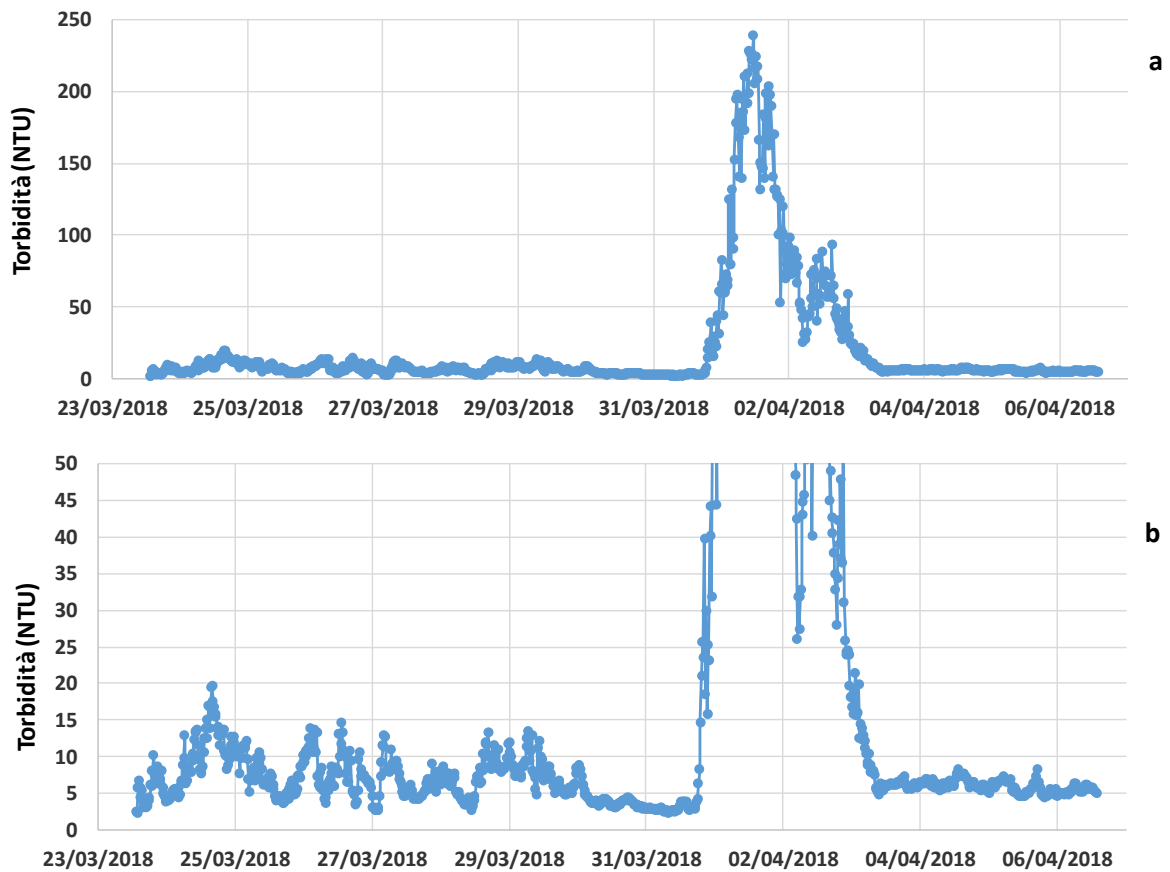


Figura 2.1.3.2. Valori di torbidità acquisiti alla stazione T02 nel periodo 23/3/2018- 6/4/2018 a) scala intera e b) scala 0-50 NTU.

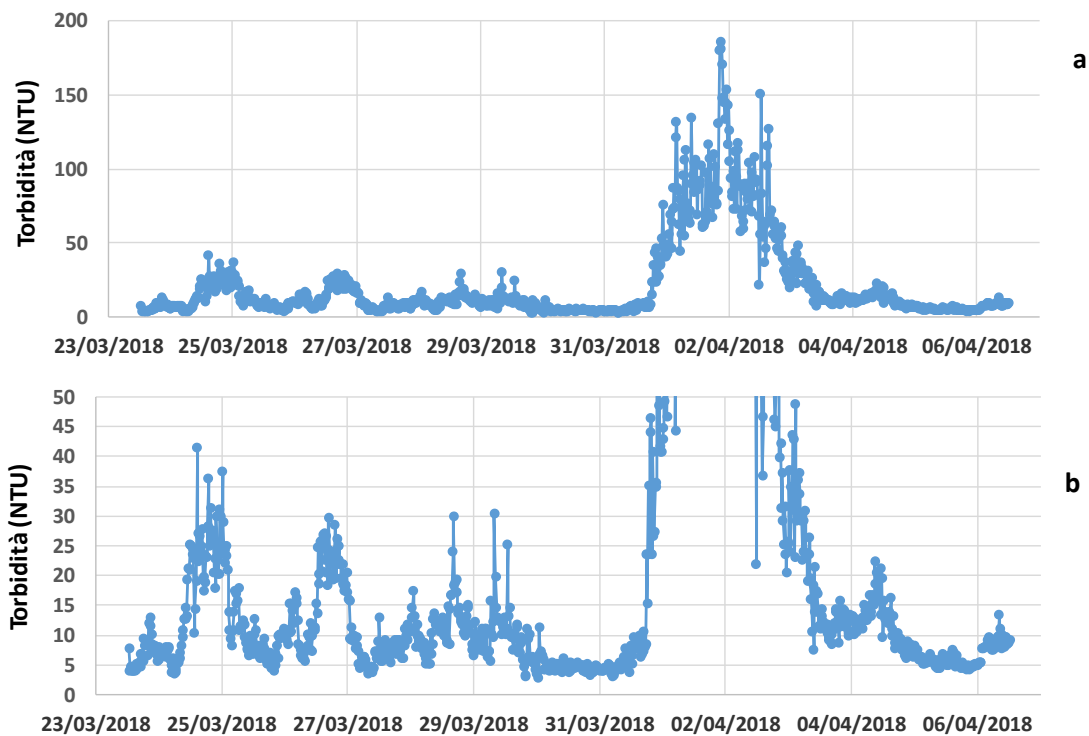


Figura 2.1.3.3. Valori di torbidità acquisiti alla stazione T03 nel periodo 23/3/2018- 6/4/2018 a) scala intera e b) scala 0-50 NTU.

2.2 Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio

2.2.1 Indagini idrologiche

2.2.1.1 Parametri fisico-chimici (*sonda multiparametrica*)

Le sezioni verticali di temperatura e densità (Figure 2.2.1.1.1-2.2.1.1.5) mostrano una situazione tipicamente estiva, contraddistinta da una stratificazione termica ben evidente.

In tutti i transetti (eccetto quello A71-A73, più lontano dalla costa) è possibile osservare un gradiente di salinità costa-largo, caratterizzato da valori più bassi in prossimità della costa.

Fluorescenza e torbidità presentano massimi sub-superficiali all'altezza del termoclino o valori massimi al fondo (quasi sempre in fase tra loro) in tutti i transetti.

I valori di torbidità nell'area sono compresi tra 0.14 e 1.65 NTU, il valore medio è 0.42 NTU ed il 90° percentile nello strato superficiale (0-10m) è 0.66 NTU. Tuttavia, risulta opportuno sottolineare che le misure in questa area sono state effettuate in estate e, pertanto, tali valori risultano particolarmente bassi.

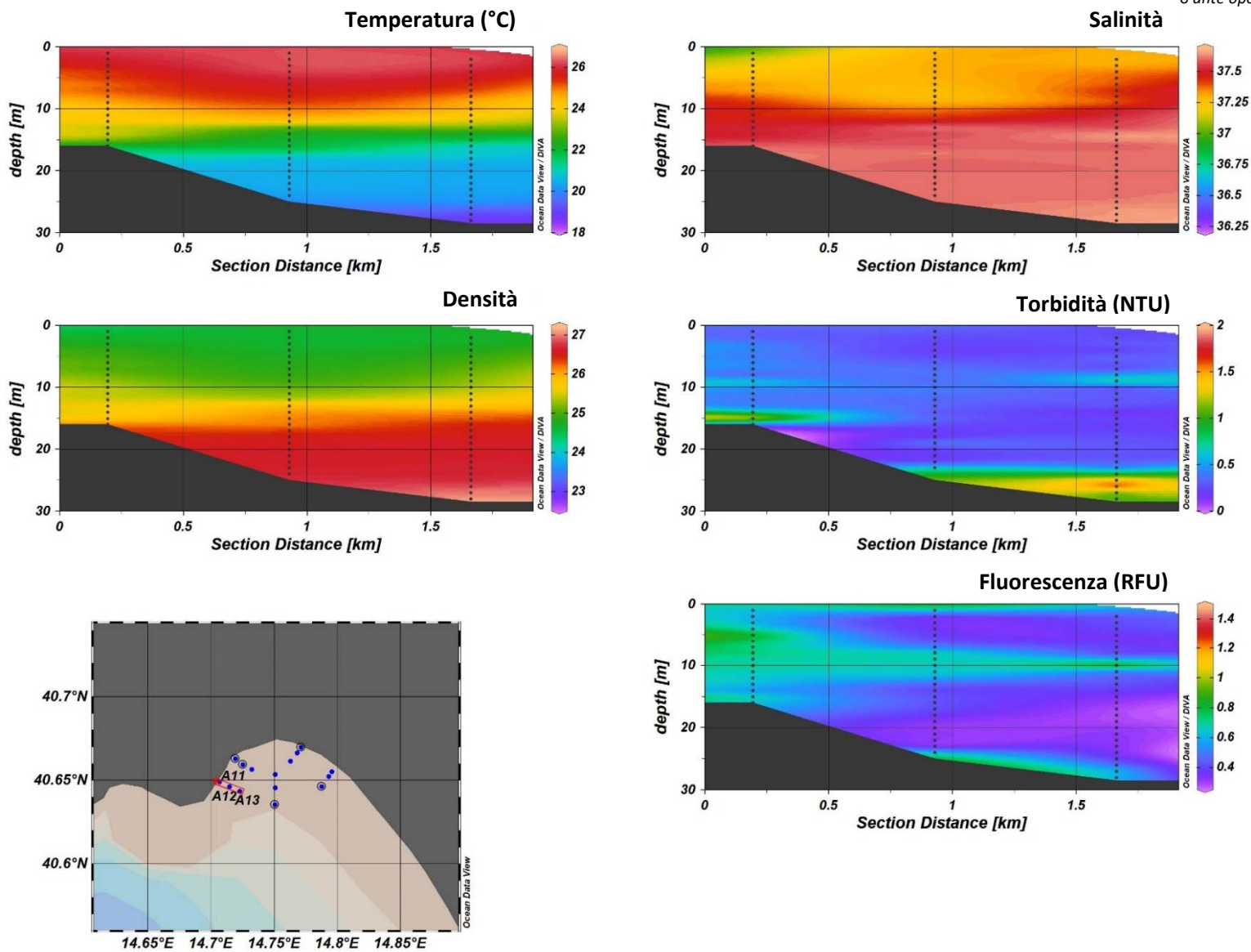


Figura 2.2.1.1.1. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A11, A12, A13).

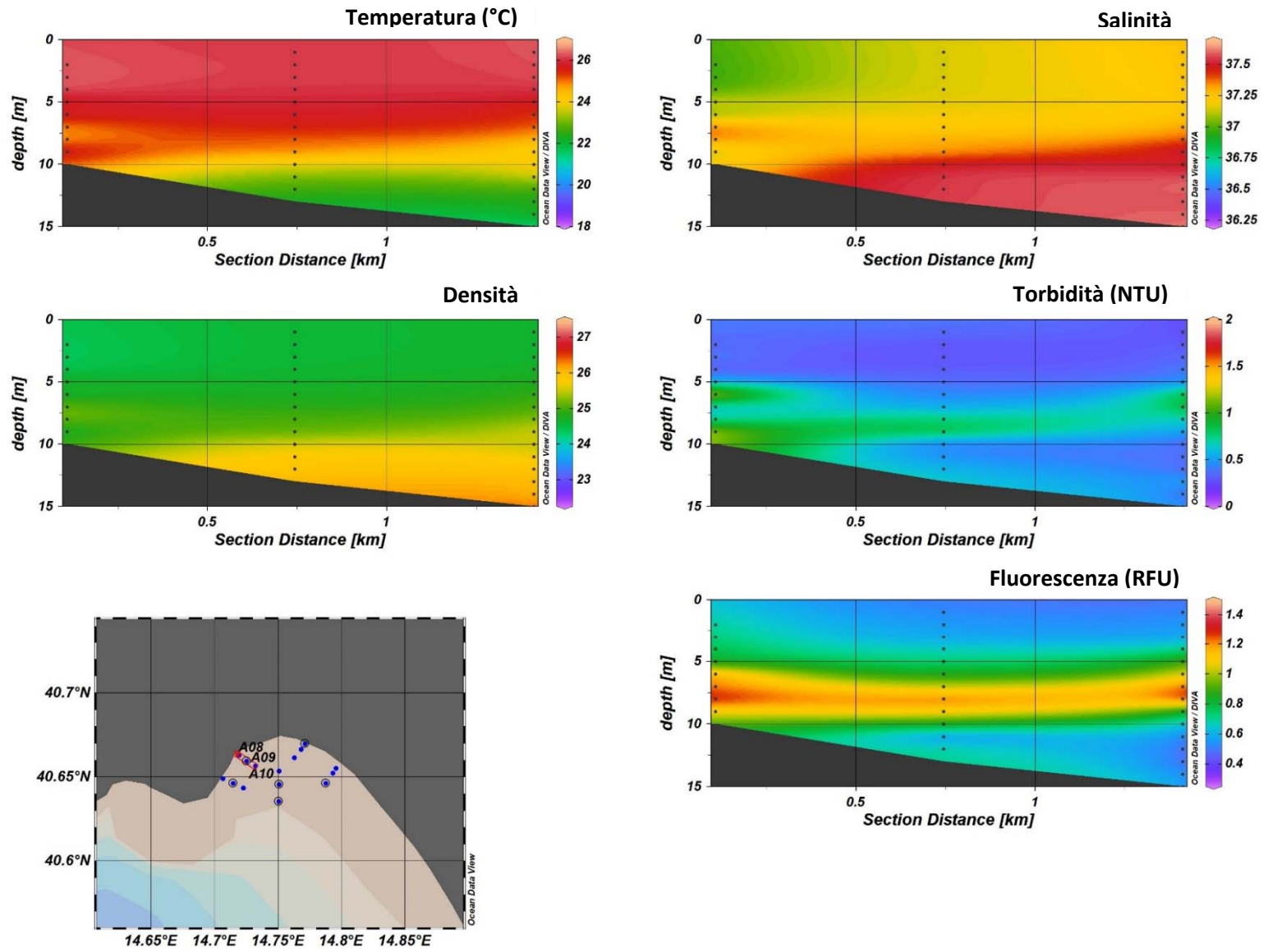


Figura 2.2.1.1.2. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A08, A09, A10).

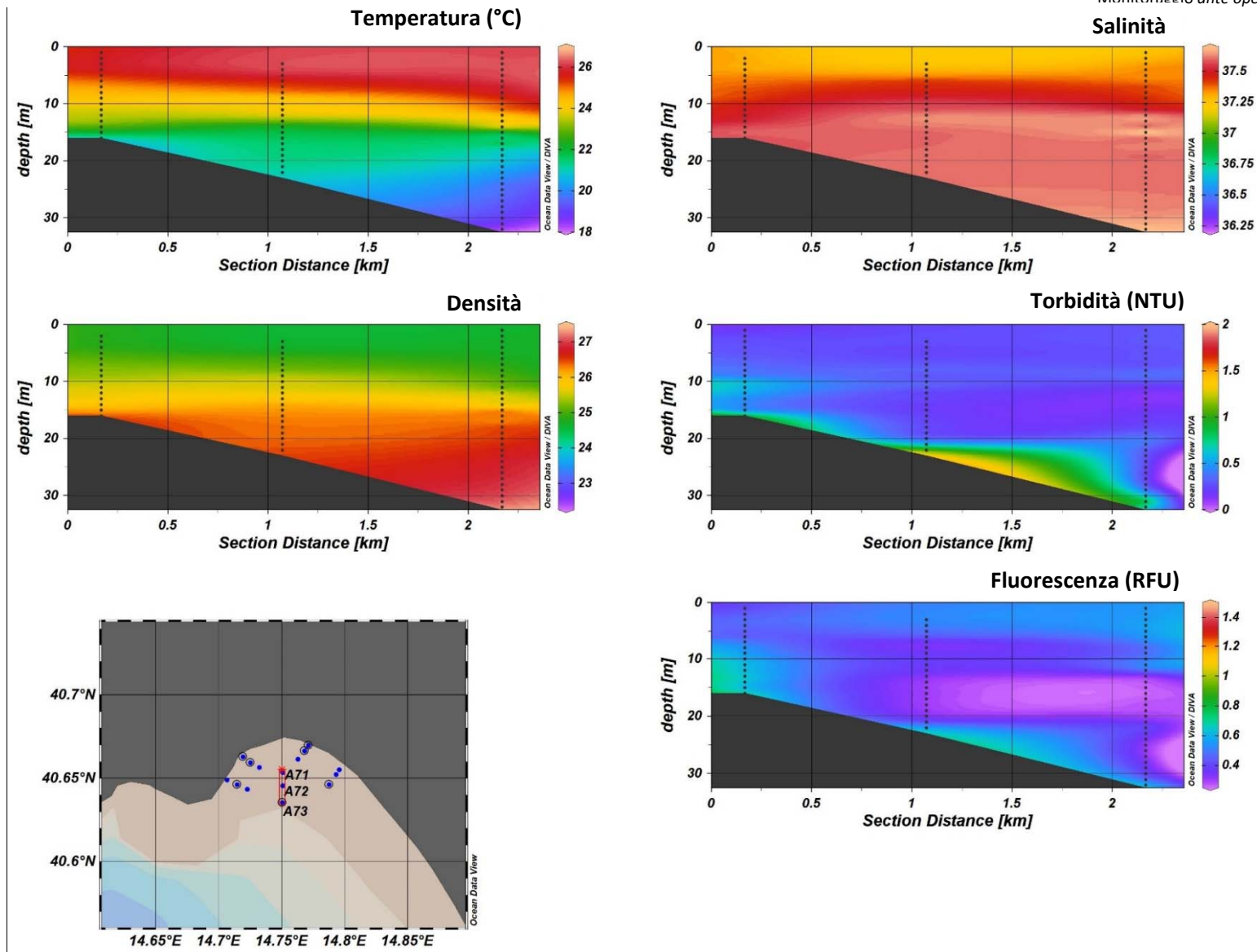


Figura 2.2.1.1.3. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A71, A72, A73).

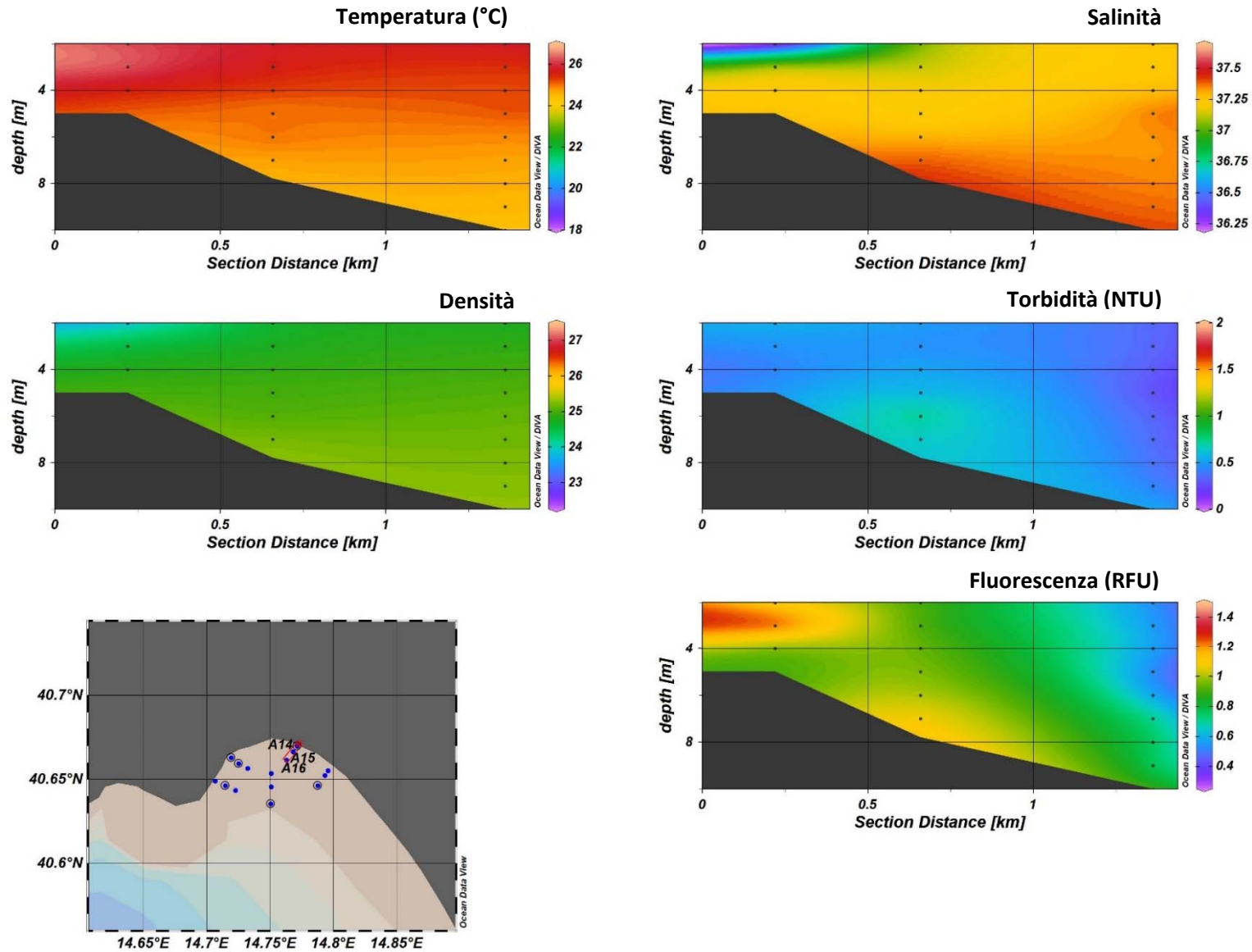


Figura 2.2.1.1.4. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A14, A15, A16).

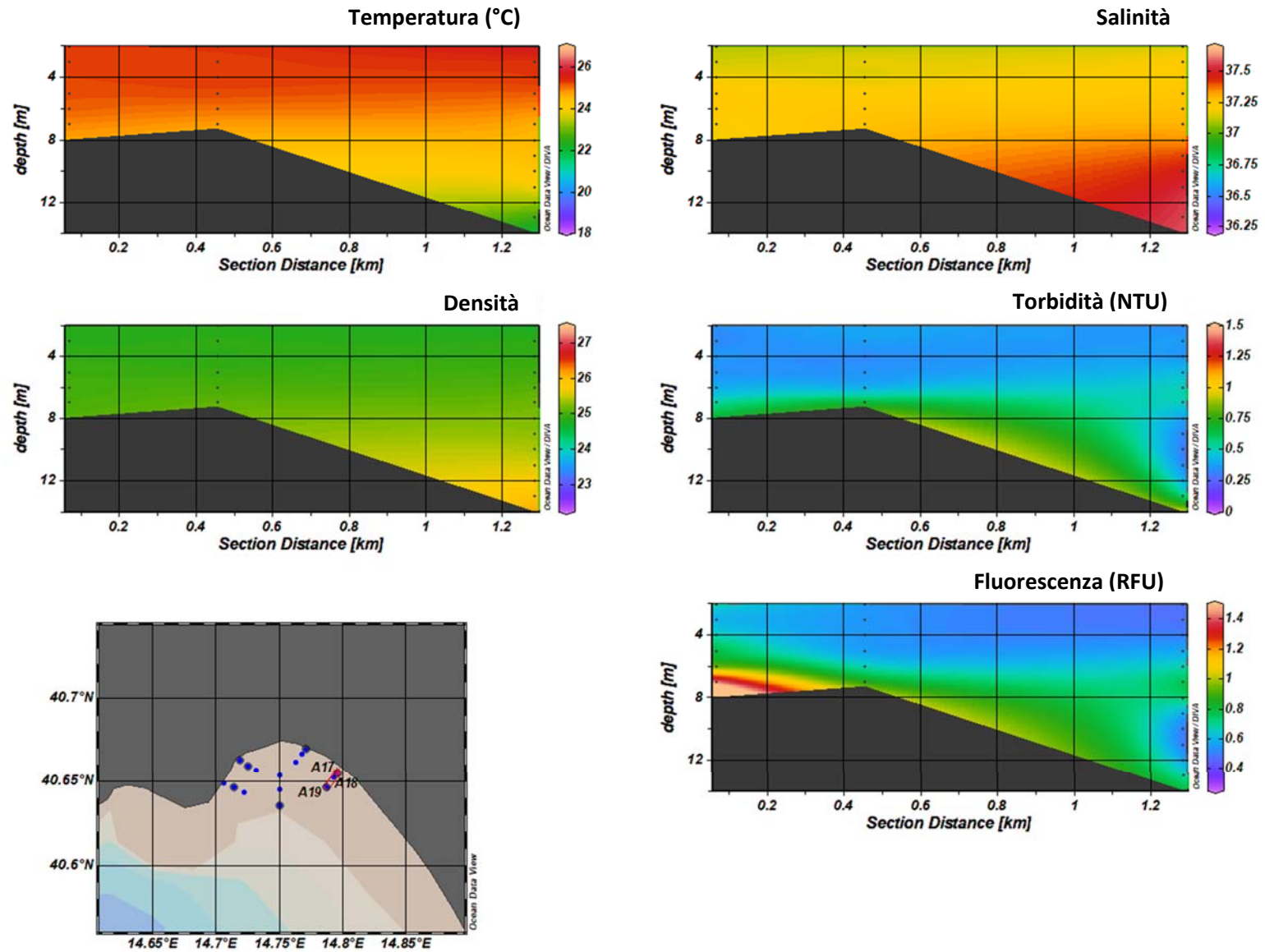


Figura 2.2.1.1.5. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A17, A18, A19).

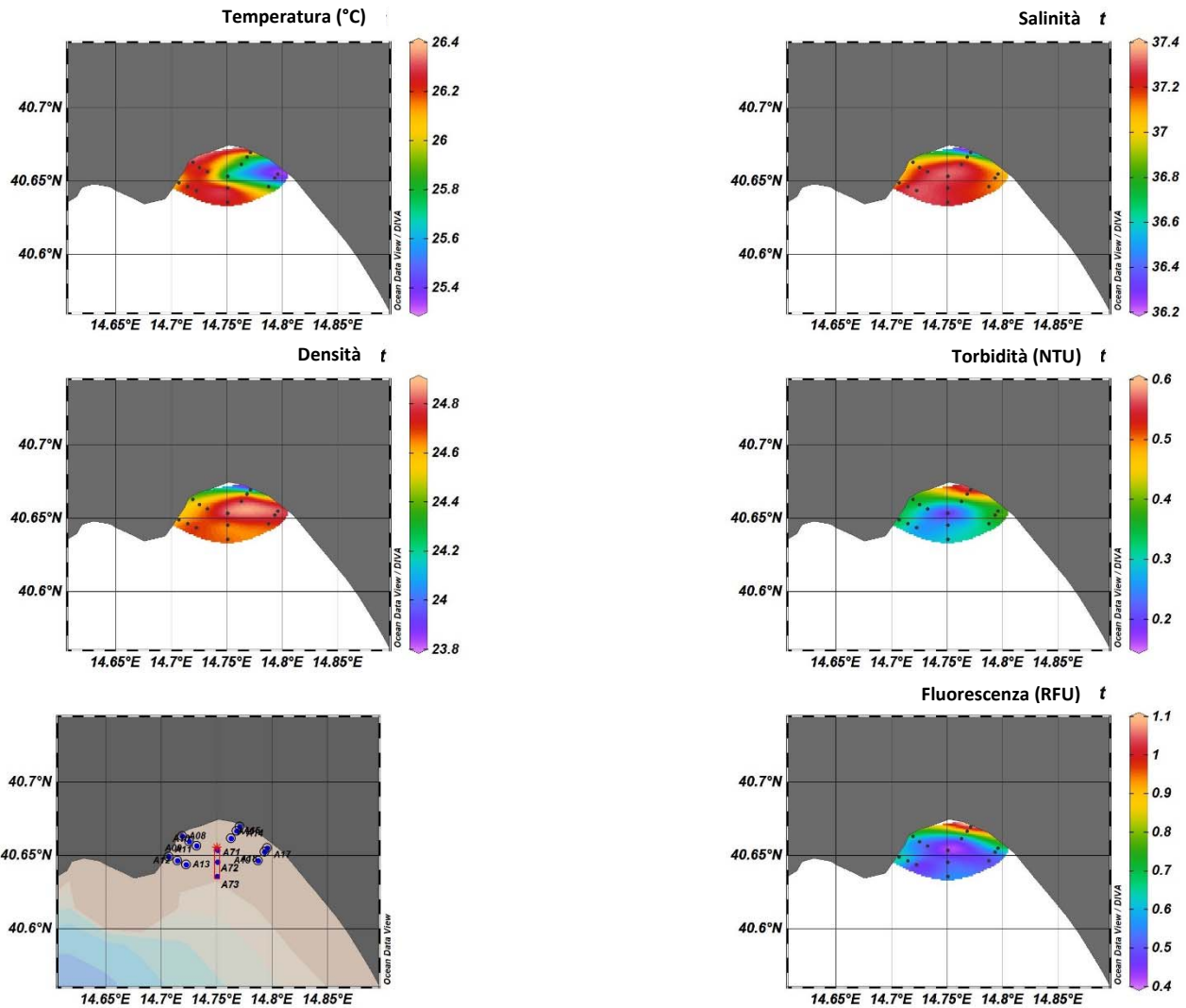


Figura 2.2.1.1.6. Mappe superficiali di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio.

La mappa superficiale di salinità evidenzia la presenza di acqua meno salata in corrispondenza delle stazioni più costiere (Figura 2.2.1.1.6), in particolare alla stazione A14 (salinità 36.24). Il valore più elevato di salinità in superficie (37.31) è stato osservato alla stazione A71.

I valori di fluorescenza e torbidità superficiali sembrano guidati dalla distribuzione della salinità: i valori più elevati sono accoppiati ai bassi valori di salinità e, viceversa, i minimi si registrano in corrispondenza dei massimi di salinità (Figura 2.2.1.1.6).

2.2.1.2 Caratterizzazione chimica

Nutrienti

Le concentrazioni di ammoniaca non seguono un preciso *pattern* spaziale (Figura 2.2.1.2.1) e sono comprese tra 0.2 e 0.66 mmoli m⁻³, il valore medio è 0.27 mmoli m⁻³ (Tabella 2.2.1.2.1).

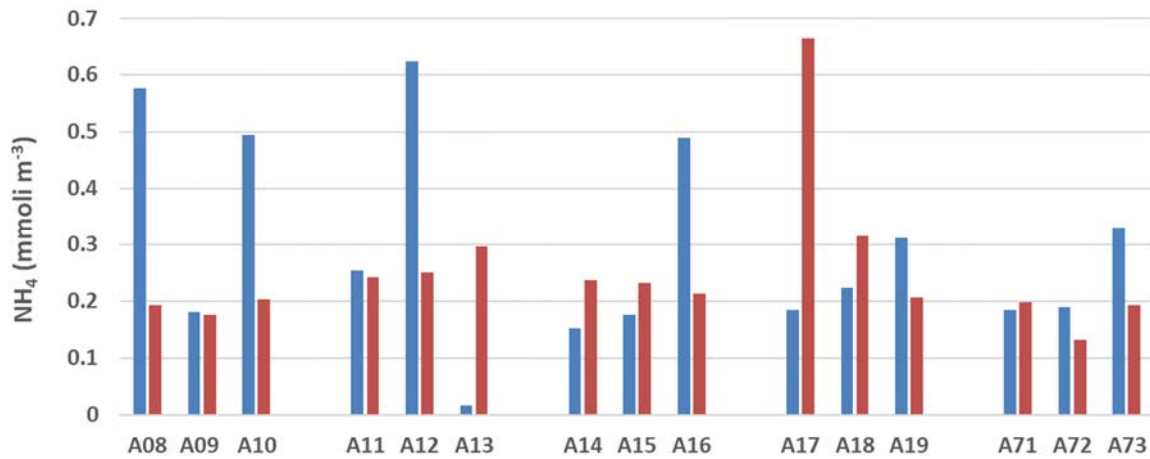


Figura 2.2.1.2.1. Concentrazioni di ammoniaca nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio (■superficie e ■fondo).

Le concentrazioni di nitriti sono sempre inferiori a 0.1 mmoli m⁻³ (Figura 2.2.1.2.2) e sono comprese tra valori inferiori al *detection limit* (0.01 mmoli m⁻³) e 0.08 mmoli m⁻³ (Tabella 2.2.1.2.1). La concentrazione media nell'area è 0.03 mmoli m⁻³.

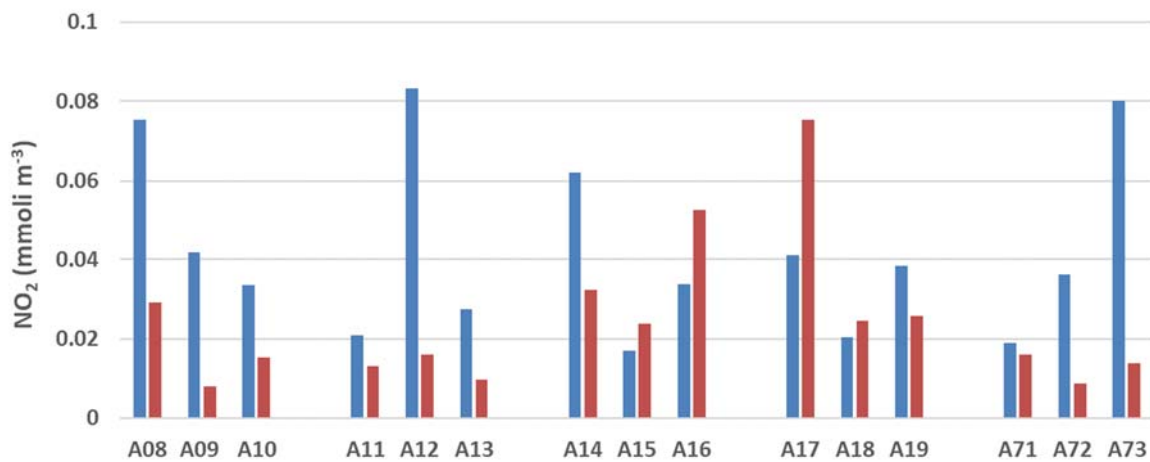


Figura 2.2.1.2.2. Concentrazioni dei nitriti nell'areapotenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio (■superficie e ■fondo).

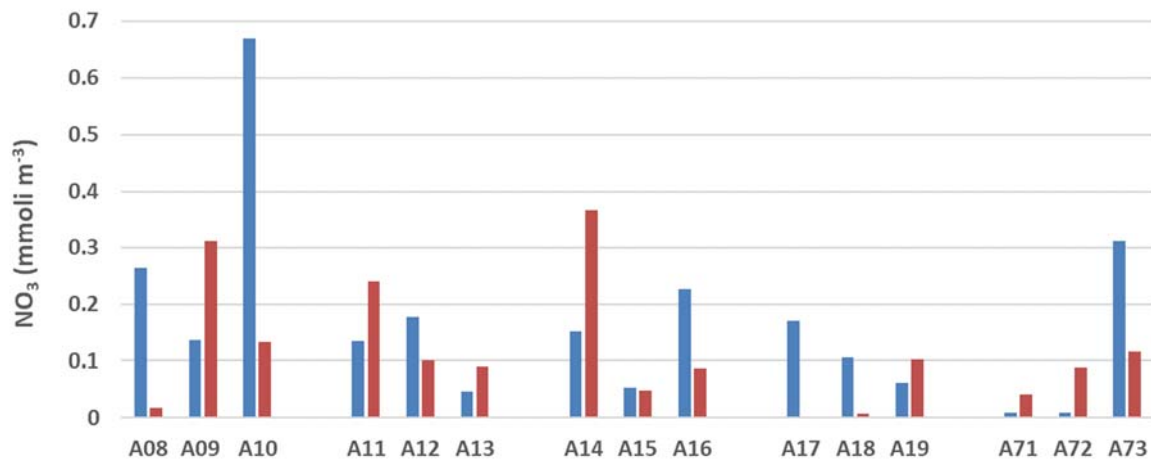


Figura 2.2.1.2.3. Concentrazioni dei nitrati nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio (■superficie e ■fondo).

I nitrati nell'area in esame (Figura 2.2.1.2.3) presentano concentrazioni sempre inferiori a 0.4 mmol m⁻³, ad eccezione del campione superficiale prelevato alla stazione A10, dove è stata registrata la concentrazione massima dell'area (0.67 mmol m⁻³). Sono state registrate concentrazioni inferiori al limite di rilevabilità (0.01 mmol m⁻³) in tre campioni. La concentrazione media dell'area è 0.14 mmol m⁻³.

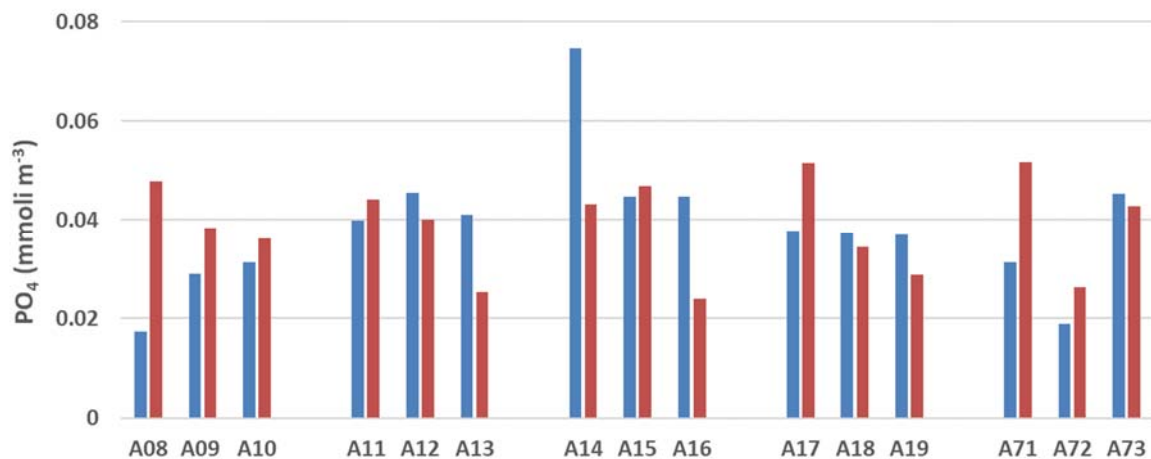
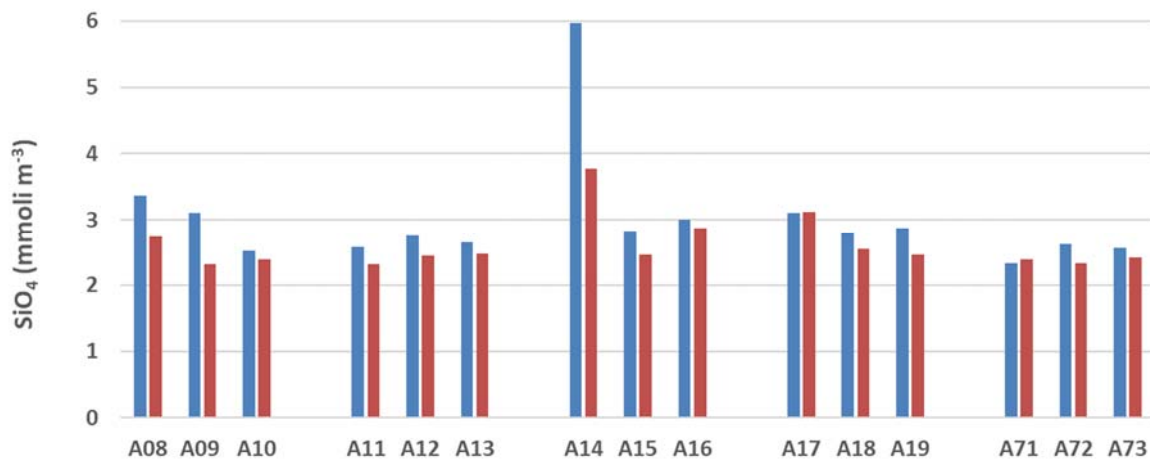


Figura 2.2.1.2.4. Concentrazioni dei fosfati nell'areapotenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio (■superficie e ■fondo).

Le concentrazioni dei fosfati sono sempre superiori al limite di rilevabilità (Figura 2.2.1.2.4) e variano tra 0.02 e 0.07 mmol m⁻³. Il valore massimo è stato osservato in superficie alla stazione A14, caratterizzata dal minimo di salinità. La concentrazione media dell'area è 0.04 mmol m⁻³.



Figura

2.2.1.2.5. Concentrazioni dei silicati nell'areapotenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio (■superficie e ■fondo).

Le concentrazioni dei silicati sono comprese tra 2.32 mmol m⁻³ e 5.96 mmol m⁻³. Il valore massimo (~6 mmol m⁻³), sensibilmente più elevato rispetto alla concentrazione media dell'area (2.81 mmol m⁻³), è stato registrato in superficie alla stazione A14 (Figura 2.2.1.2.5) in corrispondenza del valore minimo di salinità, come osservato anche per i fosfati.

Tabella 2.2.1.2.2. Concentrazioni dei nutrienti inorganici nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio.

Campione	Profondità	NH ₄ (mmoli m ⁻³)	NO ₂ (mmoli m ⁻³)	NO ₃ (mmoli m ⁻³)	PO ₄ (mmoli m ⁻³)	SiO ₄ (mmoli m ⁻³)
A08_S	0.5	0.58	0.08	0.26	0.02	3.36
A08_F	10	0.19	0.03	0.02	0.05	2.74
A09_S	0.5	0.18	0.04	0.14	0.03	3.11
A09_F	13	0.18	0.01	0.31	0.04	2.32
A10_S	0.5	0.49	0.03	0.67	0.03	2.52
A10_F	15.2	0.20	0.02	0.13	0.04	2.39
A11_S	0.5	0.25	0.02	0.14	0.04	2.58
A11_F	16	0.24	0.01	0.24	0.04	2.32
A12_S	0.5	0.62	0.08	0.18	0.05	2.76
A12_F	25	0.25	0.02	0.10	0.04	2.45
A13_S	0.5	0.02	0.03	0.05	0.04	2.65
A13_F	28.5	0.30	0.01	0.09	0.03	2.48
A14_S	0.5	0.15	0.06	0.15	0.07	5.96
A14_F	5	0.24	0.03	0.37	0.04	3.78
A15_S	0.5	0.18	0.02	0.05	0.04	2.83
A15_F	7.8	0.23	0.02	0.05	0.05	2.46
A16_S	0.5	0.49	0.03	0.23	0.04	3.00
A16_F	10.8	0.21	0.05	0.09	0.02	2.87
A17_S	0.5	0.18	0.04	0.17	0.04	3.11
A17_F	8	0.66	0.08	0.00	0.05	3.12
A18_S	0.5	0.22	0.02	0.11	0.04	2.79
A18_F	7.3	0.32	0.02	0.01	0.03	2.55
A19_S	0.5	0.31	0.04	0.06	0.04	2.88
A19_F	15	0.21	0.03	0.10	0.03	2.47
A71_S	0.5	0.18	0.02	0.01	0.03	2.33
A71_F	16	0.20	0.02	0.04	0.05	2.40
A72_S	0.5	0.19	0.04	0.01	0.02	2.62
A72_F	23	0.13	0.01	0.09	0.03	2.33
A73_S	0.5	0.33	0.08	0.31	0.05	2.57
A73_F	33	0.19	0.01	0.12	0.04	2.41

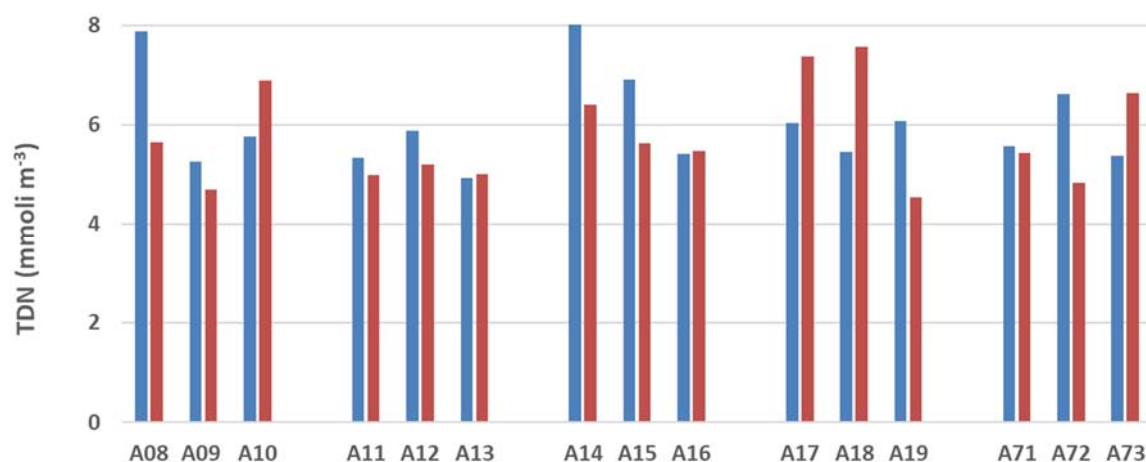


Figura 2.2.1.2.6. Concentrazioni dell'azoto totale disciolto (TDN) nell'areapotenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio (*superficie e ■fondo).

Le concentrazioni di TDN sono comprese tra 4.54 e 8.04 mmoli m⁻³ e presentano un valore medio pari a 5.90 mmoli m⁻³. Anche in questo caso il massimo è stato registrato in superficie alla stazione A14 (Figura 2.2.1.2.6).

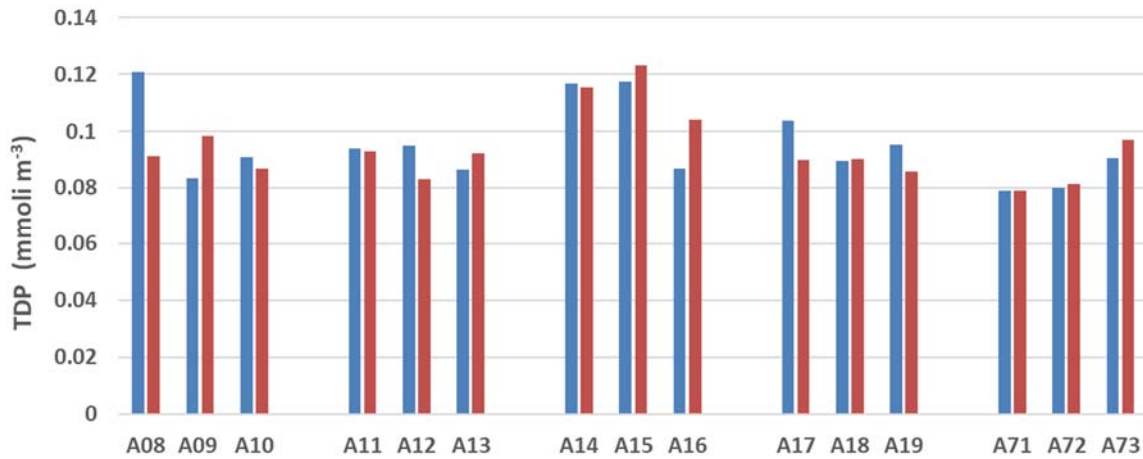


Figura 2.2.1.2.7. Concentrazioni del fosforo totale disciolto (TDP) nell'areapotenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio (■superficie e ■fondo).

Le concentrazioni di TDP presentano valori abbastanza simili tra la superficie ed il fondo (Figura 2.2.1.2.7) e sono comprese tra 0.08 e 0.12 mmoli m⁻³, la media è pari a 0.09 mmoli m⁻³.

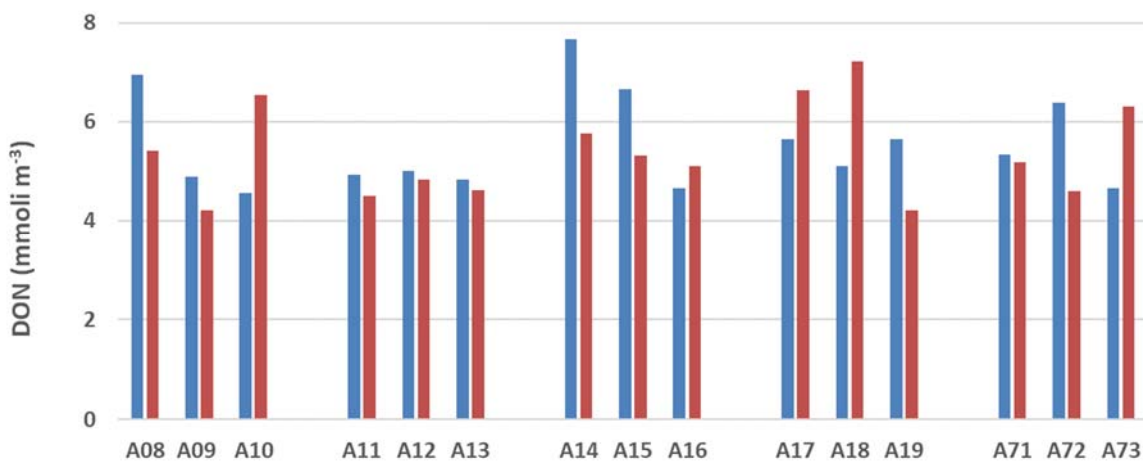


Figura 2.2.1.2.8. Concentrazioni dell'azoto organico disciolto (DON) nell'areapotenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio (■superficie e ■fondo).

Le concentrazioni di DON (Figura 2.2.1.2.8) presentano una distribuzione molto simile a quella del TDN e sono comprese nel *range* 4.21 - 7.67 mmoli m⁻³ (valore medio 5.45 mmoli m⁻³).

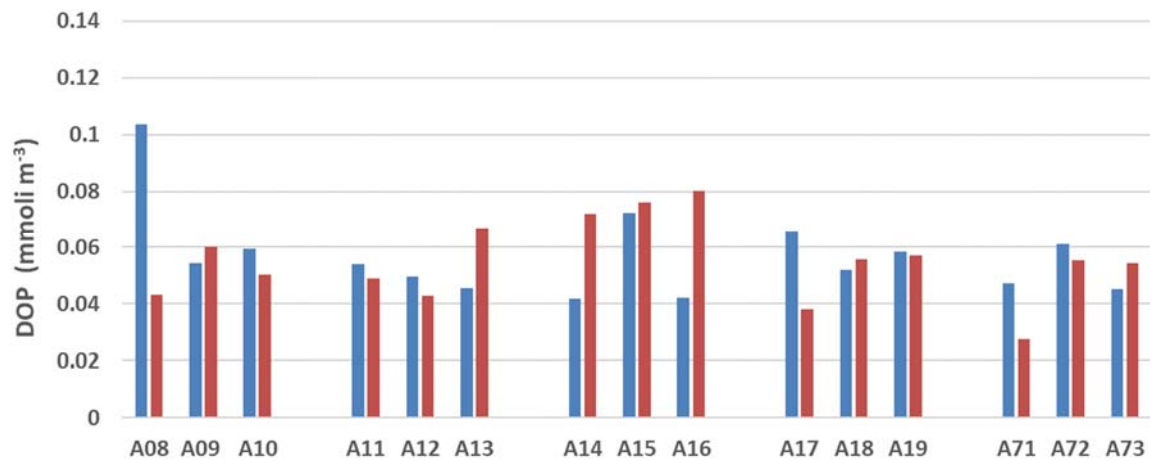


Figura 2.2.1.2.9. Concentrazioni del fosforo organico disciolto (DOP) nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio (■superficie e ■fondo).

Le concentrazioni di DOP (Figura 2.2.1.2.9) nell'area presentano un valore medio di 0.06 mmoli m⁻³. Il minimo (0.03 mmoli m⁻³) è stato osservato alla quota di fondo della stazione A71 e il massimo (0.10 mmoli m⁻³) in superficie alla A08.

Si riportano nella tabella successiva le concentrazioni di TDN, TDP, DON e DOP misurate nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio.

Tabella 2.2.1.2.2. Concentrazioni di azoto e fosforo totali disciolti (TDN e TDP) e azoto e fosforo organici disciolti (DON e DOP) nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio.

Campione	Profondità	TDN (mmoli m ⁻³)	TDP (mmoli m ⁻³)	DON (mmoli m ⁻³)	DOP (mmoli m ⁻³)
A08_S	0.5	7.87	0.12	6.96	0.10
A08_F	10	5.65	0.09	5.41	0.04
A09_S	0.5	5.25	0.08	4.89	0.05
A09_F	13	4.71	0.10	4.21	0.06
A10_S	0.5	5.77	0.09	4.57	0.06
A10_F	15.2	6.89	0.09	6.54	0.05
A11_S	0.5	5.34	0.09	4.93	0.05
A11_F	16	5.00	0.09	4.50	0.05
A12_S	0.5	5.88	0.10	5.00	0.05
A12_F	25	5.21	0.08	4.84	0.04
A13_S	0.5	4.92	0.09	4.83	0.05
A13_F	28.5	5.01	0.09	4.62	0.07
A14_S	0.5	8.04	0.12	7.67	0.04
A14_F	5	6.41	0.12	5.77	0.07
A15_S	0.5	6.91	0.12	6.66	0.07
A15_F	7.8	5.63	0.12	5.32	0.08
A16_S	0.5	5.41	0.09	4.66	0.04
A16_F	10.8	5.47	0.10	5.11	0.08
A17_S	0.5	6.04	0.10	5.64	0.07
A17_F	8	7.38	0.09	6.64	0.04
A18_S	0.5	5.46	0.09	5.11	0.05
A18_F	7.3	7.58	0.09	7.23	0.06
A19_S	0.5	6.07	0.10	5.65	0.06
A19_F	15	4.54	0.09	4.21	0.06
A71_S	0.5	5.56	0.08	5.35	0.05
A71_F	16	5.43	0.08	5.18	0.03
A72_S	0.5	6.62	0.08	6.38	0.06
A72_F	23	4.83	0.08	4.60	0.06
A73_S	0.5	5.38	0.09	4.66	0.05
A73_F	33	6.64	0.10	6.31	0.05

Solidi sospesi totali

Le concentrazioni di solidi sospesi nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio sono comprese tra 0.35 e 2.20 g m⁻³ (Figura 2.2.1.2.10, Tabella2.2.1.2.3), la concentrazione media dell'area è 1.24 g m⁻³.

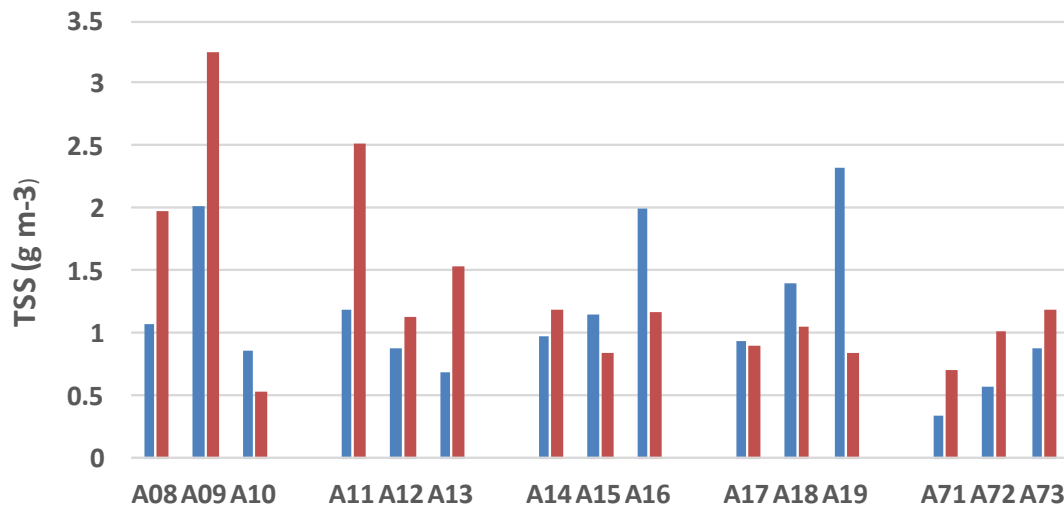


Figura 2.2.1.2.10. Concentrazioni dei solidi sospesi totali (TSS) nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio (*superficie e *fondo).

Tabella 2.2.1.2.3. Concentrazioni dei solidi sospesi totali(TSS) nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio.

Campione	Profondità	TSS (g m ⁻³)
A08_S	0.5	1.07
A08_F	10	1.98
A09_S	0.5	2.02
A09_F	13	3.25
A10_S	0.5	0.87
A10_F	15.2	0.53
A11_S	0.5	1.18
A11_F	16	2.53
A12_S	0.5	0.89
A12_F	25	1.14
A13_S	0.5	0.68
A13_F	28.5	1.54
A14_S	0.5	0.97
A14_F	5	1.19
A15_S	0.5	1.16
A15_F	7.8	0.84
A16_S	0.5	1.99
A16_F	10.8	1.17
A17_S	0.5	0.94
A17_F	8	0.90
A18_S	0.5	1.39
A18_F	7.3	1.06
A19_S	0.5	2.32
A19_F	15	0.84
A71_S	0.5	0.35
A71_F	16	0.72
A72_S	0.5	0.57
A72_F	23	1.03
A73_S	0.5	0.87
A73_F	33	1.19

Carbonio Organico Totale (TOC)

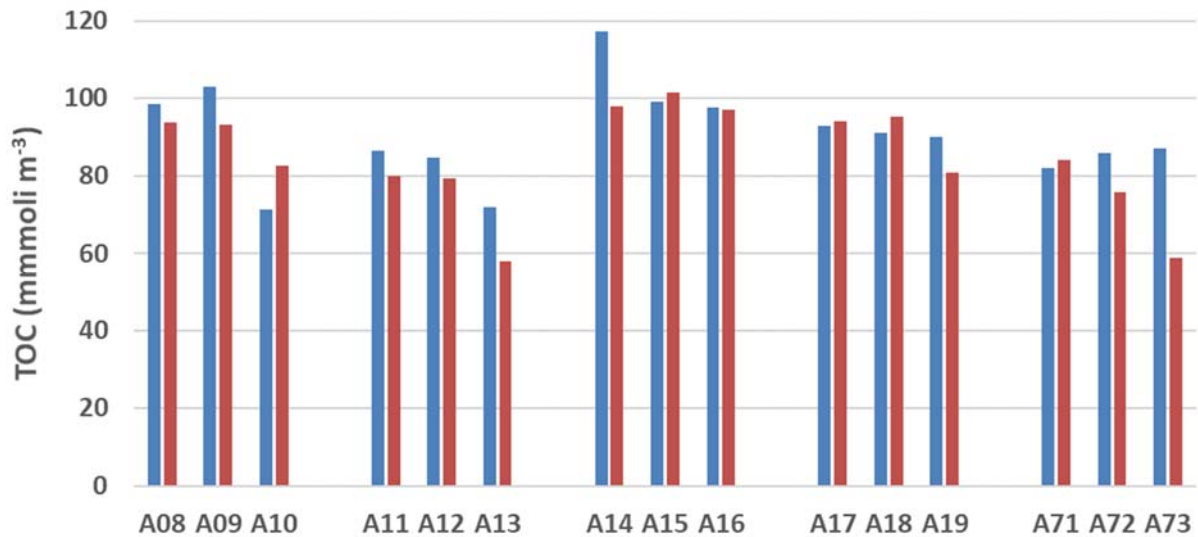


Figura 2.2.1.2.11. Concentrazioni del Carbonio Organico Totale (TOC) nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio (■superficie e al ■fondo).

Le concentrazioni di TOC mostrano una discreta variabilità (Figura 2.2.1.2.11, Tabella 2.2.1.2.4), essendo comprese tra 57.91 e 117.27 mmoli m⁻³. Come osservato in precedenza per alcuni nutrienti (fosfati, silicati, TDN e DON), la massima concentrazione di TOC è stata registrata alla stazione caratterizzata dal minimo di salinità (A14). La concentrazione media dell'area è 87.69 mmoli m⁻³.

Tabella 2.2.1.2.4. Concentrazioni del Carbonio Organico Totale (TOC) nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio.

Campione	Profondità	TOC (mmoli m ⁻³)
A08_S	0.5	98.39
A08_F	10	93.69
A09_S	0.5	102.77
A09_F	13	93.03
A10_S	0.5	71.26
A10_F	15.2	82.67
A11_S	0.5	86.62
A11_F	16	79.90
A12_S	0.5	84.91
A12_F	25	79.33
A13_S	0.5	71.93
A13_F	28.5	57.91
A14_S	0.5	117.27
A14_F	5	97.91
A15_S	0.5	99.16
A15_F	7.8	101.47
A16_S	0.5	97.42
A16_F	10.8	97.01
A17_S	0.5	92.78
A17_F	8	94.07
A18_S	0.5	90.99
A18_F	7.3	95.07
A19_S	0.5	90.07
A19_F	15	80.80
A71_S	0.5	82.11
A71_F	16	84.21
A72_S	0.5	86.02
A72_F	23	75.78
A73_S	0.5	87.16
A73_F	33	59.01

Metalli
Tabella 2.2.1.2.5. Concentrazioni dei metalli disciolti nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio.

Campione	Profondità	Cd ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Cr ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Cu ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Pb ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Zn ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Hg ($\mu\text{g l}^{-1}$)
A08_S	0.5	0.27	< 1.0	< 5.0	3.92	2.0	< 0.05
A08_F	10	0.83	< 1.0	< 5.0	4.89	3.1	< 0.05
A09_S	0.5	0.66	< 1.0	< 5.0	3.68	< 1.0	< 0.05
A09_F	13	0.38	< 1.0	< 5.0	4.96	< 1.0	< 0.05
A10_S	0.5	< 0,1	< 1.0	< 5.0	3.48	< 1.0	< 0.05
A10_F	15.2	0.39	< 1.0	< 5.0	3.72	< 1.0	< 0.05
A11_S	0.5	0.39	< 1.0	< 5.0	5.55	3.7	< 0.05
A11_F	16	0.48	< 1.0	< 5.0	2.73	1.3	< 0.05
A12_S	0.5	0.51	< 1.0	< 5.0	4.75	9.8	< 0.05
A12_F	25	0.46	< 1.0	< 5.0	4.38	1.4	< 0.05
A13_S	0.5	0.50	< 1.0	< 5.0	4.02	5.7	< 0.05
A13_F	28.5	0.58	< 1.0	< 5.0	3.87	1.7	< 0.05
A14_S	0.5	0.45	< 1.0	< 5.0	4.62	2.0	< 0.05
A14_F	5	0.45	< 1.0	< 5.0	4.89	< 1.0	< 0.05
A15_S	0.5	0.44	< 1.0	< 5.0	4.75	1.0	< 0.05
A15_F	7.8	0.56	< 1.0	< 5.0	4.99	2.4	< 0.05
A16_S	0.5	0.62	< 1.0	< 5.0	19.44	1.6	< 0.05
A16_F	10.8	0.47	< 1.0	< 5.0	4.7	2.6	< 0.05
A17_S	0.5	0.33	< 1.0	< 5.0	4.83	4.6	< 0.05
A17_F	8	0.51	< 1.0	< 5.0	3.53	5.7	< 0.05
A18_S	0.5	0.39	< 1.0	< 5.0	5.13	2.1	< 0.05
A18_F	7.3	0.42	< 1.0	< 5.0	4.62	1.6	< 0.05
A19_S	0.5	0.39	< 1.0	< 5.0	4.62	2.7	< 0.05
A19_F	15	0.59	< 1.0	< 5.0	4.87	1.9	< 0.05
A71_S	0.5	0.42	< 1.0	< 5.0	4.58	< 1.0	< 0.05
A71_F	16	0.55	< 1.0	< 5.0	5.72	2.2	< 0.05
A72_S	0.5	0.35	< 1.0	< 5.0	6.23	< 1.0	< 0.05
A72_F	23	0.46	< 1.0	< 5.0	5.82	2.7	< 0.05
A73_S	0.5	0.57	< 1.0	< 5.0	6.67	1.6	< 0.05
A73_F	33	0.49	< 1.0	< 5.0	5.84	3.6	< 0.05

Tabella 2.2.1.2.6. Concentrazioni dei metalli nel particolato all'interno dell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio.

Campione	Profondità	Cd ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Cr ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Cu ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Pb ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Zn ($\mu\text{g l}^{-1}$)	Hg ($\mu\text{g l}^{-1}$)
A08_S	0.5	< 0,0104	< 0,021	0.094	0.068	0.212	< 0,0026
A08_F	10	< 0,0104	< 0,021	0.082	0.077	0.223	< 0,0026
A09_S	0.5	< 0,0104	< 0,021	0.165	0.037	< 0,2083	< 0,0026
A09_F	13	< 0,0104	< 0,021	0.033	0.046	< 0,2083	< 0,0026
A10_S	0.5	< 0,0089	< 0,018	0.036	0.033	< 0,1786	< 0,0022
A10_F	15.2	< 0,0078	< 0,016	0.082	0.044	< 0,1563	< 0,0019
A11_S	0.5	< 0,0147	< 0,029	0.137	0.071	< 0,2941	< 0,0036
A11_F	16	< 0,0076	< 0,015	0.057	0.059	< 0,1515	< 0,0019
A12_S	0.5	< 0,0139	< 0,028	0.138	0.049	0.281	< 0,0034
A12_F	25	< 0,0089	< 0,018	0.070	0.071	0.187	< 0,0022
A13_S	0.5	< 0,0125	< 0,025	0.079	0.041	< 0,25	< 0,0031
A13_F	28.5	< 0,0063	< 0,013	0.110	0.086	0.180	< 0,0016
A14_S	0.5	< 0,0156	< 0,031	0.091	0.059	< 0,3125	< 0,0039
A14_F	5	< 0,0156	< 0,031	0.055	0.074	< 0,3125	< 0,0039
A15_S	0.5	< 0,0181	< 0,036	0.235	0.058	< 0,3623	< 0,0045
A15_F	7.8	< 0,0176	< 0,035	0.131	0.054	< 0,3521	< 0,0044
A16_S	0.5	< 0,025	< 0,05	0.054	0.052	< 0,5	< 0,0062
A16_F	10.8	< 0,025	< 0,05	0.096	0.088	< 0,5	< 0,0062
A17_S	0.5	< 0,0132	0.031	0.136	0.083	< 0,2632	< 0,0033
A17_F	8	< 0,0156	< 0,031	< 0,0313	0.036	< 0,3125	< 0,0039
A18_S	0.5	< 0,0208	< 0,042	0.085	0.067	< 0,4167	< 0,0052
A18_F	7.3	< 0,0179	0.043	0.040	0.050	< 0,3571	< 0,0044
A19_S	0.5	< 0,0125	< 0,025	0.178	0.036	< 0,25	< 0,0031
A19_F	15	< 0,0139	< 0,028	0.082	0.050	< 0,2778	< 0,0034
A71_S	0.5	< 0,0156	< 0,031	0.043	< 0,0313	< 0,3125	< 0,0039
A71_F	16	< 0,0156	< 0,031	0.060	0.054	< 0,3125	< 0,0039
A72_S	0.5	< 0,0103	< 0,021	0.134	0.026	< 0,2066	< 0,0026
A72_F	23	< 0,0083	< 0,017	0.068	0.043	0.168	< 0,0021
A73_S	0.5	< 0,0125	< 0,025	0.128	0.030	< 0,25	< 0,0031
A73_F	33	< 0,0089	< 0,018	0.106	0.092	0.407	< 0,0022

Composti organici

I risultati delle analisi dei composti organici (Idrocarburi totali, Composti organostannici e IPA) nel particolato sono riportati nelle seguenti tabelle (2.2.1.2.7 e 2.2.1.2.8).

Tabella 2.2.1.2.7. Concentrazioni dei composti organostannici e degli idrocarburi totali (espressi come C>12) nel particolato all'interno dell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio.

Campione	Monobutil stagno tricloruro (mg l ⁻¹)	Di-n-butilstagno dicloruro (mg l ⁻¹)	Tributilstagno cloruro (mg l ⁻¹)	Sommatoria composti organostannici (mg l ⁻¹)	Idrocarburi totali (C > 12) (mg l ⁻¹)
A08_S	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A08_F	< 0,00003	< 0,00003	< 0,00003	< 0,00003	< 0,003
A09_S	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A09_F	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A10_S	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A10_F	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A11_S	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A11_F	< 0,00003	< 0,00003	< 0,00003	< 0,00003	< 0,003
A12_S	< 0,00004	< 0,00004	< 0,00004	< 0,00004	< 0,004
A12_F	< 0,00003	< 0,00003	< 0,00003	< 0,00003	< 0,003
A13_S	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A13_F	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A14_S	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A14_F	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A15_S	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A15_F	< 0,00006	< 0,00006	< 0,00006	< 0,00006	< 0,005
A16_S	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A16_F	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A17_S	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A17_F	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A18_S	< 0,00004	< 0,00004	< 0,00004	< 0,00004	< 0,004
A18_F	< 0,00004	< 0,00004	< 0,00004	< 0,00004	< 0,004
A19_S	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,004
A19_F	< 0,00004	< 0,00004	< 0,00004	< 0,00004	< 0,004
A71_S	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A71_F	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A72_S	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A72_F	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,00005	< 0,005
A73_S	< 0,00003	< 0,00003	< 0,00003	< 0,00003	< 0,003
A73_F	< 0,00003	< 0,00003	< 0,00003	< 0,00003	< 0,003

2.2.1.3 Caratterizzazione biologica

Caratterizzazione delle comunità fitoplanctoniche

Le concentrazioni di clorofilla *a* (Chl *a*) osservate in superficie nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio (Figura 2.2.1.3.1) sono perfettamente coerenti con la mappa superficiale di fluorescenza riportata in figura 2.2.1.1.6. In superficie, è possibile notare una diminuzione di Chl *a* dalla costa al costa-largo lungo tutti i transetti, ad eccezione del transetto A71-A73 che presenta un andamento opposto.

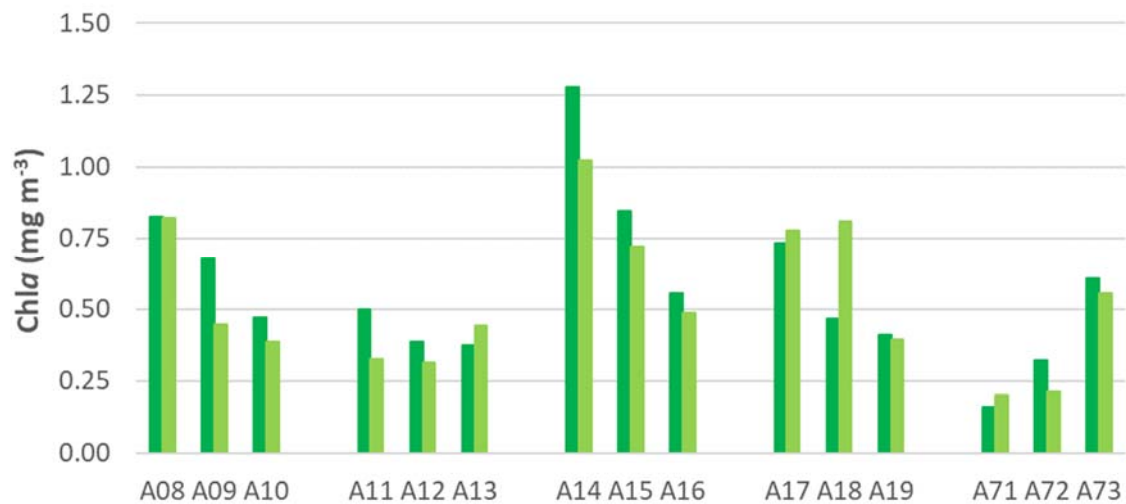


Figura 2.2.1.3.1. Distribuzione della clorofilla *a* (Chl *a*) nell'area potenzialmente impattata dall'operazione di dragaggio (■superficie e ■fondo).

Il valore massimo di Chl *a* è stato osservato in superficie alla stazione A14 (maggiormente influenzata dalle acque di origine costiera) e il minimo, sempre in superficie, alla stazione A71 (Tabella 2.2.1.3.1). Il valore medio di Chl *a* nell'area è 0.55 mg m⁻³. Le condizioni trofiche dell'area potenzialmente impattate sono chiaramente tendenti al mesotrofico.

Tabella 2.2.1.3.1. Concentrazioni della clorofilla *a* (Chl *a*) nell'area potenzialmente impattata dall'operazione di dragaggio.

Campione	Profondità	Chl <i>a</i> (mg m ⁻³)
A08_S	0.5	0.82
A08_F	10	0.82
A09_S	0.5	0.68
A09_F	13	0.45
A10_S	0.5	0.47
A10_F	15.2	0.39
A11_S	0.5	0.50
A11_F	16	0.32
A12_S	0.5	0.39
A12_F	25	0.31
A13_S	0.5	0.37
A13_F	28.5	0.44
A14_S	0.5	1.28
A14_F	5	1.02
A15_S	0.5	0.85
A15_F	7.8	0.72
A16_S	0.5	0.56
A16_F	10.8	0.49
A17_S	0.5	0.73
A17_F	8	0.78
A18_S	0.5	0.46
A18_F	7.3	0.81
A19_S	0.5	0.41
A19_F	15	0.40
A71_S	0.5	0.16
A71_F	16	0.20
A72_S	0.5	0.32
A72_F	23	0.21
A73_S	0.5	0.61
A73_F	33	0.56

L'analisi della comunità fitoplanctonica effettuata in luglio nelle aree potenzialmente impattate dall'operazione di dragaggio ha evidenziato valori di abbondanza più elevati rispetto a quelli invernali osservati nelle altre aree di indagine. La massima concentrazione è stata osservata alla stazione A14 (9737*10³ cell. l⁻¹), in prossimità del Porto di Salerno, mentre i valori più bassi sono stati registrati lungo il transetto centrale, in particolare alle stazioni A71 e A72 (1496*10³ cell. l⁻¹ e 1615*10³ cell. l⁻¹, rispettivamente).

La distribuzione del fitoplancton in superficie è caratterizzata da un gradiente di concentrazione decrescente dalla costa verso il largo in tutti i transetti, con l'eccezione del transetto centrale (A71-A73). La comunità fitoplanctonica è composta prevalentemente dal gruppo dei fitoflagellati <10 µm e dalle diatomee, mentre i dinoflagellati e i coccolitofori sono scarsamente rappresentati. Il popolamento a diatomee risulta fortemente dominato da un'unica specie coloniale, *Chaetoceros vixvisibilis*, che ne costituisce fino al 90% del totale.

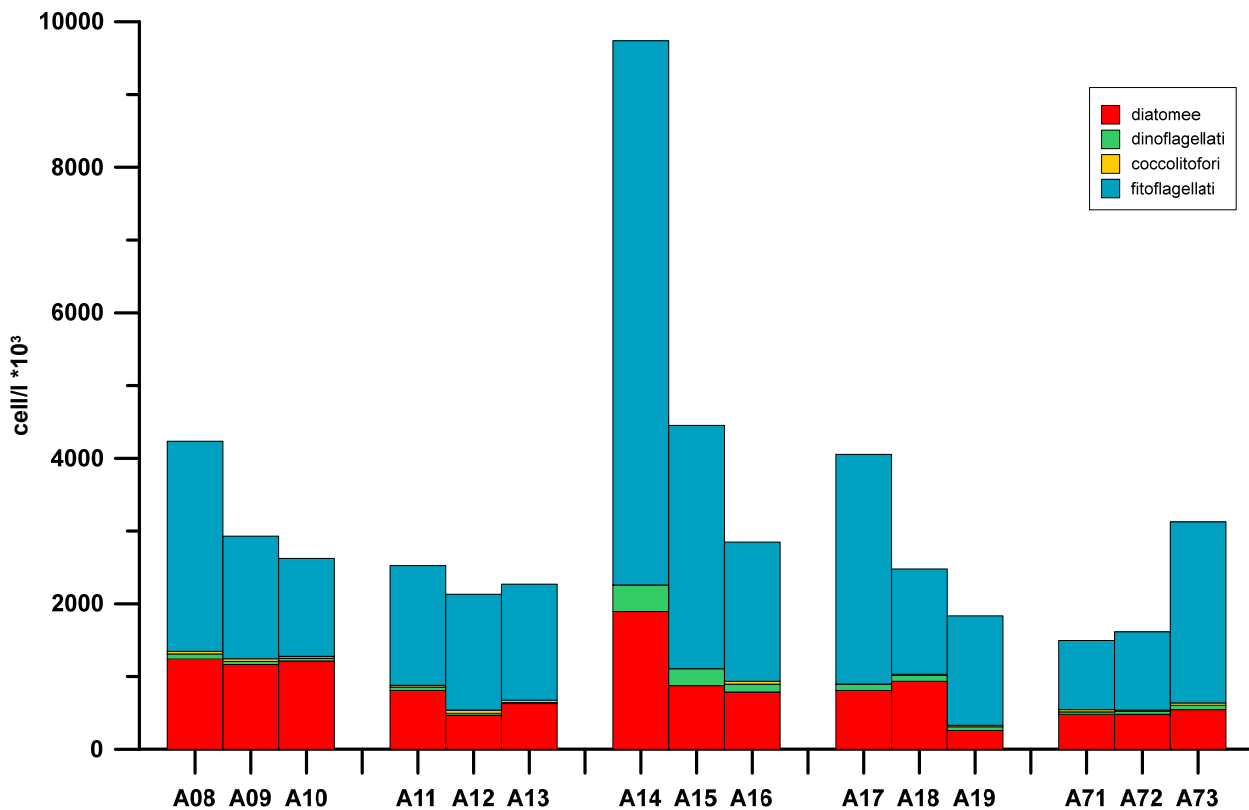


Figura 2.2.1.3.2. Distribuzione superficiale del fitoplancton nell'area potenzialmente impattata dall'operazione di dragaggio.

Caratterizzazione delle comunità zooplanctoniche

L'analisi della comunità zooplanctonica effettuata nelle aree potenzialmente impattate dall'operazione di dragaggio mostra le abbondanze più alte di tutte le stazioni campionate nel corso del monitoraggio *ante operam*. Il picco di abbondanza è stato osservato alla stazione A16 all'esterno del Porto di Salerno (Figura 2.2.1.3.3), con il valore massimo di 3950 ind.m⁻³ su una batimetria di 11 metri. La comunità zooplanctonica nelle stazioni campionate presenta la dominanza del popolamento a copepodi in tre stazioni su cinque (Figura 2.2.1.3.4). I cladoceri rappresentano oltre il 40% della comunità zooplanctonica nelle stazioni A10 e A19. Chetognati ed appendicolarie presentano nelle stazioni potenzialmente impattate dall'operazione di dragaggio un basso contributo percentuale ed il meroplancton è quasi assente (Figura 2.2.1.3.4). Inoltre nelle stazioni più costiere sono state osservate specie come *Centropages ponticus* e *Paracalanus parvus*.

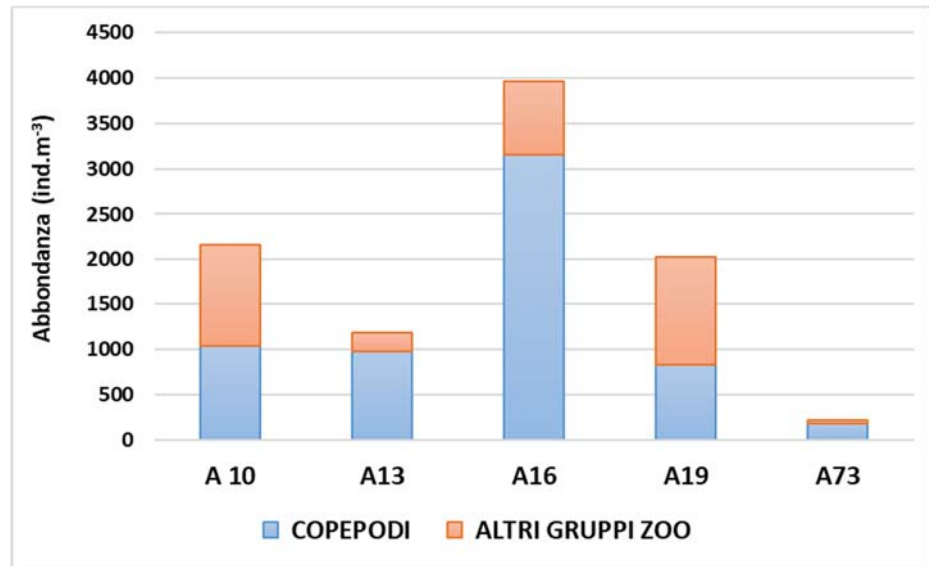


Figura 2.2.1.3.3. Abbondanza e composizione dello zooplancton alle stazioni potenzialmente impattate dall'operazione di dragaggio.

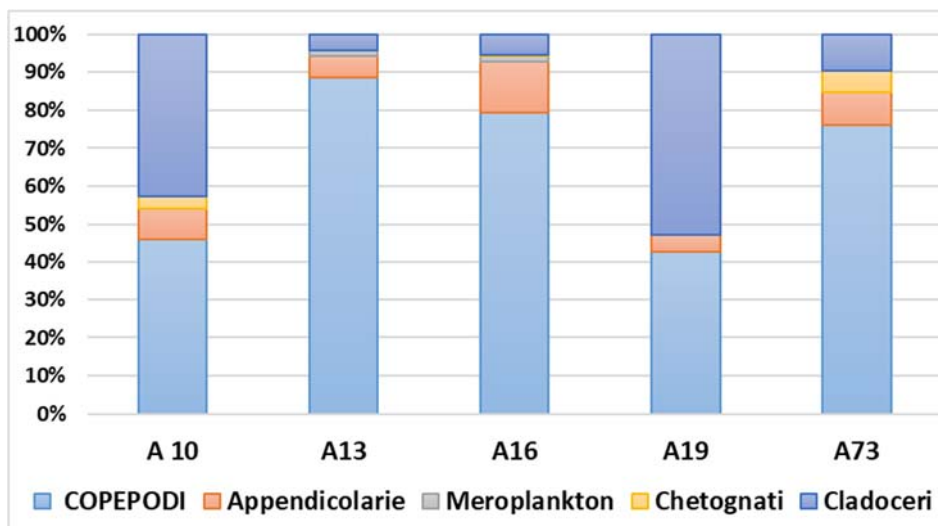


Figura 2.2.1.3.4. Composizione percentuale dei principali gruppi zooplanctonici alle stazioni potenzialmente impattate dall'operazione di dragaggio.

2.3 Area di immersione

2.3.1 Indagini idrologiche

2.3.1.1 Parametri fisico-chimici (*sonda multiparametrica*)

Le sezioni verticali di densità (Figure 2.3.1.1.1-2.3.1.1.4) 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. La distribuzione superficiale (Figura 2.3.1.1.5) evidenzia una netta separazione dei parametri fisico-chimici tra le stazioni A23 e A24 e altre stazioni nell'area di indagine.

I valori di torbidità osservati nell'area sono compresi tra 0.07 e 1.75 NTU, il valore del 90° percentile nello strato superficiale (0-10m) è 0.93 NTU.

Infine, è interessante osservare la presenza di un massimo di torbidità 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). Tale aspetto, evidenzia che l'area di immersione, per la circolazione generale, è potenzialmente impattata da apporti terrigeni costieri.

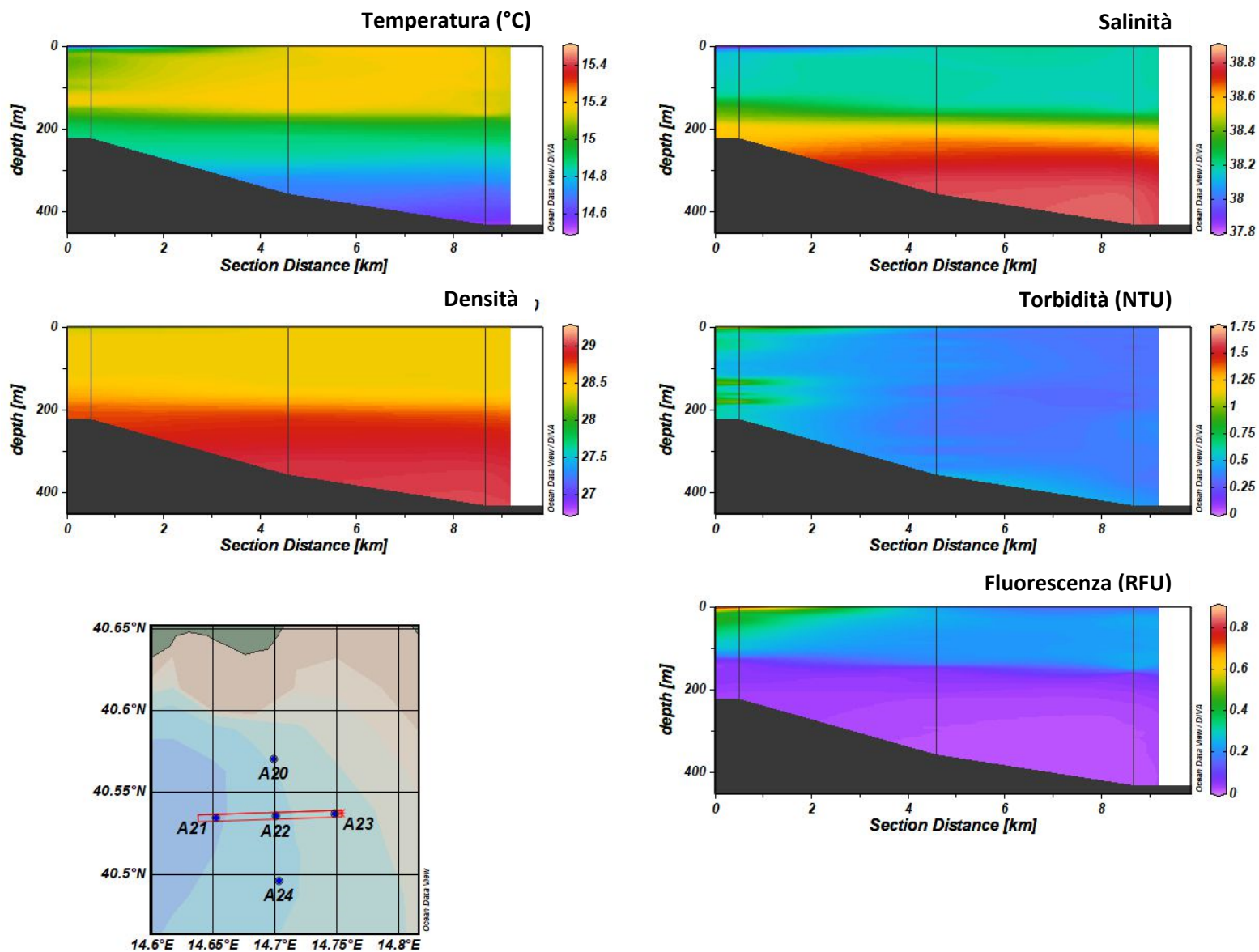


Figura 2.3.1.1.1. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A21, A22, A23).

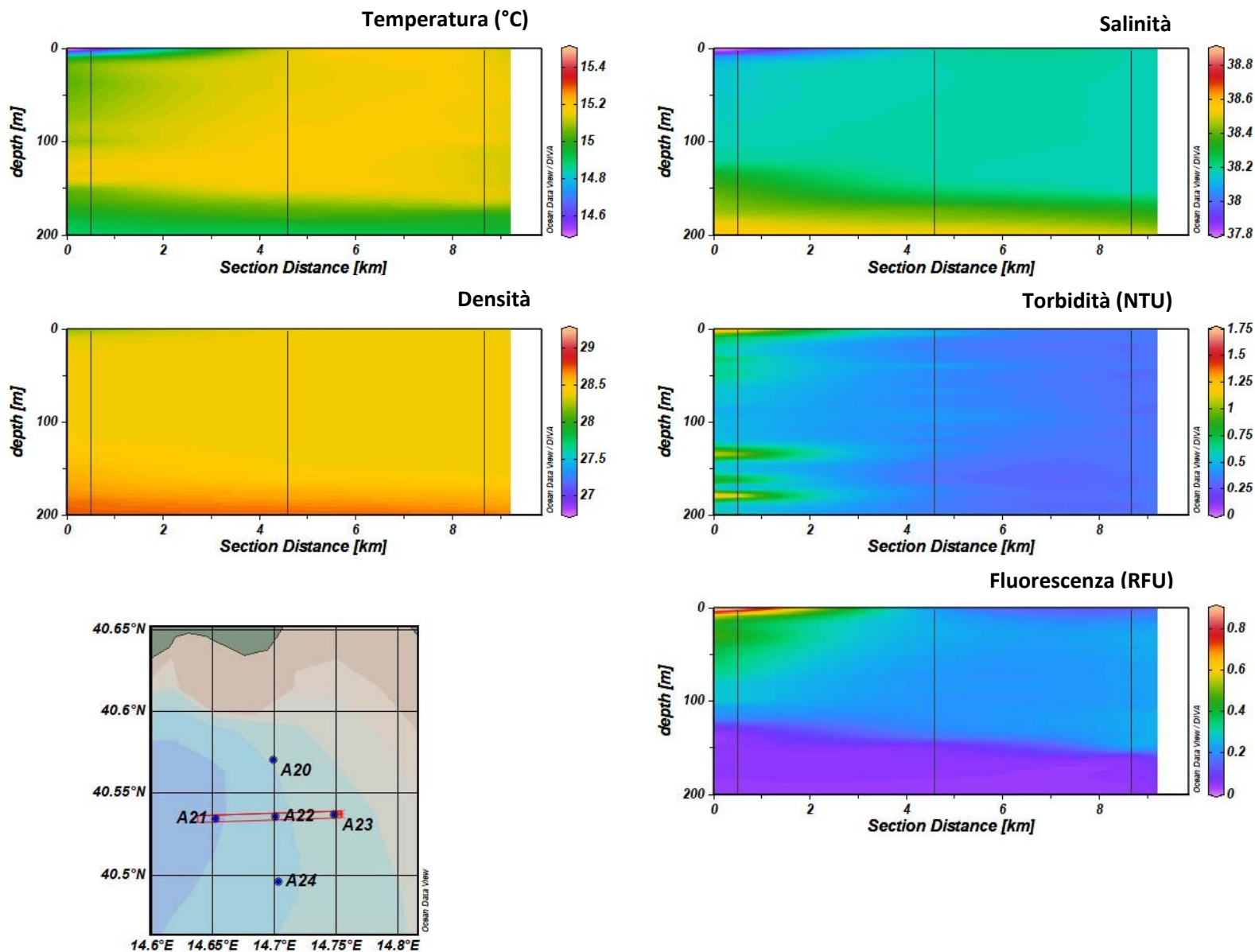


Figura 2.3.1.1.2. Sezioni verticali (superficie–200 m) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A21, A22, A23).

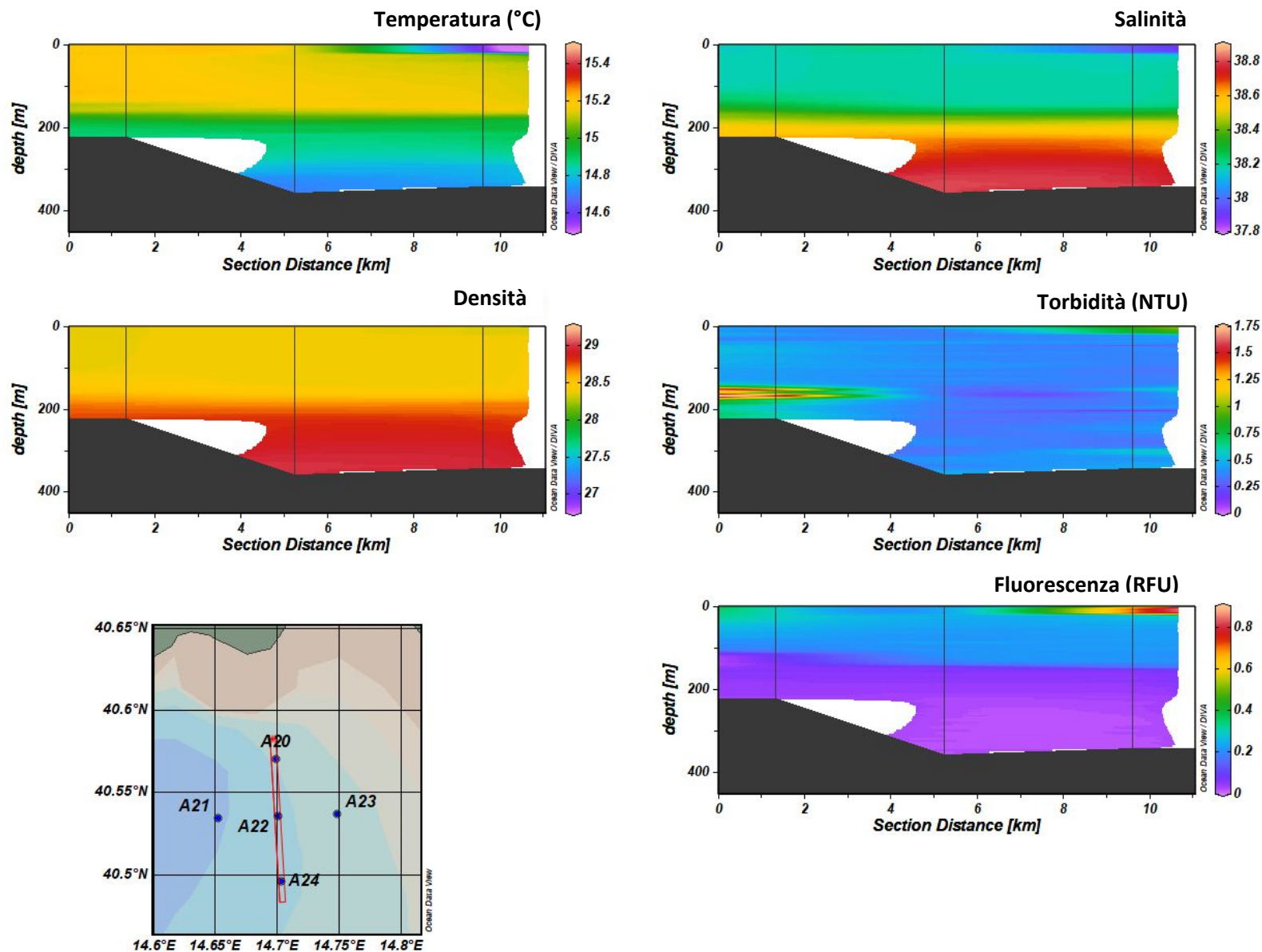


Figura 2.3.1.1.3. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A20, A22, A24).

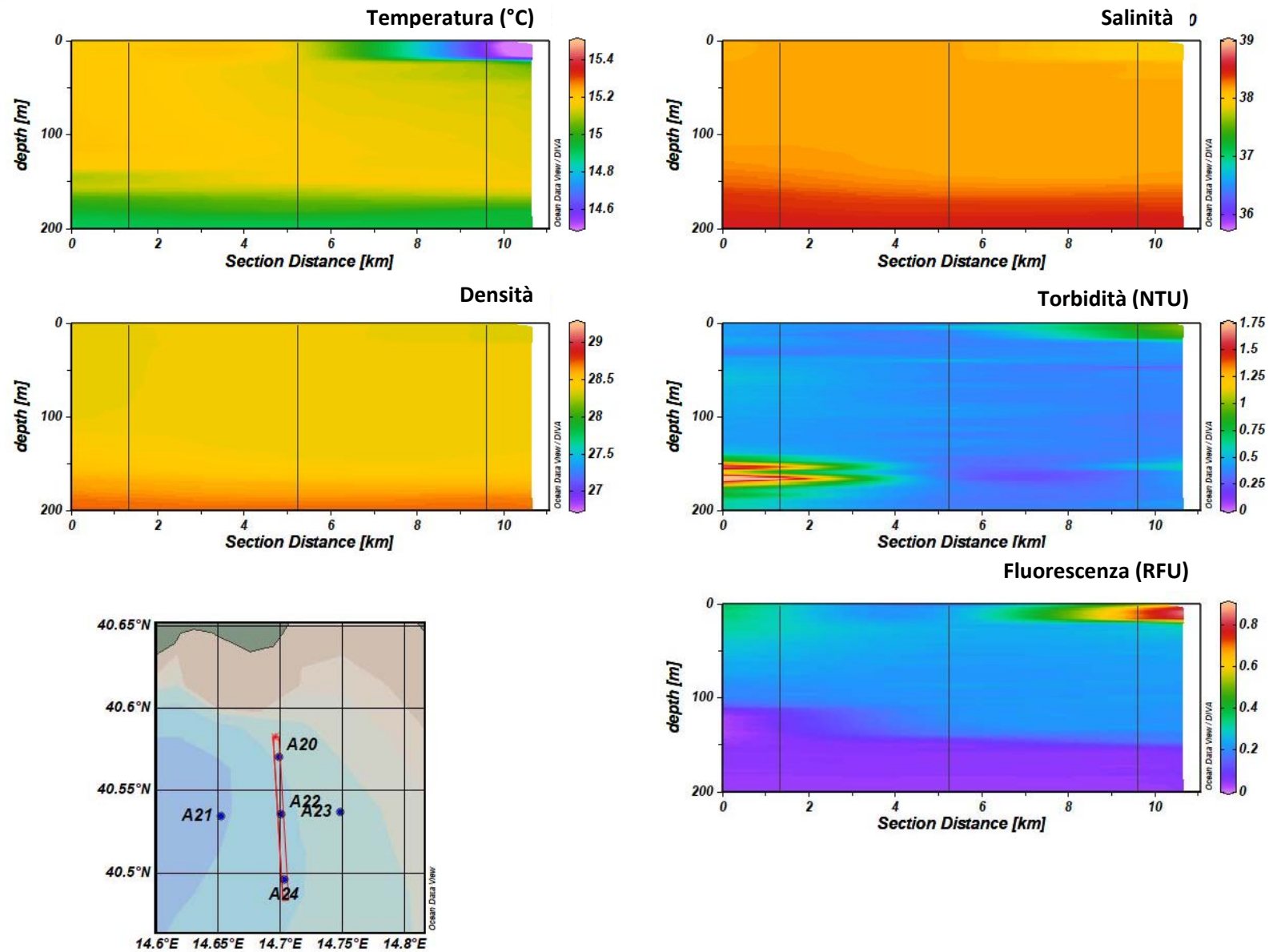


Figura 2.3.1.1.4. Sezioni verticali (superficie–200 m) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A20, A22, A24).

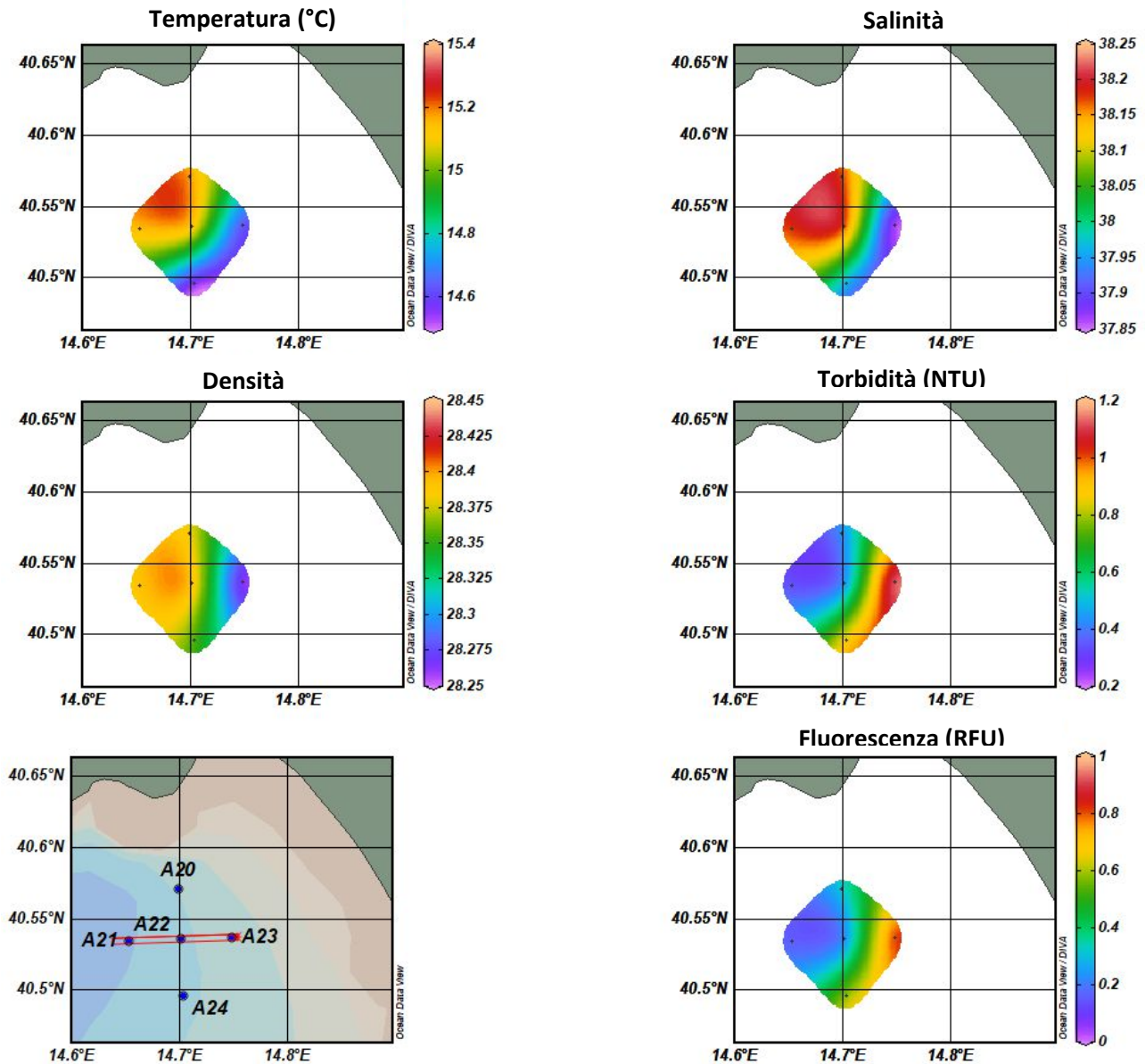


Figura 2.3.1.1.5. Mappe superficiali di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza.

2.3.1.2 Caratterizzazione chimica

Nutrienti

I nutrienti inorganici presentano concentrazioni basse in tutto lo strato 0-100 m e mostrano una bassa variabilità spaziale (Figura 2.3.1.2.1). 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 (Tabella 2.3.1.2.1) sono tipiche delle aree oligotrofiche della costa campana non soggette a forti pressioni terrigene (Carrada et al., 1980; Margiotta et al., 2006; Margiotta et al., 2013).

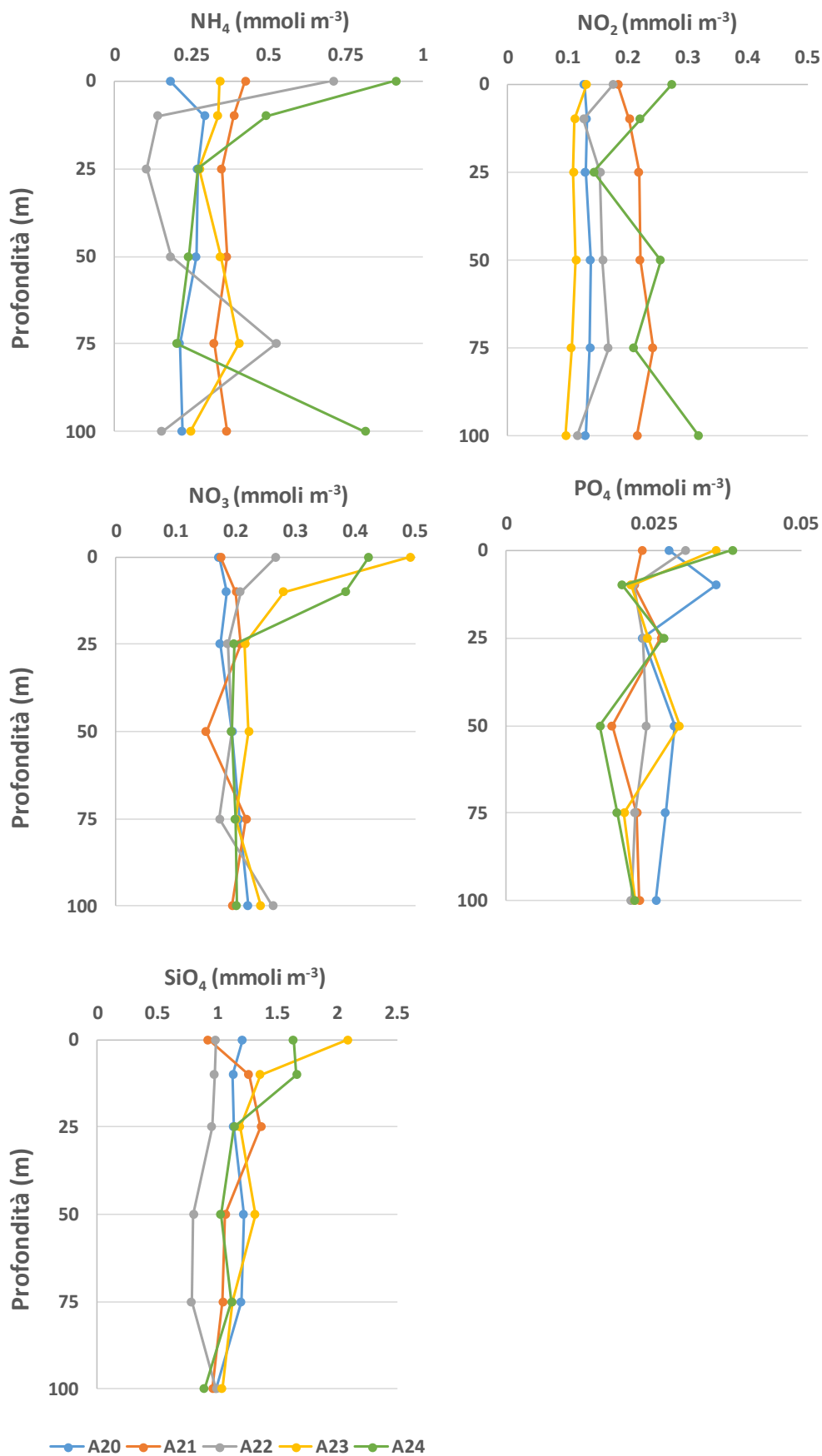
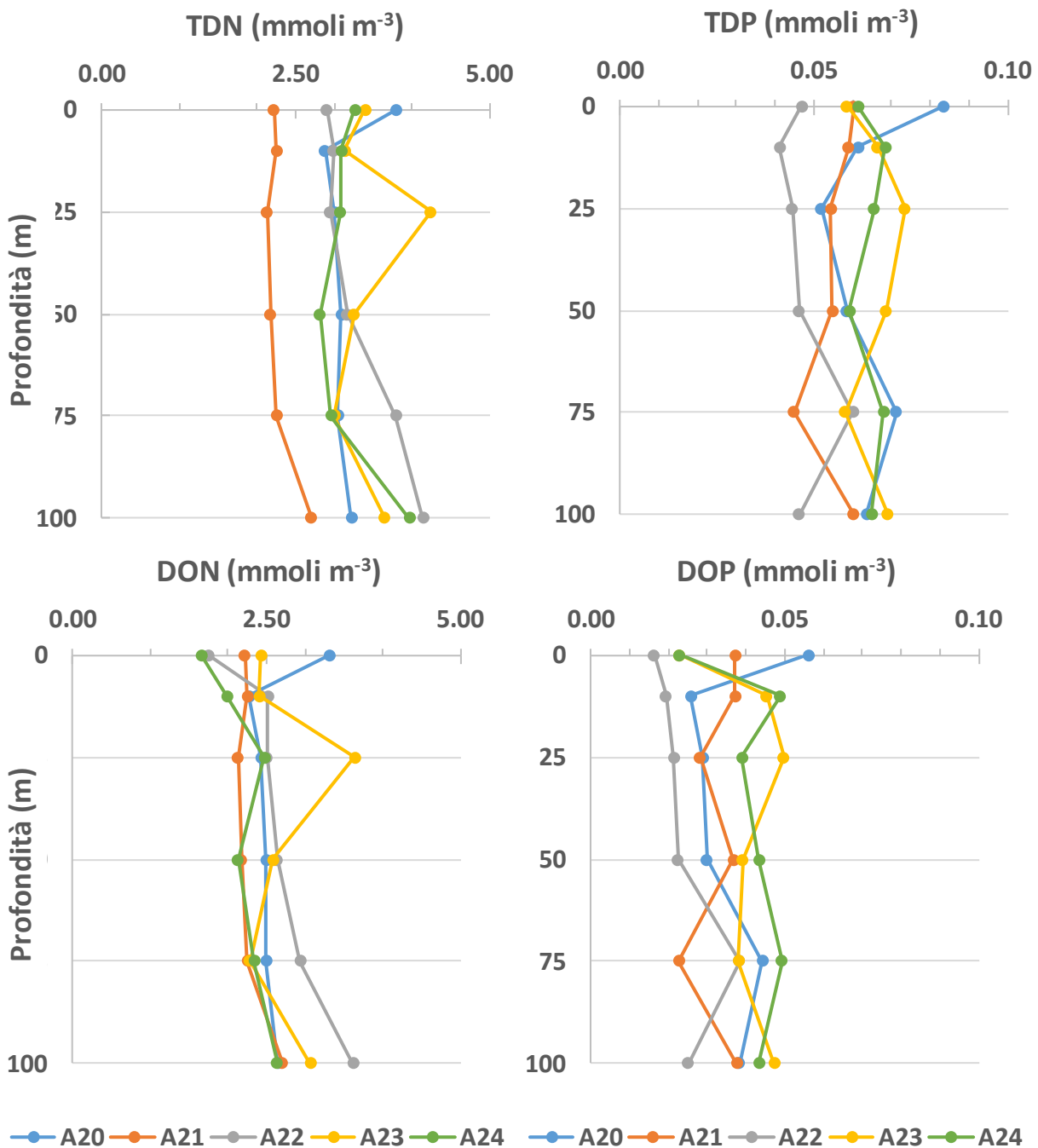


Figura 2.3.1.2.1. Concentrazione dei nutrienti inorganici nell'area di immersione (strato 0-100 m) .

Tabella 2.3.1.2.1. Concentrazione dei nutrienti inorganici nell'area di immersione (strato 0-100 m) .

Campione	Profondità	NH ₄ (mmoli m ⁻³)	NO ₂ (mmoli m ⁻³)	NO ₃ (mmoli m ⁻³)	PO ₄ (mmoli m ⁻³)	SiO ₄ (mmoli m ⁻³)
A20_0	0	0.18	0.13	0.17	0.03	1.21
A20_10	10	0.29	0.13	0.19	0.04	1.13
A20_25	25	0.27	0.13	0.17	0.02	1.14
A20_50	50	0.26	0.14	0.19	0.03	1.22
A20_75	75	0.21	0.14	0.21	0.03	1.20
A20_100	100	0.22	0.13	0.22	0.03	0.99
A21_0	0	0.42	0.18	0.18	0.02	0.92
A21_10	10	0.39	0.20	0.20	0.02	1.26
A21_25	25	0.35	0.22	0.21	0.03	1.36
A21_50	50	0.36	0.22	0.15	0.02	1.07
A21_75	75	0.32	0.24	0.22	0.02	1.05
A21_100	100	0.36	0.22	0.19	0.02	0.96
A22_0	0	0.71	0.18	0.27	0.03	0.99
A22_10	10	0.14	0.13	0.21	0.02	0.98
A22_25	25	0.10	0.15	0.19	0.02	0.96
A22_50	50	0.18	0.16	0.19	0.02	0.80
A22_75	75	0.52	0.17	0.17	0.02	0.78
A22_100	100	0.15	0.12	0.26	0.02	0.99
A23_0	0	0.34	0.13	0.49	0.04	2.10
A23_10	10	0.33	0.11	0.28	0.02	1.36
A23_25	25	0.28	0.11	0.22	0.02	1.19
A23_50	50	0.34	0.11	0.22	0.03	1.32
A23_75	75	0.40	0.11	0.20	0.02	1.13
A23_100	100	0.25	0.10	0.24	0.02	1.04
A24_0	0	0.91	0.27	0.42	0.04	1.63
A24_10	10	0.49	0.22	0.38	0.02	1.66
A24_25	25	0.27	0.14	0.20	0.03	1.14
A24_50	50	0.24	0.25	0.19	0.02	1.03
A24_75	75	0.20	0.21	0.20	0.02	1.12
A24_100	100	0.81	0.32	0.20	0.02	0.89

Le concentrazioni di Azoto e Fosforo Totale Disciolti (TDN e TDP) sono estremamente basse, non presentano un chiaro *pattern* spaziale e mostrano valori comparabili lungo tutta la colonna d'acqua (Figura 2.3.1.2.2).



Figura

2.3.1.2.2. 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 (Tabella 2.3.1.2.2) 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).

Tabella 2.3.1.2.2. Concentrazione di aAzoto e Fosforo Totali Disciolti (TDN e TDP) e Azoto e Fosforo Organici Disciolti (DON e DOP) nell'area di immersione (strato 0-100 m)

Campione	Profondità	TDN (mmoli m ⁻³)	TDP (mmoli m ⁻³)	DON (mmoli m ⁻³)	DOP (mmoli m ⁻³)
A20_0	0	3.80	0.08	3.32	0.06
A20_10	10	2.88	0.06	2.28	0.03
A20_25	25	3.01	0.05	2.43	0.03
A20_50	50	3.09	0.06	2.49	0.03
A20_75	75	3.05	0.07	2.49	0.04
A20_100	100	3.22	0.06	2.65	0.04
A21_0	0	3.01	0.06	2.22	0.04
A21_10	10	3.04	0.06	2.25	0.04
A21_25	25	2.91	0.05	2.14	0.03
A21_50	50	2.91	0.05	2.18	0.04
A21_75	75	3.04	0.04	2.26	0.02
A21_100	100	3.48	0.06	2.71	0.04
A22_0	0	2.91	0.05	1.75	0.02
A22_10	10	3.00	0.04	2.52	0.02
A22_25	25	2.95	0.04	2.50	0.02
A22_50	50	3.17	0.05	2.64	0.02
A22_75	75	3.79	0.06	2.93	0.04
A22_100	100	4.15	0.05	3.62	0.03
A23_0	0	3.40	0.06	2.43	0.02
A23_10	10	3.13	0.07	2.41	0.05
A23_25	25	4.24	0.07	3.64	0.05
A23_50	50	3.26	0.07	2.58	0.04
A23_75	75	3.00	0.06	2.29	0.04
A23_100	100	3.66	0.07	3.07	0.05
A24_0	0	3.27	0.06	1.66	0.02
A24_10	10	3.09	0.07	1.99	0.05
A24_25	25	3.08	0.07	2.47	0.04
A24_50	50	2.82	0.06	2.13	0.04
A24_75	75	2.95	0.07	2.34	0.05
A24_100	100	3.97	0.06	2.64	0.04

Solidi Sospesi Totali

Le concentrazioni dei solidi sospesi totali (TSS), riportate in figura 2.3.1.2.3, risultano coerenti con i profili di trasmittanza analizzati nel paragrafo 2.3.1.1. 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} .

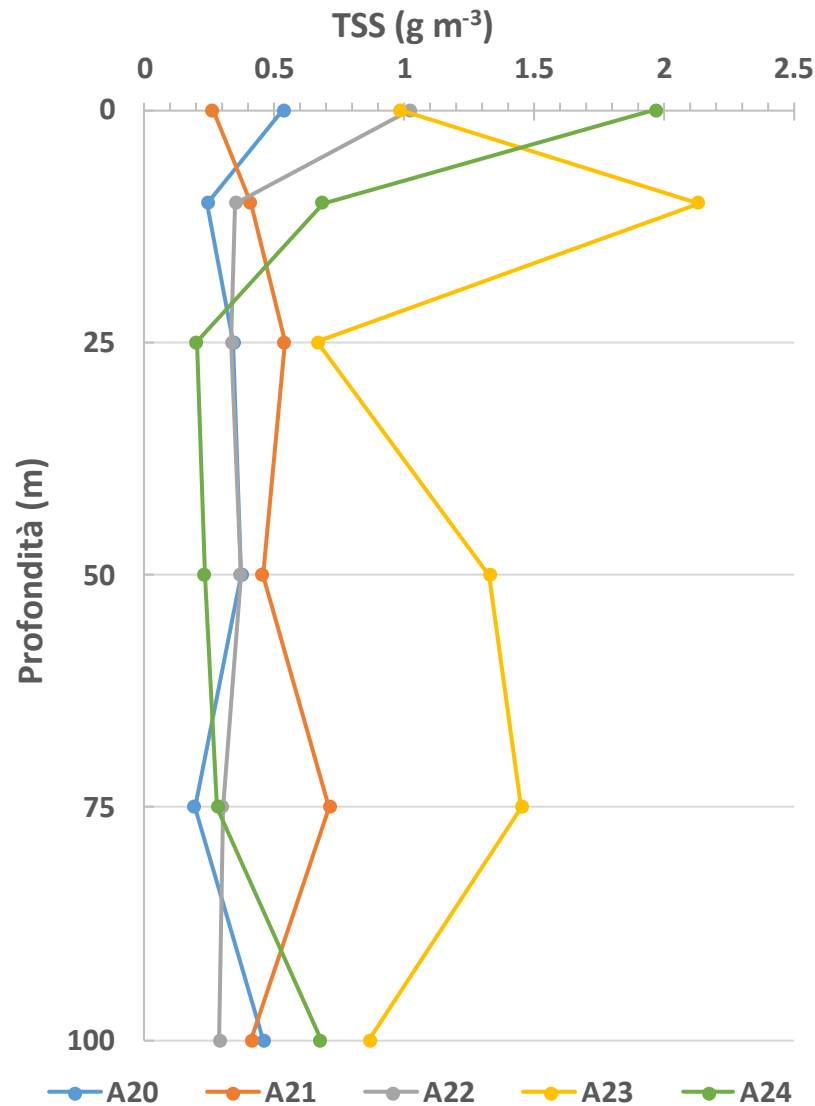


Figura 2.3.1.2.3. Concentrazione dei solidi sospesi totali (TSS) nell'area di immersione (strato 0-100 m) .

Tabella 2.3.1.2.3. Concentrazione dei solidi sospesi totali (TSS) nell'area di immersione (strato 0-100 m) .

Campione	Profondità	TSS (g m ⁻³)
A20_0	0	0.53
A20_10	10	0.24
A20_25	25	0.34
A20_50	50	0.38
A20_75	75	0.19
A20_100	100	0.46
A21_0	0	0.26
A21_10	10	0.41
A21_25	25	0.54
A21_50	50	0.46
A21_75	75	0.71
A21_100	100	0.41
A22_0	0	1.03
A22_10	10	0.35
A22_25	25	0.34
A22_50	50	0.37
A22_75	75	0.30
A22_100	100	0.29
A23_0	0	0.98
A23_10	10	2.13
A23_25	25	0.67
A23_50	50	1.33
A23_75	75	1.46
A23_100	100	0.87
A24_0	0	1.97
A24_10	10	0.69
A24_25	25	0.20
A24_50	50	0.23
A24_75	75	0.28
A24_100	100	0.68

2.3.1.3 Caratterizzazione biologica

Caratterizzazione delle comunità fitoplanctoniche

Le concentrazioni di biomassa fitoplanctonica (espressa come Chl *a*) nell'area di immersione sono comprese tra 0.08 e 0.52 mg m⁻³ (Figura 2.3.1.3.1). È possibile osservare una marcata differenza tra le stazioni dell'area di immersione, 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*.

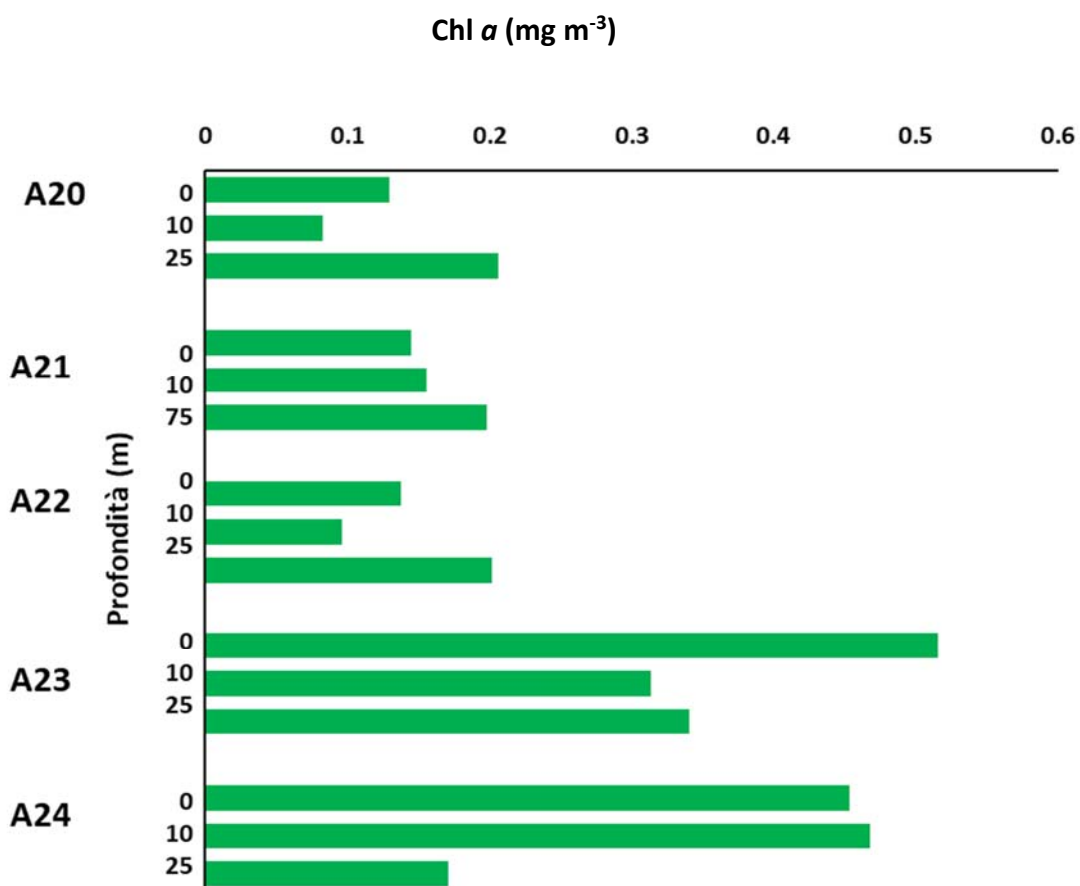


Figura 2.3.1.3.1. Concentrazioni di Chl *a* nelle stazioni ubicate nell'area di immersione.

La distribuzione della Chl *a* (Figura 2.3.1.3.2) in superficie presenta una netta demarcazione, così come osservato per la fluorescenza e la salinità nel paragrafo 2.3.1.1.

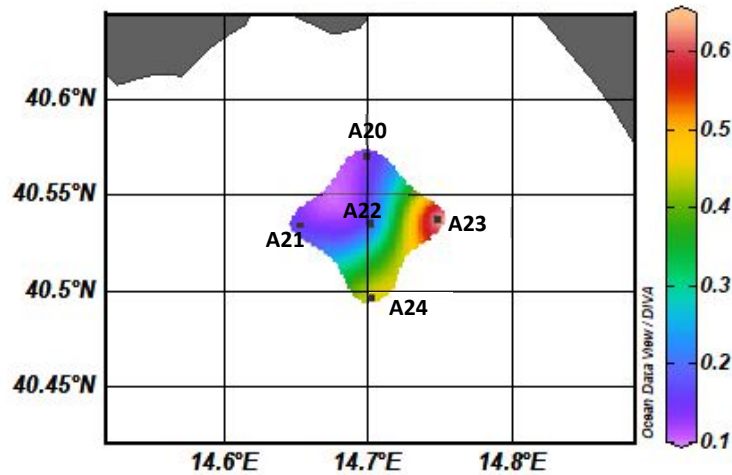


Figura 2.3.1.3.2. Distribuzione in superficie della Chl a (mg m^{-3}) nell'area di immersione.

Tabella 2.3.1.3.1. Concentrazioni di Chl a nelle stazioni ubicate nell'area di immersione.

Campione	Profondità	Chl a (mg m^{-3})
A20_0	0	0.13
A20_10	10	0.08
A20_25	25	0.21
A21_0	0	0.15
A21_10	10	0.16
A21_75	75	0.20
A22_0	0	0.14
A22_10	10	0.10
A22_25	25	0.20
A23_0	0	0.31
A23_10	10	0.34
A23_25	25	0.45
A24_0	0	0.47
A24_10	10	0.17
A24_25	25	0.13

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 2.3.1.3.3) 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 coccolitofori, 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 coccolitofori.

La distribuzione verticale del fitoplancton risulta piuttosto omogenea in tutte le stazioni, con valori leggermente inferiori alla profondità di 25 m; l'unica l'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 μm , mentre il popolamento a coccolitofori 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*.

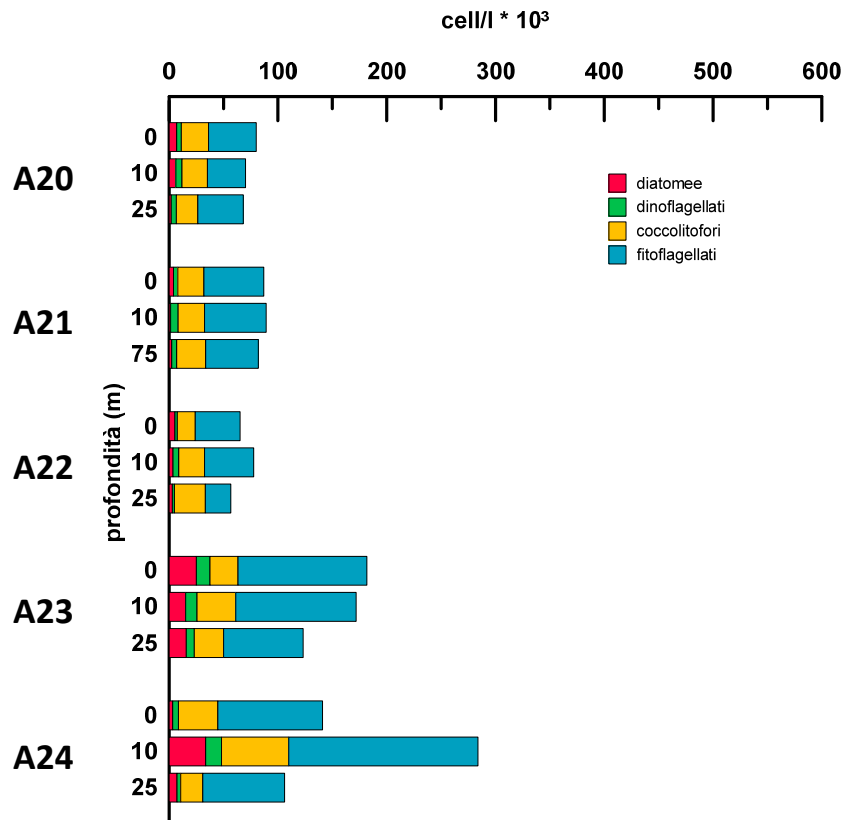


Figura 2.3.1.3.3. Abbondanze del fitoplancton nelle stazioni ubicate nell'area di immersione.

Caratterizzazione delle comunità zooplanctoniche

La comunità zooplanctonica nell'area di immersione (stazioni A20-24) presenta abbondanze paragonabili nelle cinque stazioni campionate (Figura 2.3.1.3.4). 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 alla stazione A21 (321 ind. m⁻³). Le abbondanze osservate sono paragonabili alle medie invernali osservati durante un monitoraggio a lungo termine (progetto Si.Di.Mar) effettuato durante gli anni 2001-2002 (752 ± 74 ind. m⁻³), e in 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.

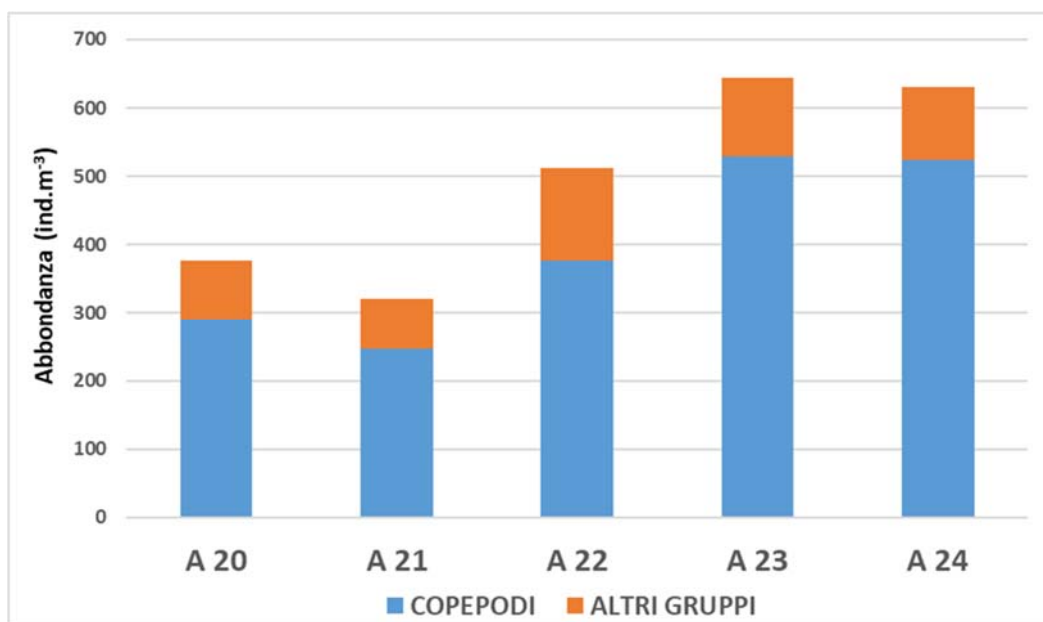


Figura 2.3.1.3.4. Abbondanze dello zooplancton nelle stazioni ubicate nell'area di immersione.

Nell'area di immersione la comunità zooplanctonica presenta una composizione tipica dei mesi invernali ed è caratterizzata da una dominanza di copepodi (80%) in tutte le stazioni di campionamento. 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 2.3.1.3.5.). Nell'area è stata osservata un'alta diversità specifica con 119 taxa zooplanctonici.

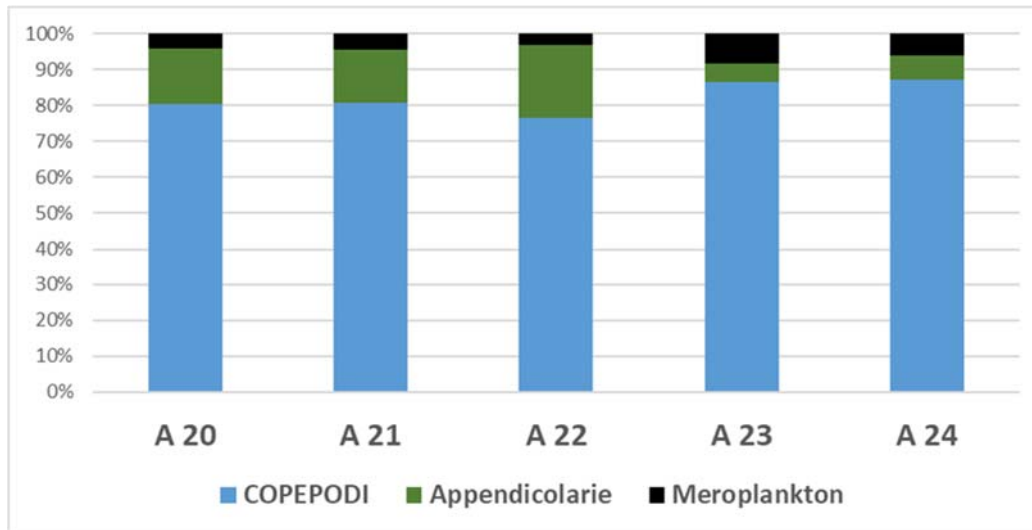


Figura 2.3.1.3.5. Composizione percentuale dei principali gruppi zooplanctonici nelle stazioni ubicate nell'area di immersione.

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.

2.4 Idrologia dell'area di immersione

2.4.1 Indagini idrologiche

2.4.1.1 Parametri fisico-chimici (sonda multiparametrica)

I profili di temperatura, salinità e densità (Figure 2.4.1.1.1-2.4.1.1.6), acquisiti mediante sonda multiparametrica, evidenziano la presenza di uno strato rimescolato profondo circa 80 m, chiaramente identificabile lungo tutti i transetti. In questo strato la fluorescenza risulta distribuita abbastanza uniformemente e presenta un marcato gradiente costa-largo lungo il transetto A30-A33 (ubicato al largo di Cetara).

La torbidità assume valori particolarmente bassi in corrispondenza dei transetti ubicati lungo la Costiera Amalfitana (A25-A29 e A30-A32), aumenta in tutta la colonna d'acqua lungo il transetto A33-A36 (Foce Picentino), caratterizzato da un marcato gradiente costa largo, e presenta dei massimi in corrispondenza del fondo lungo i transetti A37-41 (in prossimità della Foce del Sele) e A45-A46 (costa cilentana). I valori di torbidità nei primi 100 m della colonna d'acqua sono compresi tra 0.15 e 1.51 NTU ed il valore medio è 0.23 NTU. Il 90° percentile nello strato 0-10 m è 0.43 NTU.

Le mappe superficiali evidenziano un chiaro aumento di fluorescenza e torbidità legato agli apporti continentali (Figura 2.4.1.1.7).

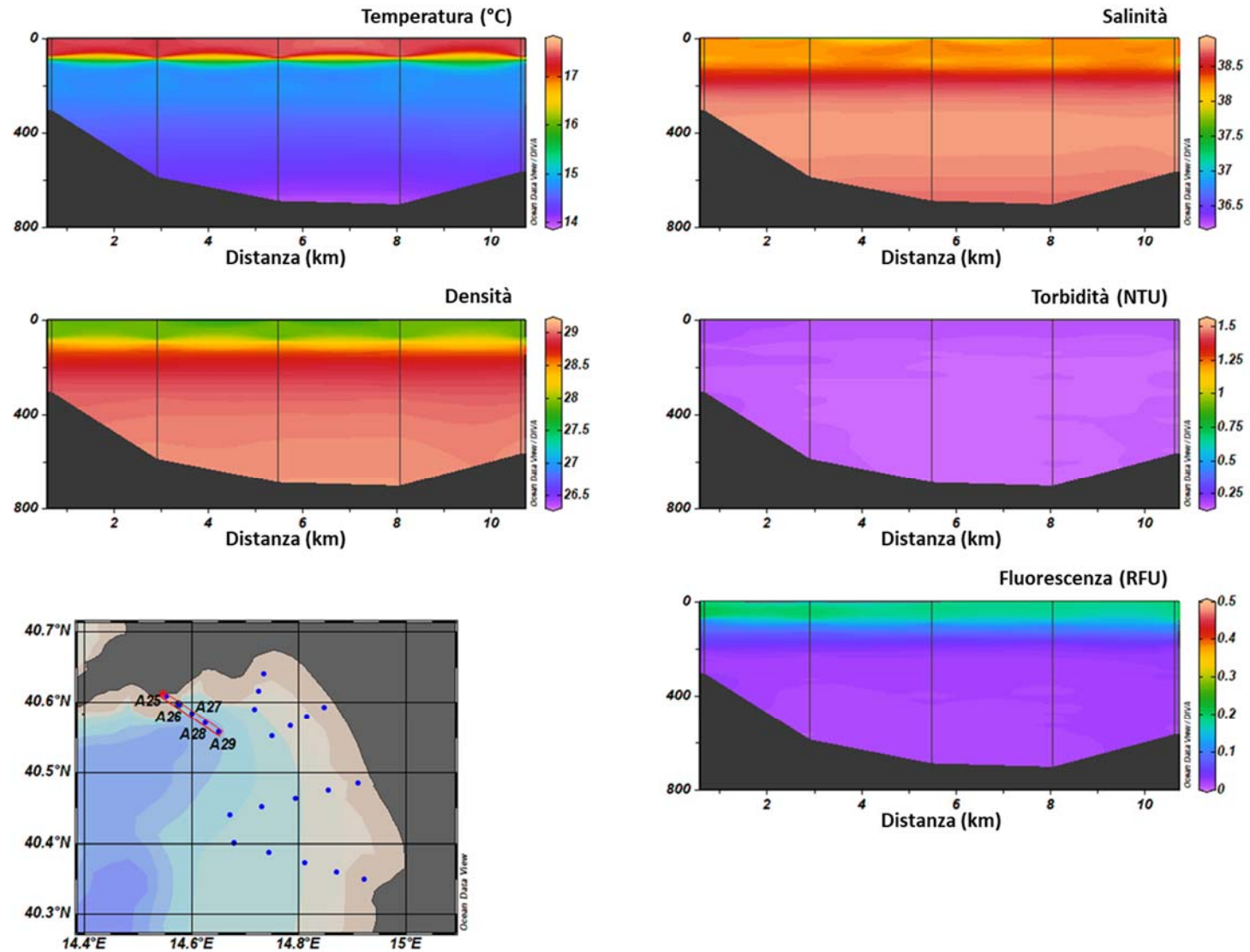


Figura 2.4.1.1.1. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A25, A26, A27, A28, A29).

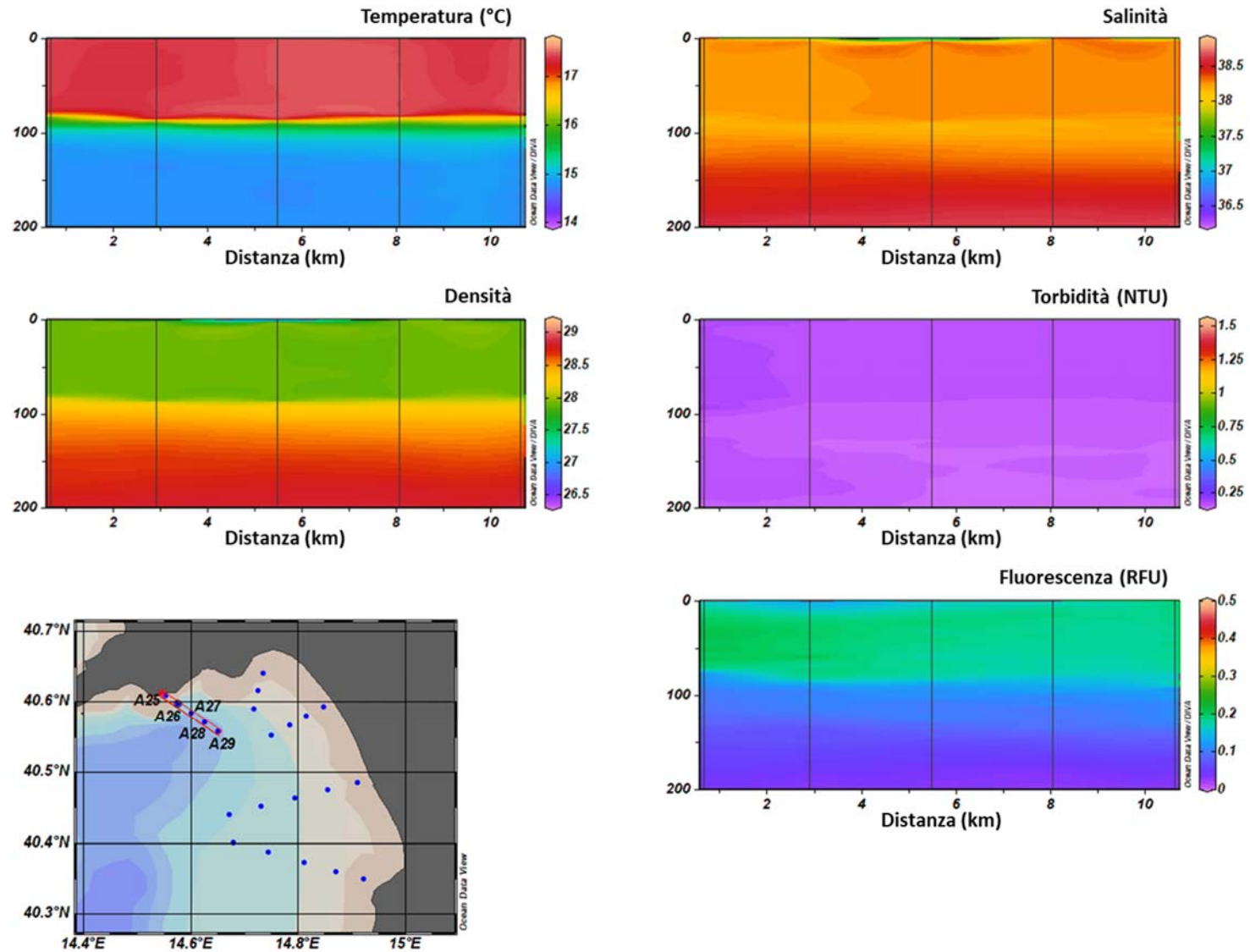


Figura 2.4.1.1.2. Sezioni verticali (superficie–200 metri) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A25, A26, A27, A28, A29).

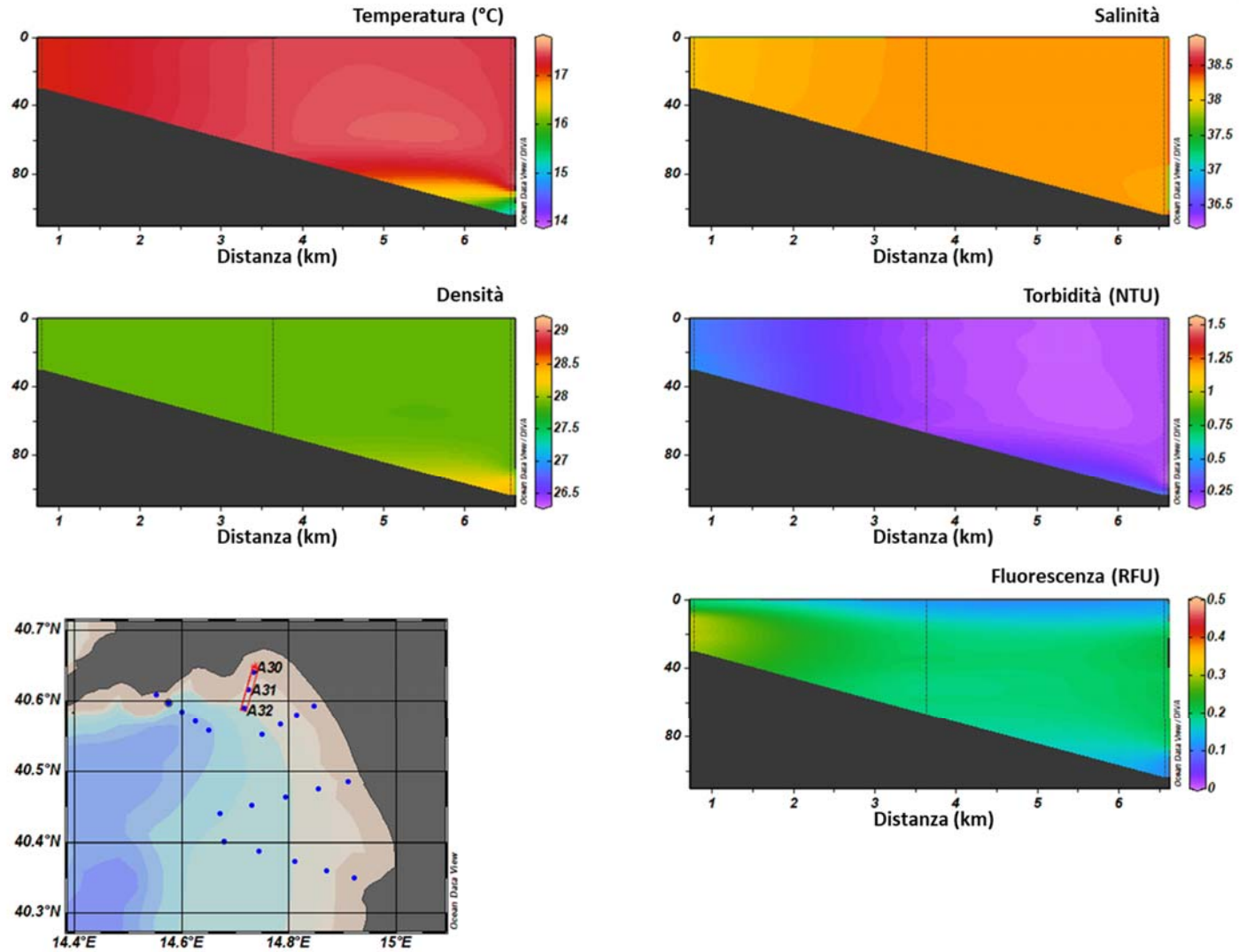


Figura 2.4.1.1.3. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A30, A31, A32).

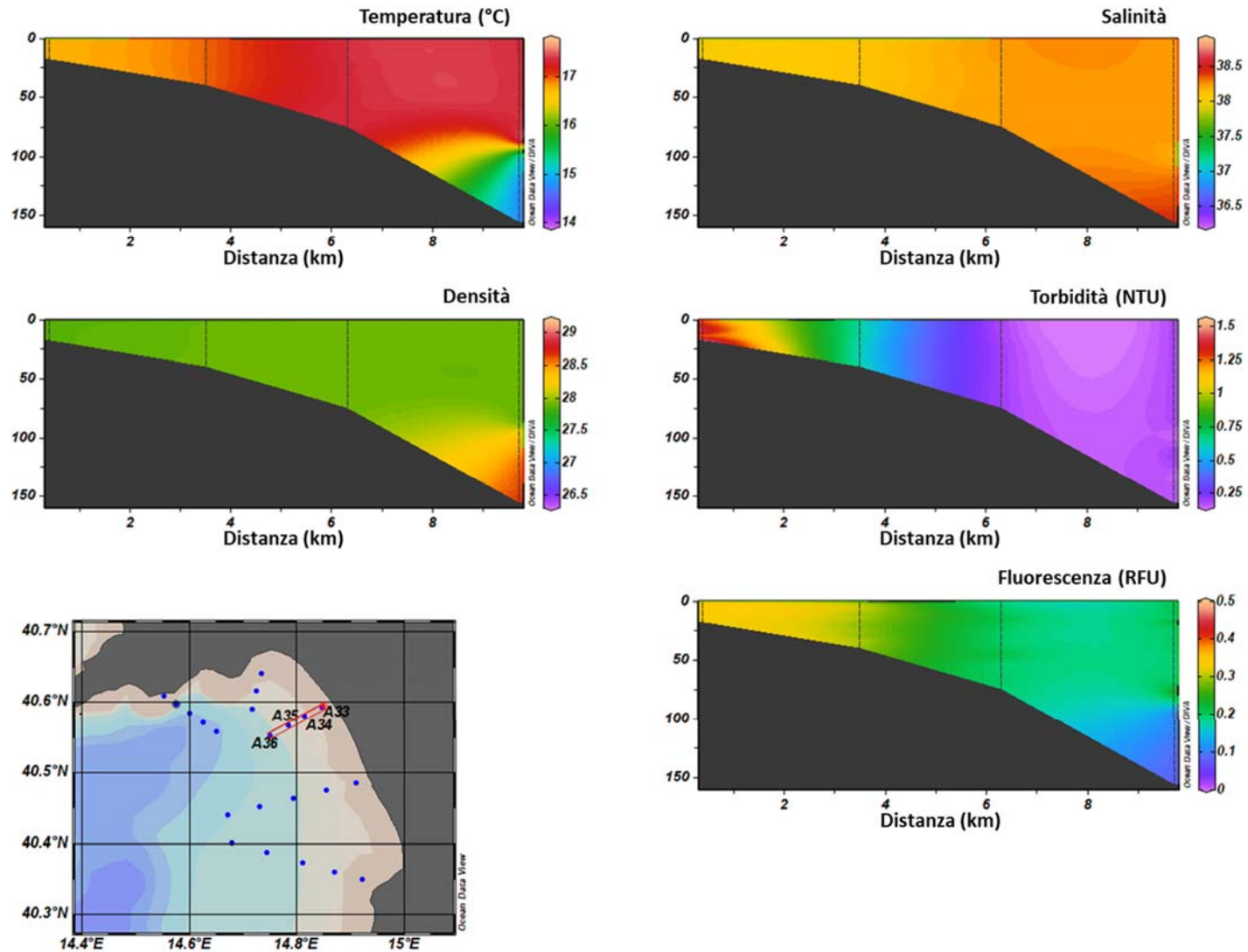


Figura 2.4.1.1.4. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A33, A34, A35, A36).

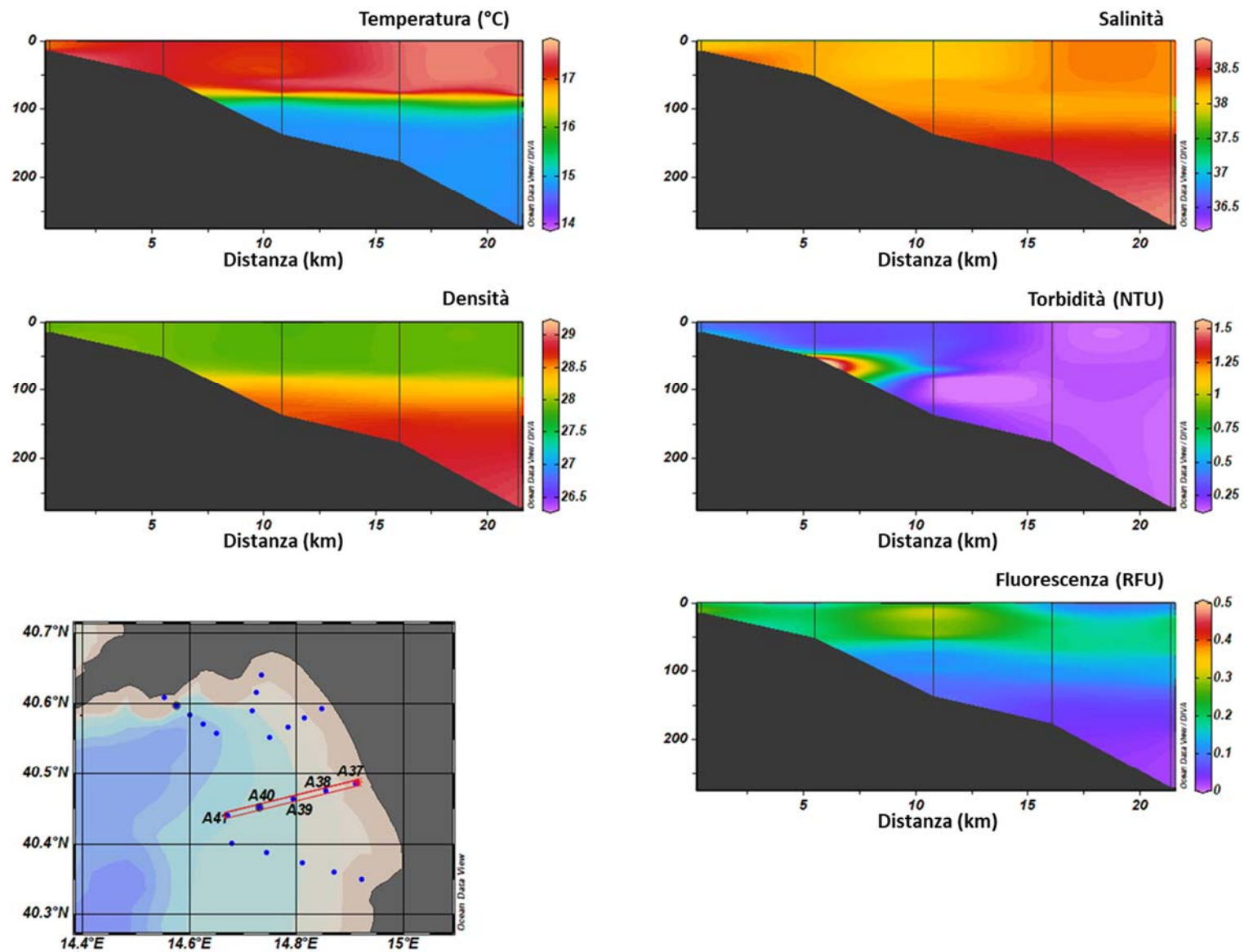


Figura 2.4.1.1.5. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A37, A38, A39, A40, A41).

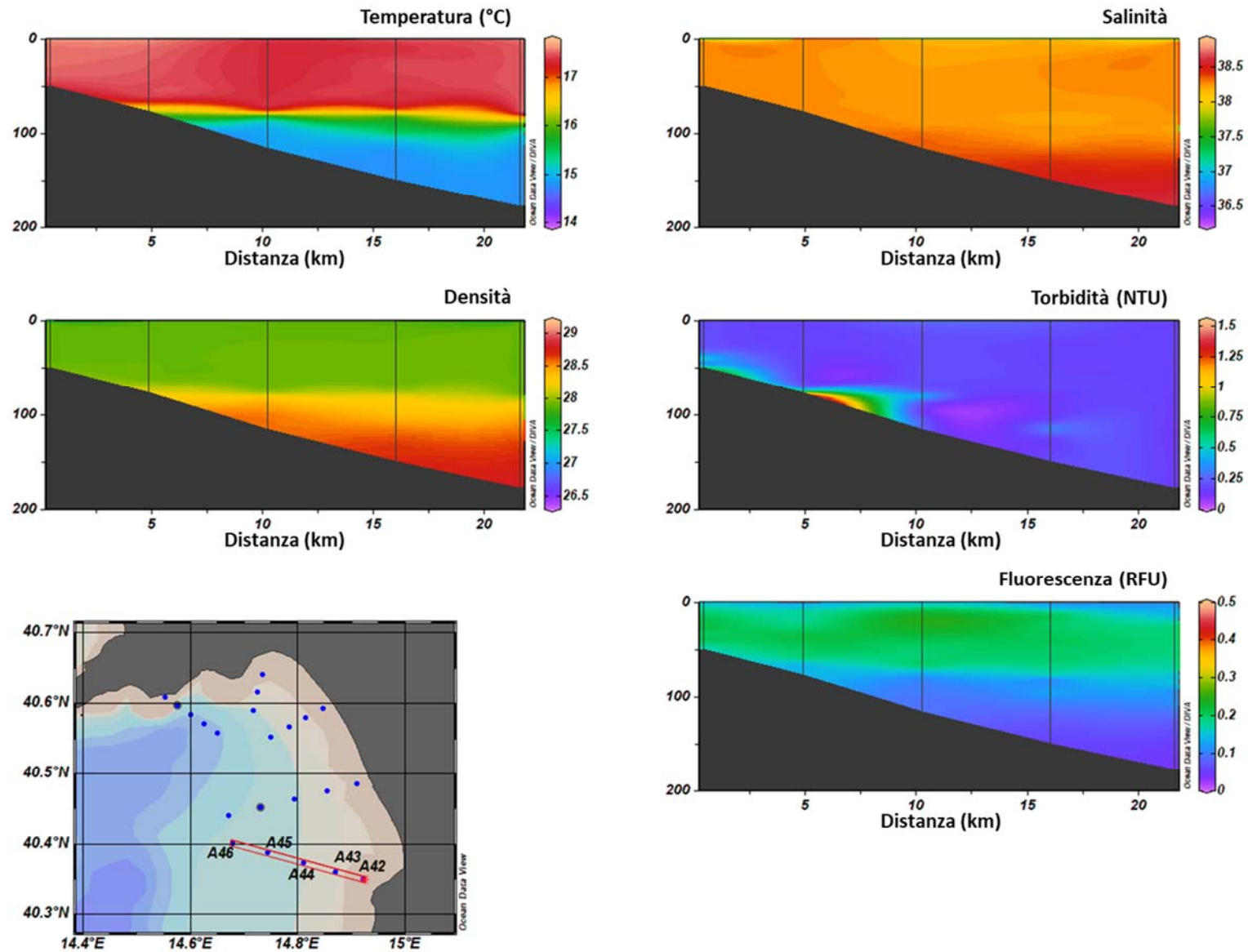


Figura 2.4.1.1.6. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A42, A43, A44, A45, A46).

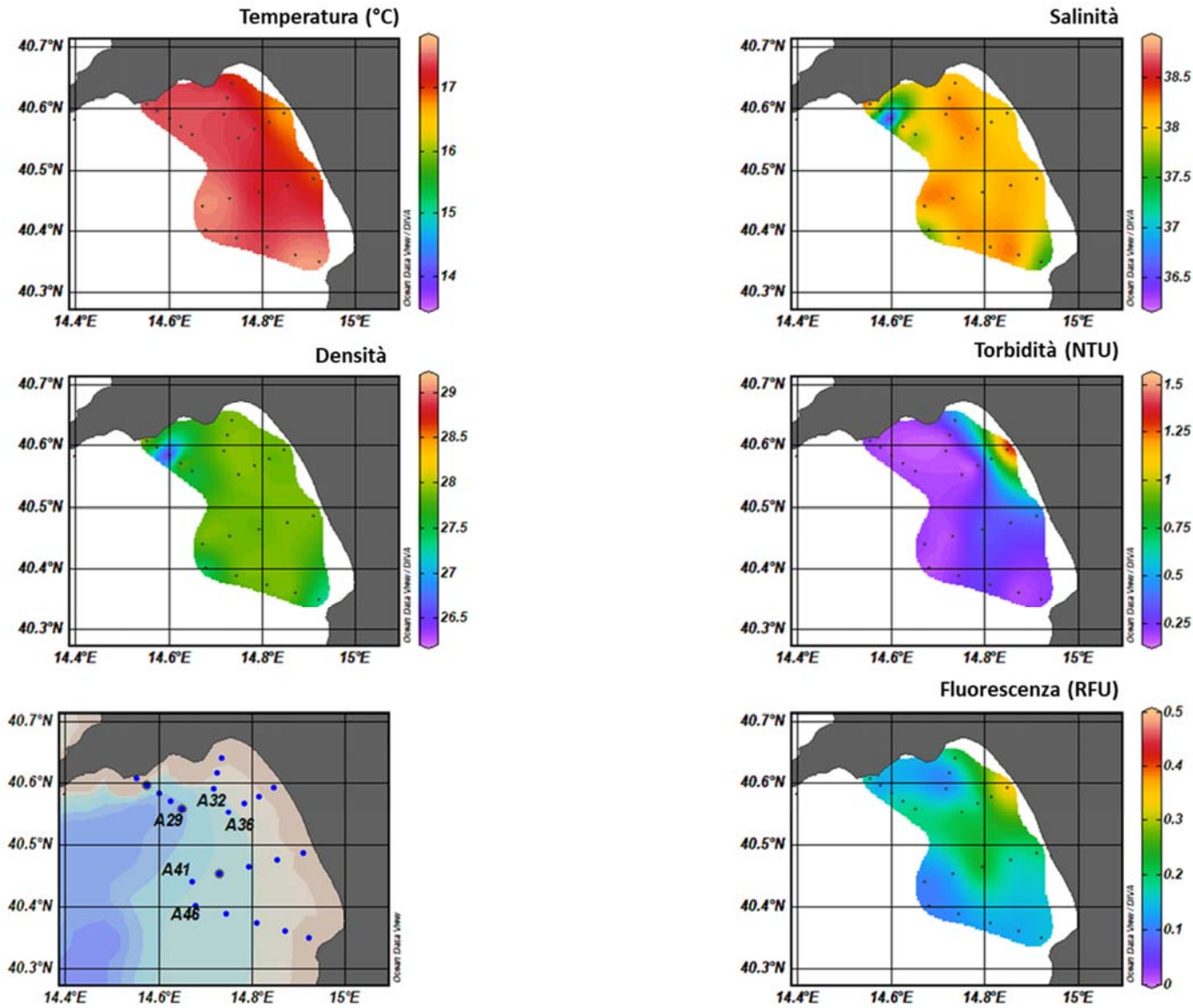


Figura 2.4.1.1.7. Mappe superficiali di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza.

2.4.1.2 Caratterizzazione chimica

Nutrienti

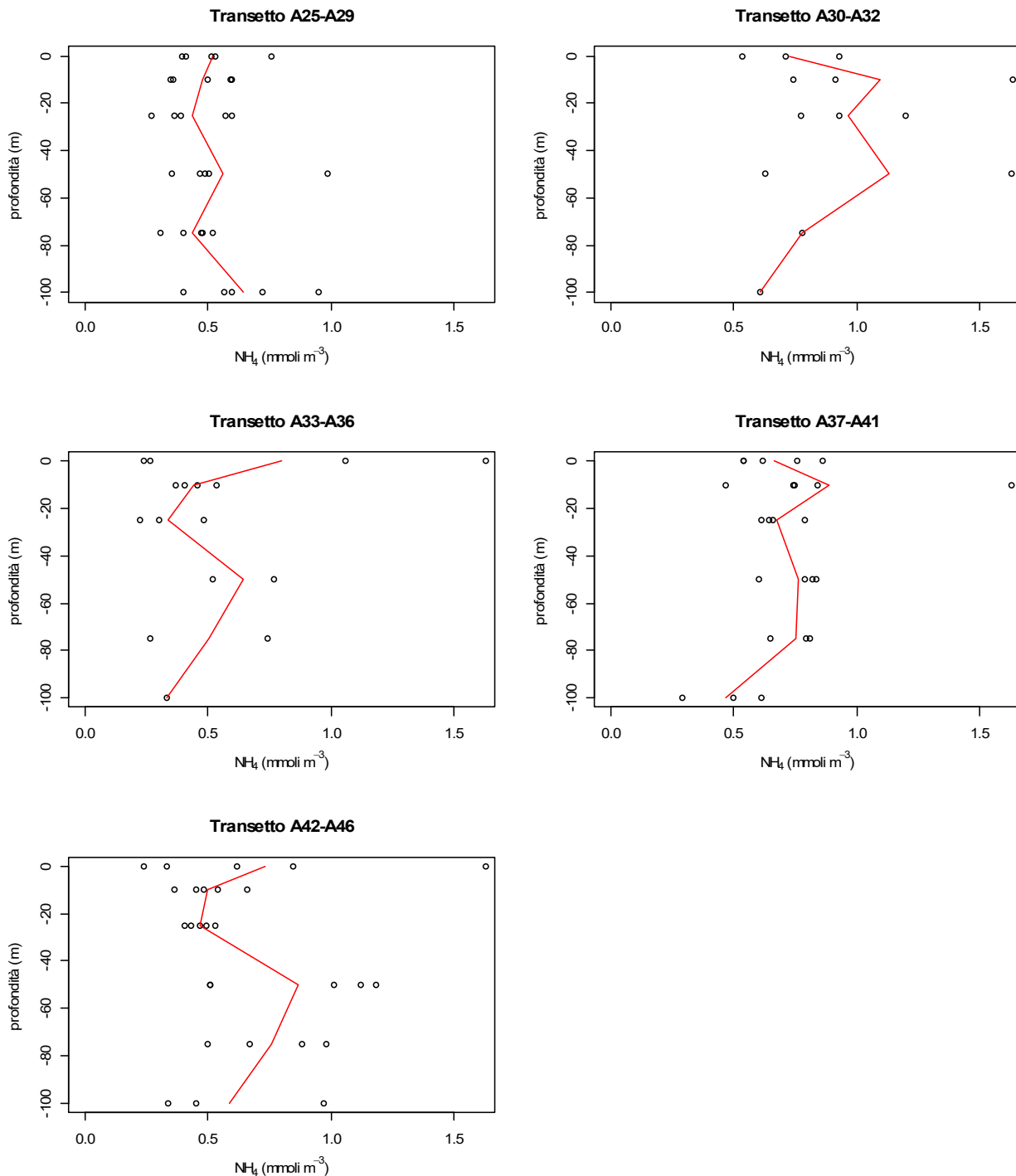


Figura 2.4.1.2.1. Concentrazioni di ammoniaca vs profondità nei cinque transetti campionati per la definizione dell'idrologia dell'area di immersione e profilo della concentrazione media lungo il transetto (-).

Le concentrazioni dei nutrienti misurate nell'area di indagine mostrano un leggero incremento nelle stazioni dei tre transetti centrali e valori più bassi lungo i due transetti più esterni (A25-A29 Costiera Amalfitana e A42-A46 costa cilentana).

La distribuzione verticale di ammoniaca evidenzia concentrazioni mediamente più elevate nelle stazioni A30-A31, ubicate al largo di Cetara (Figura 2.4.1.2.1).

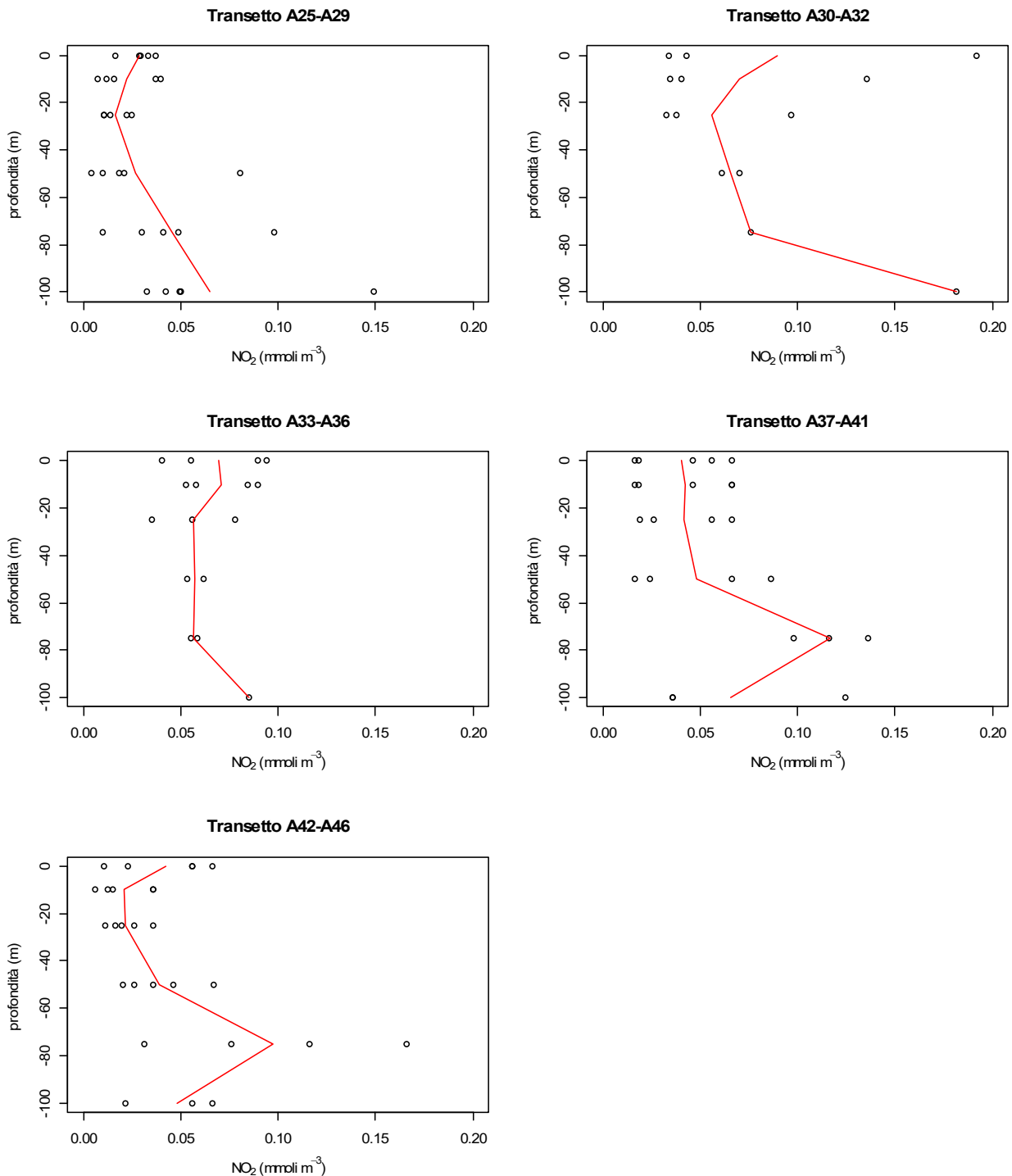


Figura 2.4.1.2.2. Concentrazioni di nitriti vs profondità nei cinque transetti campionati per la definizione dell'idrologia dell'area di immersione e profilo della concentrazione media lungo il transetto (-).

Le concentrazioni dei nitriti mostrano una scarsa variabilità spaziale, compresa nel *range* <0.01 -0.19 mmoli m⁻³ (Figura 2.4.1.2.2). Anche in questo caso il massimo si osserva lungo il transetto A30-A32 (in superficie alla stazione A30).

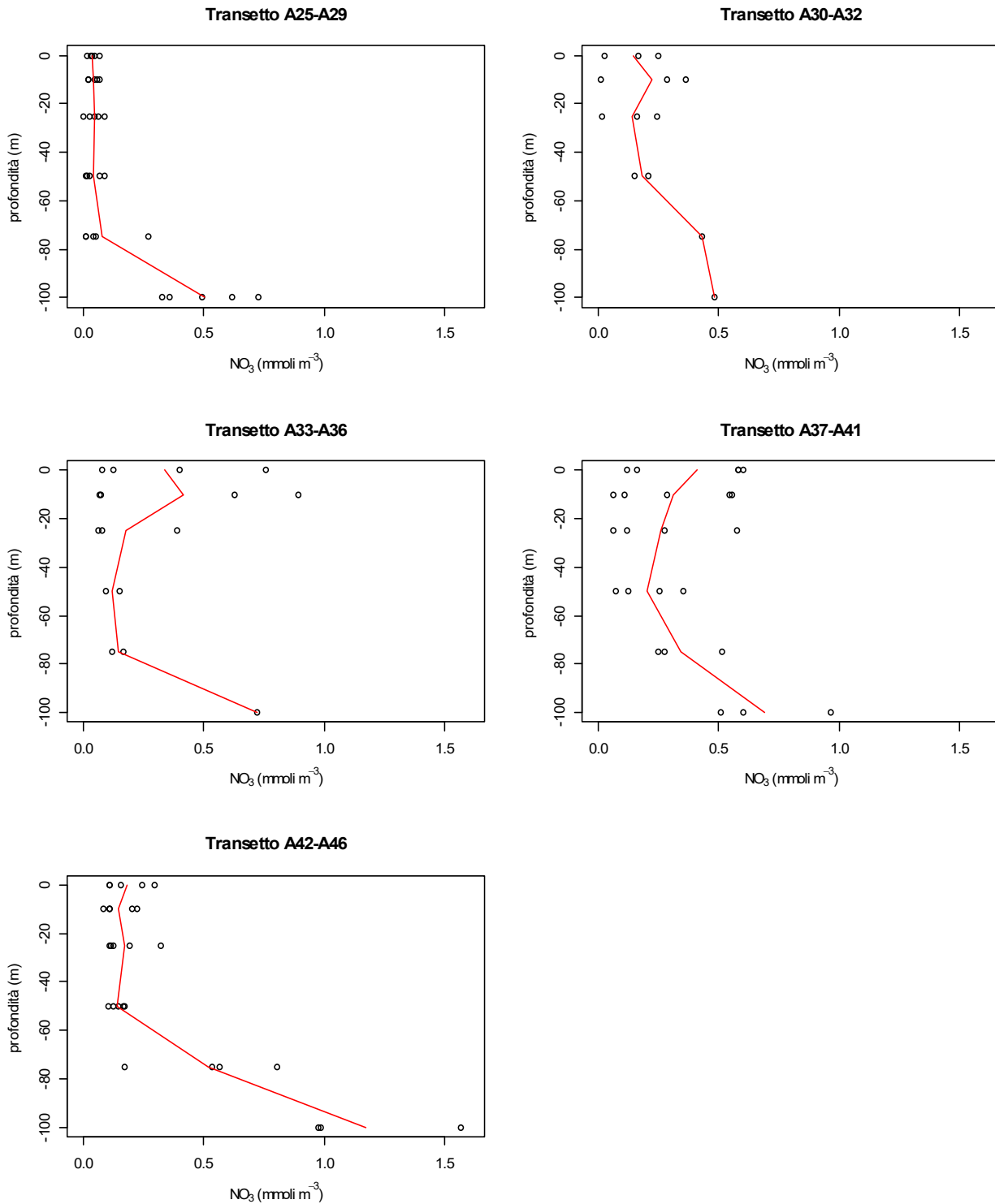


Figura 2.4.1.2.3. Concentrazioni di nitrati vs profondità nei cinque transetti campionati per la definizione dell'idrologia dell'area di immersione e profilo della concentrazione media lungo il transetto (-).

I profili dei nitrati (Figura 2.4.1.2.3) mostrano concentrazioni più elevate in superficie, in corrispondenza dei due transetti ubicati in prossimità delle foci fluviali (A33-36 Foce Picentino, A37-A41 Foce Sele). Lungo tutti i transetti si osservano concentrazioni basse nello strato 25-50 m e un incremento a profondità maggiori (intorno ai 75-100 m di profondità).

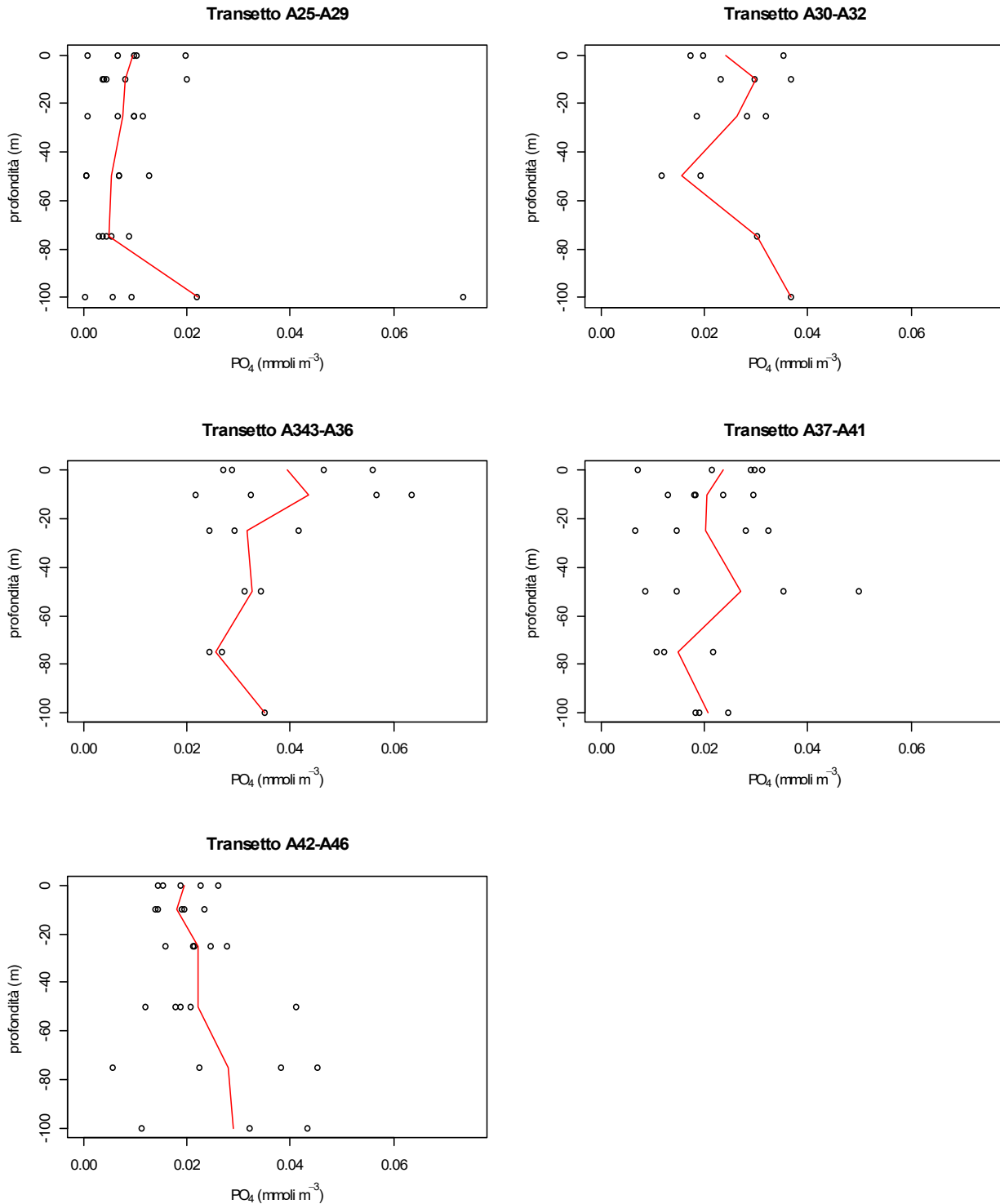


Figura 2.4.1.2.4. Concentrazioni di fosfati vs profondità nei cinque transetti campionati per la definizione dell'idrologia dell'area di immersione e profilo della concentrazione media lungo il transetto (-).

Le concentrazioni dei fosfati sono comprese tra valori inferiori al *detection limit* e $0.07 \text{ mmoli m}^{-3}$ (Figura 2.4.1.2.4). Le concentrazioni più elevate nello strato superficiale (0-10 m) sono state osservate in corrispondenza delle stazioni ubicate in prossimità della Foce del Picentino (A33-A34).

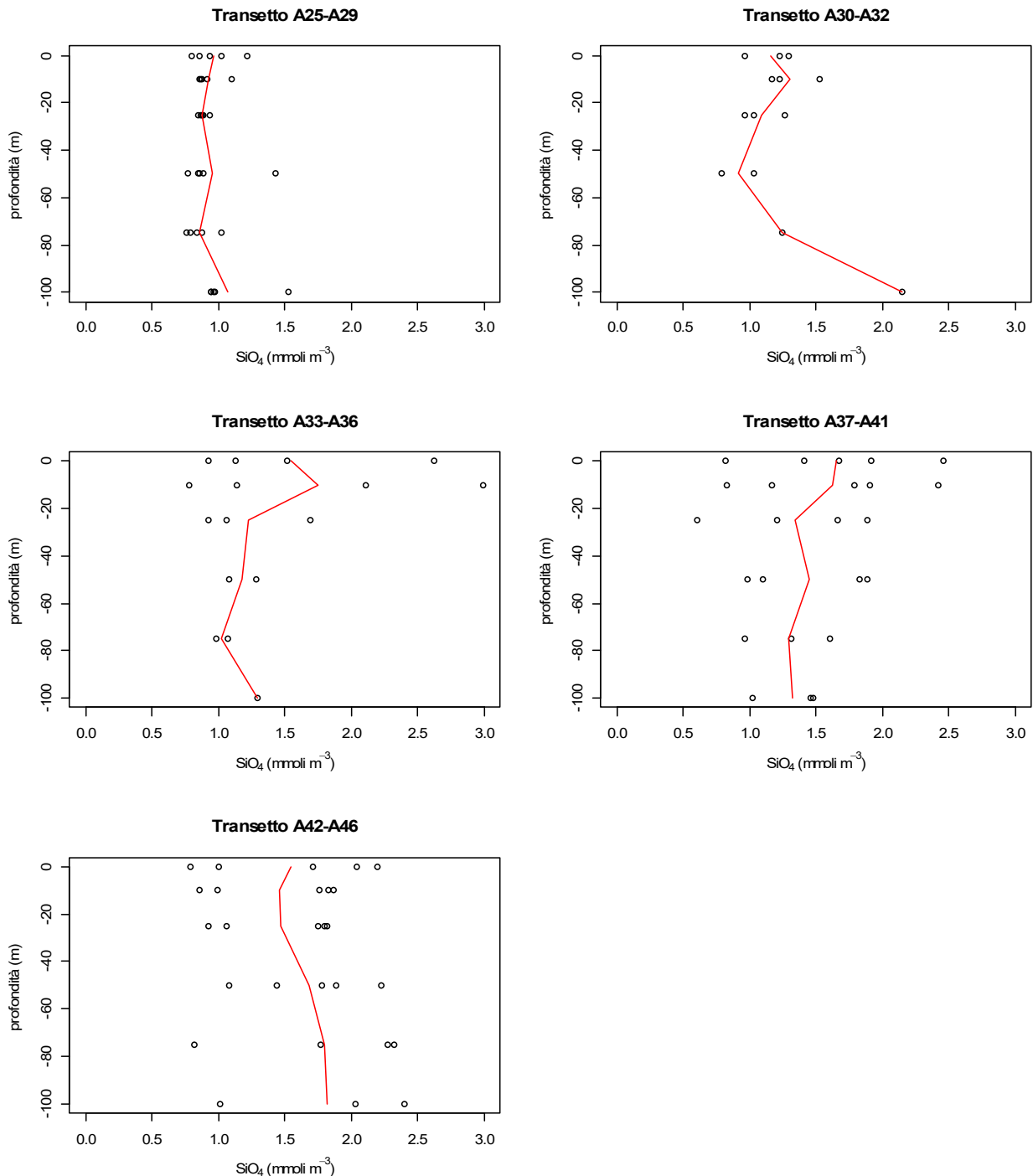


Figura 2.4.1.2.5. Concentrazioni di silicati vs profondità nei cinque transetti campionati per la definizione dell'idrologia nell'area di immersione e profilo della concentrazione media lungo il transetto (-).

Le concentrazioni dei silicati sono chiaramente influenzate dalla presenza delle foci fluviali: valori superiori a 2.5 mmoli m⁻³ si osservano alle stazioni costiere dei transetti ubicati in prossimità del Picentino e del Sele (Figura 2.4.1.2.5).

Tabella 2.4.1.2.1. Concentrazione dei nutrienti inorganici nelle stazioni campionate per la definizione dell'idrologia dell'area di immersione.

Sigla campione	NH ₄ (mmoli m ⁻³)	NO ₂ (mmoli m ⁻³)	NO ₃ (mmoli m ⁻³)	PO ₄ (mmoli m ⁻³)	SiO ₄ (mmoli m ⁻³)
A25_0	0.76	0.03	0.05	0.02	1.22
A25_10	0.60	0.04	0.07	0.02	1.10
A25_25	0.57	0.02	0.09	0.01	0.86
A25_50	0.99	0.08	0.09	0.01	1.43
A25_75	0.31	0.10	0.27	0.01	1.02
A25_100	0.95	0.15	0.62	0.07	1.53
A26_0	0.51	0.03	0.07	0.01	1.02
A26_10	0.35	0.04	0.06	0.01	0.92
A26_25	0.37	0.02	0.06	0.01	0.89
A26_50	0.51	0.02	0.07	0.01	0.77
A26_75	0.47	0.05	0.05	0.00	0.79
A26_100	0.60	0.04	0.72	0.01	0.97
A27_0	0.41	0.04	0.03	0.00	0.80
A27_10	0.50	0.02	0.05	0.00	0.86
A27_25	0.39	0.01	0.05	0.00	0.87
A27_50	0.49	0.02	0.03	0.00	0.88
A27_75	0.48	0.03	0.04	0.00	0.84
A27_100	0.40	0.03	0.49	0.01	0.97
A28_0	0.40	0.02	0.04	0.01	0.86
A28_10	0.36	0.01	0.02	0.00	0.87
A28_25	0.27	0.01	0.03	0.01	0.85
A28_50	0.35	0.01	0.01	0.01	0.85
A28_75	0.52	0.01	0.01	0.00	0.76
A28_100	0.57	0.05	0.33	0.00	0.95
A29_0	0.53	0.03	0.02	0.01	0.94
A29_10	0.59	0.01	0.02	0.00	0.88
A29_25	0.59	0.01	0.00	0.01	0.93
A29_50	0.47	0.00	0.01	0.00	0.85
A29_75	0.40	0.04	0.01	0.01	0.88
A29_100	0.72	0.05	0.36	0.02	0.94
A30_0	0.54	0.03	0.17	0.02	1.22
A30_10	1.63	0.04	0.29	0.04	1.53
A30_25	0.93	0.03	0.24	0.03	1.27
A31_0	0.93	0.19	0.03	0.04	0.96
A31_10	0.91	0.14	0.01	0.02	1.17
A31_25	1.20	0.10	0.02	0.03	0.97
A31_50	1.63	0.06	0.21	0.02	0.79
A32_0	0.71	0.04	0.25	0.02	1.29
A32_10	0.74	0.03	0.36	0.03	1.23
A32_25	0.78	0.04	0.16	0.02	1.03
A32_50	0.63	0.07	0.15	0.01	1.04
A32_75	0.78	0.08	0.43	0.03	1.24
A32_100	0.61	0.18	0.48	0.04	2.15
A33_0	1.06	0.09	0.76	0.06	2.62

A33_10	0.46	0.08	0.89	0.06	3.00
A33_18	0.85	0.12	0.95	0.06	2.94
A34_0	1.63	0.09	0.40	0.05	1.52
A34_10	0.37	0.09	0.63	0.06	2.11
A34_25	0.30	0.08	0.39	0.04	1.69
A35_0	0.24	0.04	0.08	0.03	0.93
A35_10	0.40	0.05	0.07	0.03	1.14
A35_25	0.23	0.03	0.06	0.02	1.06
A35_50	0.52	0.06	0.09	0.03	1.28
A35_75	0.74	0.05	0.17	0.03	0.98
A36_0	0.27	0.06	0.12	0.03	1.13
A36_10	0.54	0.06	0.07	0.02	0.78
A36_25	0.48	0.06	0.08	0.03	0.92
A36_50	0.77	0.05	0.15	0.03	1.08
A36_75	0.26	0.06	0.12	0.02	1.07
A36_100	0.33	0.09	0.72	0.04	1.29
A37_0	0.86	0.07	0.60	0.03	2.46
A37_10	0.84	0.05	0.54	0.03	2.42
A37_15	1.34	0.05	0.24	0.03	2.76
A38_0	0.76	0.06	0.58	0.02	1.67
A38_10	1.63	0.07	0.28	0.02	1.90
A38_25	0.79	0.06	0.27	0.03	1.66
A38_50	0.79	0.09	0.25	0.05	1.83
A39_0	0.62	0.05	0.58	0.03	1.91
A39_10	0.74	0.07	0.55	0.02	1.79
A39_25	0.66	0.07	0.57	0.03	1.88
A39_50	0.82	0.07	0.35	0.04	1.88
A39_75	0.81	0.14	0.51	0.02	1.60
A39_100	0.50	0.04	0.96	0.02	1.48
A40_0	0.54	0.02	0.16	0.01	1.41
A40_10	0.47	0.02	0.06	0.02	1.17
A40_25	0.61	0.03	0.06	0.01	1.20
A40_50	0.60	0.02	0.07	0.01	1.10
A40_75	0.65	0.12	0.27	0.01	1.31
A40_100	0.61	0.04	0.60	0.02	1.46
A41_0	0.54	0.02	0.12	0.03	0.81
A41_10	0.75	0.02	0.11	0.01	0.83
A41_25	0.64	0.02	0.12	0.01	0.61
A41_50	0.84	0.02	0.13	0.01	0.99
A41_75	0.79	0.10	0.25	0.01	0.97
A41_100	0.29	0.12	0.51	0.02	1.02
A42_0	0.33	0.01	0.11	0.03	1.01
A42_10	0.49	0.01	0.11	0.02	0.99
A42_25	0.49	0.01	0.12	0.03	1.06
A42_50	0.51	0.02	0.10	0.04	1.08
A43_0	1.63	0.06	0.15	0.02	1.71
A43_10	0.45	0.01	0.08	0.02	1.76
A43_25	0.43	0.02	0.32	0.02	1.82
A43_50	1.12	0.03	0.12	0.01	2.23
A43_75	0.67	0.08	0.53	0.04	2.28
A43_100	0.62	0.06	0.29	0.02	2.04
A44_0	0.54	0.04	0.22	0.01	1.87
A44_10	0.47	0.04	0.19	0.02	1.80
A44_25	0.51	0.04	0.17	0.02	1.89

A44_50	0.88	0.12	0.80	0.05	2.32
A44_75	0.97	0.06	1.56	0.04	2.40
A44_100	0.84	0.07	0.24	0.02	2.20
A45_0	0.66	0.04	0.20	0.02	1.83
A45_10	0.53	0.03	0.12	0.02	1.75
A45_25	1.01	0.05	0.14	0.02	1.78
A45_50	0.98	0.17	0.56	0.02	1.77
A45_75	0.45	0.07	0.97	0.03	2.03
A45_100	0.24	0.02	0.11	0.01	0.79
A46_0	0.36	0.02	0.11	0.01	0.85
A46_10	0.40	0.02	0.11	0.02	0.92
A46_25	1.18	0.07	0.17	0.02	1.44
A46_50	0.50	0.03	0.17	0.01	0.81
A46_75	0.34	0.02	0.98	0.01	1.02
A46_100	0.76	0.03	0.05	0.02	1.22

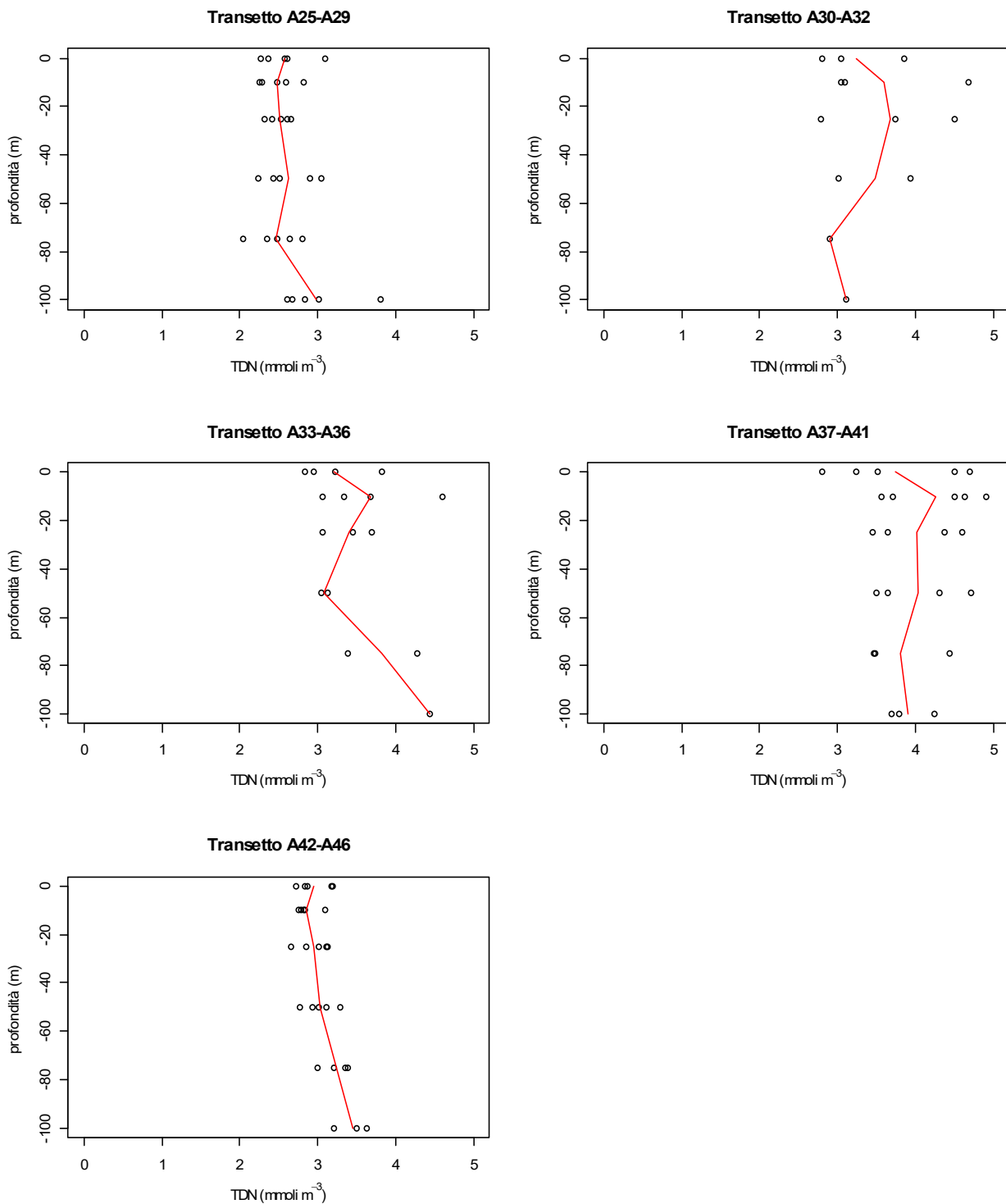


Figura 2.4.1.2.6. Concentrazioni dell'Azoto Totale Dissolto (TDN) vs profondità nei cinque transetti campionati per la definizione dell'idrologia nell'area di immersione e profilo della concentrazione media lungo il transetto (-).

Le concentrazioni del TDN sono abbastanza omogenee lungo i due transetti esterni (A25-29 e A42-46) mentre in corrispondenza dei tre transetti centrali è possibile osservare un incremento delle concentrazioni, soprattutto in superficie (Figura 2.4.1.2.6).

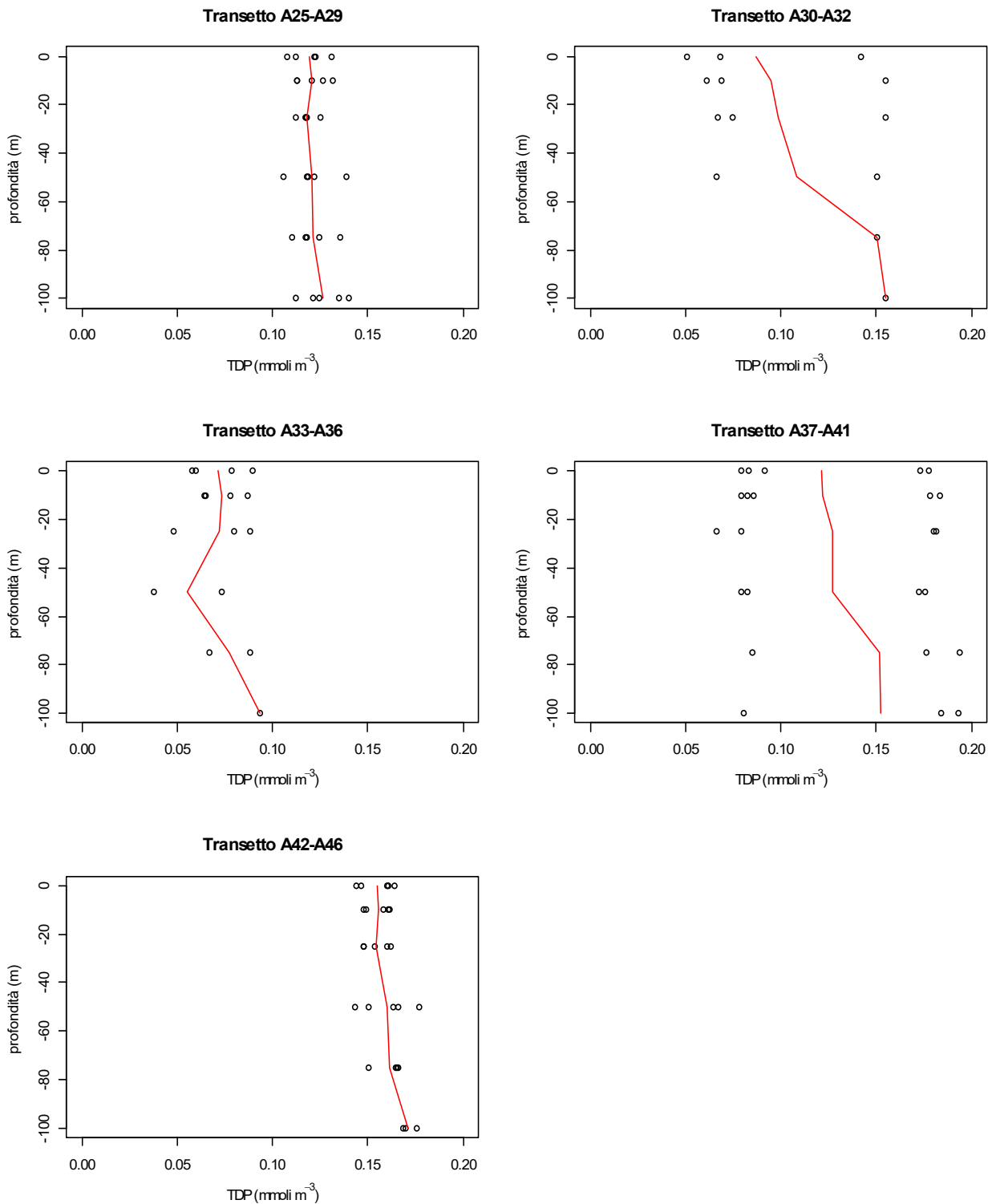


Figura 2.4.1.2.7. Concentrazioni del Fosforo Totale Disciolto (TDP) vs profondità nei cinque transetti campionati per la definizione dell'idrologia nell'area di immersione e profilo della concentrazione media lungo il transetto (-).

I profili di TDP mostrano concentrazioni mediamente più elevate lungo il transetto più meridionale (A42-A46 - Cilento), mentre i valori più bassi si osservano in prossimità delle foci fluviali (Figura 2.4.1.2.7). Le

concentrazioni nell'intera area sono basse (Tabella 2.4.1.2.2) ed il valore medio di TDP è $0.12 \text{ mmmoli m}^{-3}$.

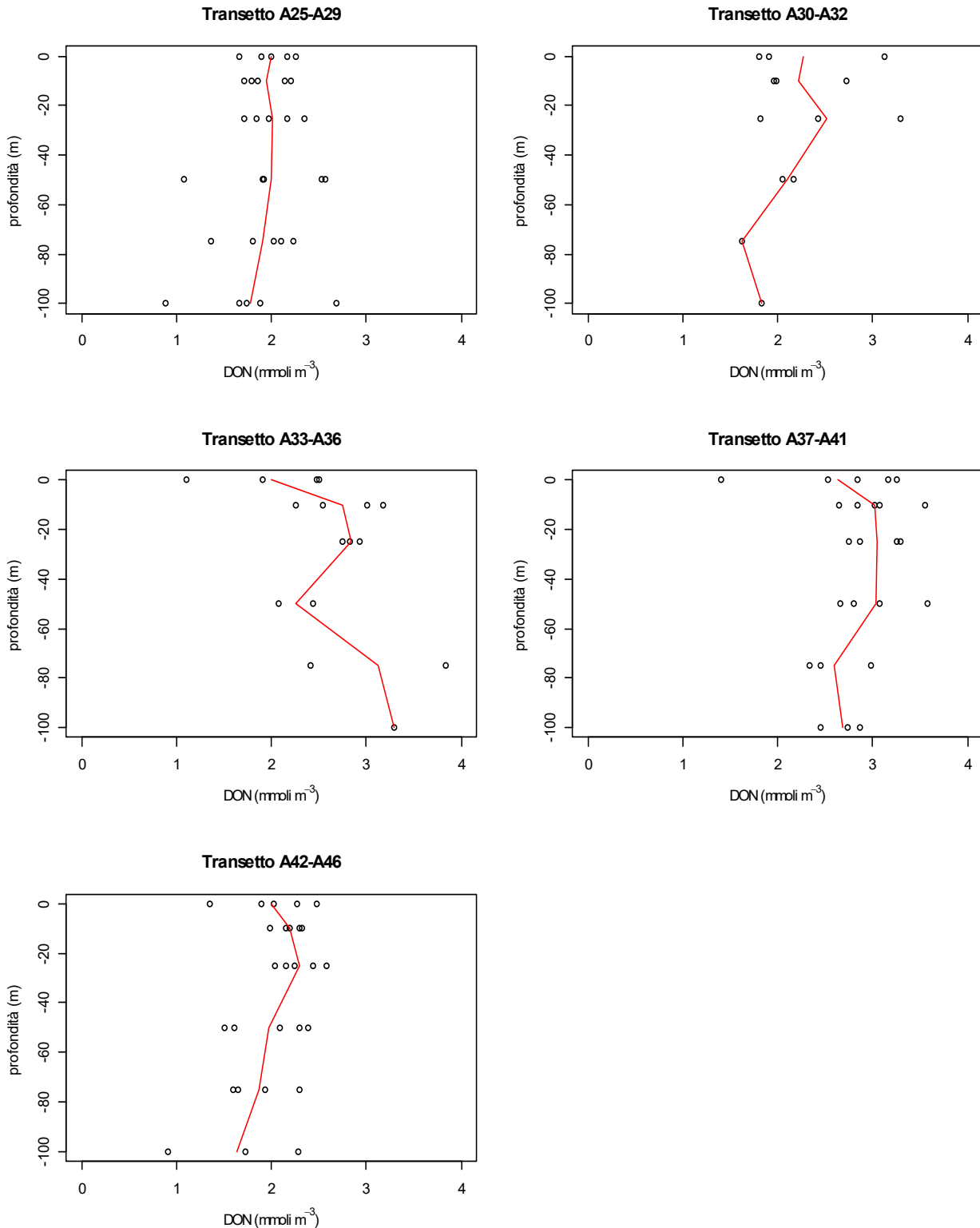


Figura 2.4.1.2.8. Concentrazioni dell'Azoto Organico Dissolto (DON) vs profondità nei cinque transetti campionati per la definizione dell'idrologia nell'area di immersione e profilo della concentrazione media lungo il transetto (-).

Il DON presenta la stessa distribuzione verticale osservata per il TDN: valori omogenei lungo la colonna d'acqua nei due transetti esterni e una maggiore variabilità, caratterizzata dalla presenza di valori elevati in superficie, nei transetti centrali (Figura 2.4.1.2.9). Il valore medio per l'area è 3.8 mmoli m^{-3} .

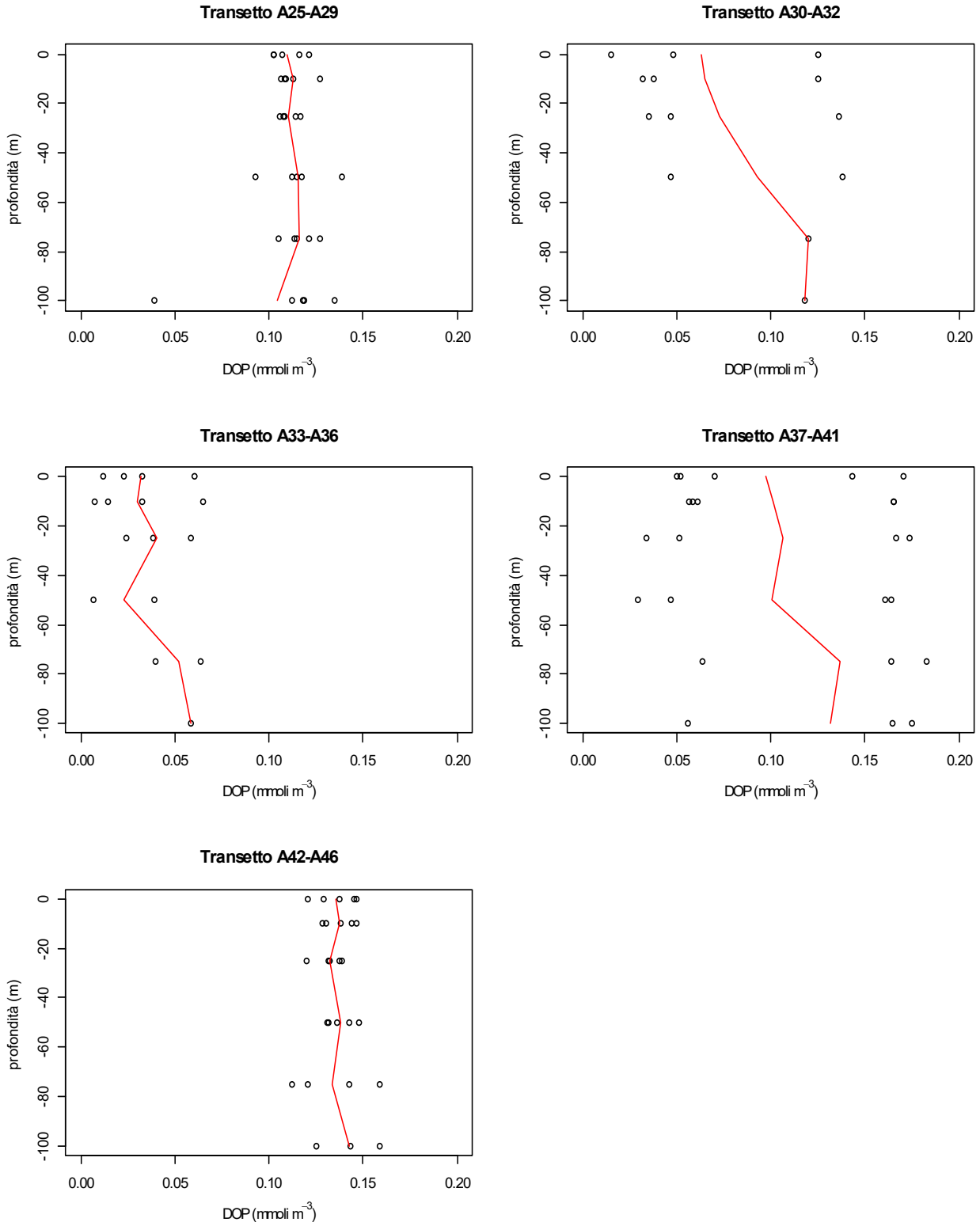


Figura 2.4.1.2.9. Concentrazioni del Fosforo Organico Disciolto (DOP) vs profondità nei cinque transetti campionati per la definizione dell'idrologia nell'area di immersione e profilo della concentrazione media lungo il transetto (-).

Anche il DOP presenta la stessa distribuzione del TDP caratterizzata da valori mediamente più elevati nelle stazioni non influenzate dai fiumi (Figura 2.4.1.2.9), indicando così che, nel periodo di indagine, l'apporto terrigeno determina essenzialmente un aumento di fosforo inorganico.

Tabella 2.4.1.2.2. Concentrazioni di Azoto e Fosforo Totali Disciolti (TDN e TDP) e Azoto e Fosforo Organici Disciolti (DON e DOP) nelle stazioni campionate per la definizione dell'idrologia nell'area di immersione.

Sigla campione	TDN (mmoli m ⁻³)	TDP (mmoli m ⁻³)	DON (mmoli m ⁻³)	DOP (mmoli m ⁻³)
A25_0	3.09	0.12	2.25	0.10
A25_10	2.49	0.13	1.79	0.11
A25_25	2.52	0.11	1.84	0.11
A25_50	2.23	0.11	1.08	0.09
A25_75	2.04	0.11	1.36	0.10
A25_100	2.60	0.11	0.89	0.04
A26_0	2.27	0.11	1.67	0.10
A26_10	2.59	0.12	2.14	0.11
A26_25	2.62	0.12	2.16	0.11
A26_50	2.52	0.12	1.92	0.11
A26_75	2.81	0.12	2.23	0.11
A26_100	3.02	0.12	1.66	0.11
A27_0	2.37	0.11	1.90	0.11
A27_10	2.28	0.11	1.72	0.11
A27_25	2.42	0.12	1.97	0.12
A27_50	2.44	0.12	1.90	0.12
A27_75	2.65	0.12	2.10	0.12
A27_100	2.67	0.12	1.74	0.12
A28_0	2.61	0.12	2.16	0.12
A28_10	2.25	0.11	1.85	0.11
A28_25	2.66	0.12	2.35	0.11
A28_50	2.90	0.12	2.53	0.11
A28_75	2.34	0.12	1.80	0.11
A28_100	2.83	0.13	1.88	0.13
A29_0	2.57	0.13	2.00	0.12
A29_10	2.82	0.13	2.20	0.13
A29_25	2.32	0.13	1.72	0.11
A29_50	3.05	0.14	2.56	0.14
A29_75	2.48	0.14	2.03	0.13
A29_100	3.81	0.14	2.68	0.12
A30_0	3.86	0.07	3.12	0.05
A30_10	4.68	0.07	2.72	0.03
A30_25	4.50	0.07	3.30	0.04
A31_0	3.05	0.05	1.90	0.02
A31_10	3.04	0.06	1.98	0.04
A31_25	3.74	0.07	2.43	0.05
A31_50	3.94	0.07	2.04	0.05
A32_0	2.81	0.14	1.81	0.13
A32_10	3.09	0.15	1.95	0.13
A32_25	2.79	0.15	1.81	0.14
A32_50	3.01	0.15	2.16	0.14
A32_75	2.91	0.15	1.62	0.12
A32_100	3.10	0.15	1.83	0.12
A33_0	3.82	0.08	1.91	0.02
A33_10	4.61	0.08	3.17	0.01

A33_18	3.95	0.08	2.02	0.02
A34_0	3.23	0.06	1.10	0.01
A34_10	3.34	0.06	2.26	0.01
A34_25	3.69	0.08	2.93	0.04
A35_0	2.84	0.06	2.48	0.03
A35_10	3.07	0.06	2.54	0.03
A35_25	3.07	0.05	2.75	0.02
A35_50	3.12	0.04	2.44	0.01
A35_75	3.38	0.07	2.41	0.04
A36_0	2.95	0.09	2.51	0.06
A36_10	3.67	0.09	3.01	0.07
A36_25	3.45	0.09	2.83	0.06
A36_50	3.05	0.07	2.07	0.04
A36_75	4.28	0.09	3.83	0.06
A36_100	4.43	0.09	3.30	0.06
A37_0	4.69	0.08	3.16	0.05
A37_10	4.51	0.09	3.08	0.06
A37_15	4.51	0.09	2.88	0.06
A38_0	2.81	0.09	1.41	0.07
A38_10	4.63	0.08	2.65	0.06
A38_25	4.38	0.07	3.26	0.03
A38_50	4.71	0.08	3.58	0.03
A39_0	4.50	0.08	3.25	0.05
A39_10	4.91	0.08	3.55	0.06
A39_25	4.60	0.08	3.30	0.05
A39_50	4.31	0.08	3.07	0.05
A39_75	4.45	0.09	2.99	0.06
A39_100	4.24	0.08	2.74	0.06
A40_0	3.24	0.18	2.52	0.17
A40_10	3.57	0.18	3.02	0.17
A40_25	3.45	0.18	2.75	0.17
A40_50	3.49	0.18	2.80	0.16
A40_75	3.49	0.19	2.45	0.18
A40_100	3.70	0.19	2.45	0.18
A41_0	3.51	0.17	2.83	0.14
A41_10	3.71	0.18	2.84	0.17
A41_25	3.65	0.18	2.87	0.17
A41_50	3.64	0.17	2.66	0.16
A41_75	3.47	0.18	2.33	0.16
A41_100	3.79	0.18	2.87	0.16
A42_0	2.72	0.15	2.27	0.12
A42_10	2.76	0.15	2.15	0.13
A42_25	2.66	0.15	2.04	0.12
A42_50	2.93	0.18	2.29	0.14
A43_0	3.19	0.14	1.35	0.13
A43_10	2.83	0.15	2.29	0.13
A43_25	3.01	0.15	2.24	0.13
A43_50	2.78	0.14	1.51	0.13
A43_75	3.21	0.15	1.93	0.11
A43_100	2.86	0.16	1.89	0.15
A44_0	2.78	0.16	1.98	0.14
A44_10	2.86	0.15	2.16	0.13
A44_25	3.11	0.15	2.39	0.13
A44_50	3.39	0.17	1.59	0.12

A44_75	3.50	0.17	0.91	0.13
A44_100	3.18	0.16	2.02	0.14
A45_0	3.09	0.16	2.19	0.14
A45_10	3.12	0.16	2.44	0.14
A45_25	3.29	0.16	2.09	0.14
A45_50	3.35	0.17	1.64	0.14
A45_75	3.21	0.18	1.72	0.14
A45_100	2.84	0.16	2.47	0.15
A46_0	2.81	0.16	2.33	0.15
A46_10	3.11	0.16	2.58	0.14
A46_25	3.02	0.17	1.60	0.15
A46_50	3.00	0.16	2.30	0.16
A46_75	3.63	0.17	2.29	0.16
A46_100	3.09	0.12	2.25	0.10

Solidi Sospesi Totali

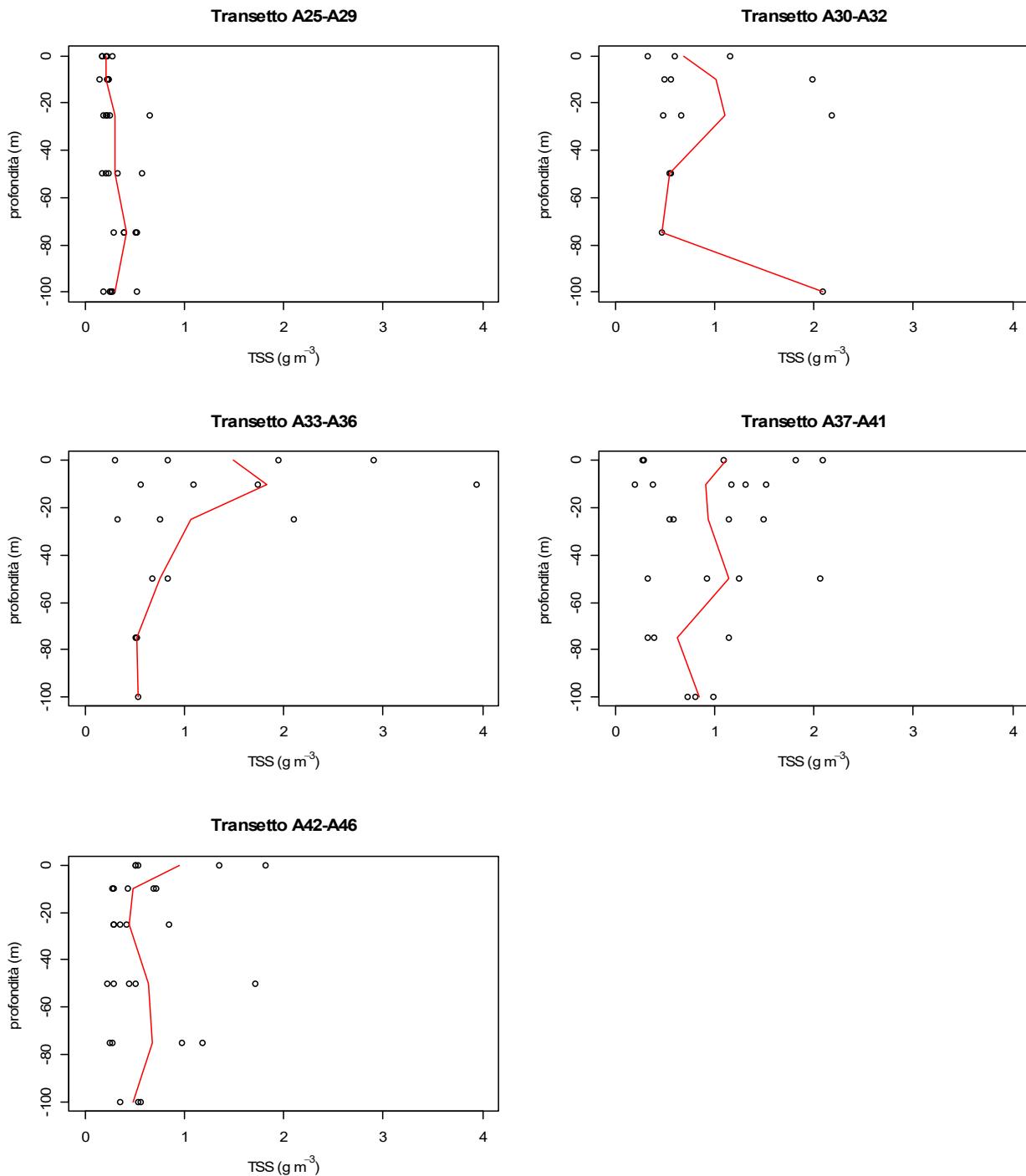


Figura 2.4.1.2.10. Concentrazioni dei Solidi Sospesi Totali (TSS) vs profondità nei cinque transetti campionati per la definizione dell'idrologia nell'area di immersione e profilo della concentrazione media lungo il transetto (-).

Le concentrazioni di TSS sono molto basse lungo il transetto A25-A29 (Costiera Amalfitana), dove presentano valori sempre inferiori a 0.65 g m^{-3} . I valori più elevati si osservano in superficie nei pressi della Foce del

Picentino (Transetto A33-A36). Il *range* di concentrazione per l'intera area è 0.15-3.94 g m⁻³ (tabella 2.4.1.2.3) e la concentrazione media è 0.75 g m⁻³.

Tabella 2.4.1.2.3. Concentrazioni dei Solidi Sospesi Totali (TSS) nelle stazioni campionate per la definizione dell'idrologia nell'area di immersione.

Sigla campione	TSS (g m ⁻³)
A25_0	3.09
A25_10	2.49
A25_25	2.52
A25_50	2.23
A25_75	2.04
A25_100	2.60
A26_0	2.27
A26_10	2.59
A26_25	2.62
A26_50	2.52
A26_75	2.81
A26_100	3.02
A27_0	2.37
A27_10	2.28
A27_25	2.42
A27_50	2.44
A27_75	2.65
A27_100	2.67
A28_0	2.61
A28_10	2.25
A28_25	2.66
A28_50	2.90
A28_75	2.34
A28_100	2.83
A29_0	2.57
A29_10	2.82
A29_25	2.32
A29_50	3.05
A29_75	2.48
A29_100	3.81
A30_0	3.86
A30_10	4.68
A30_25	4.50
A31_0	3.05
A31_10	3.04
A31_25	3.74
A31_50	3.94
A32_0	2.81
A32_10	3.09
A32_25	2.79
A32_50	3.01
A32_75	2.91
A32_100	3.10
A33_0	3.82
A33_10	4.61



A33_18	3.95
A34_0	3.23
A34_10	3.34
A34_25	3.69
A35_0	2.84
A35_10	3.07
A35_25	3.07
A35_50	3.12
A35_75	3.38
A36_0	2.95
A36_10	3.67
A36_25	3.45
A36_50	3.05
A36_75	4.28
A36_100	4.43
A37_0	4.69
A37_10	4.51
A37_15	4.51
A38_0	2.81
A38_10	4.63
A38_25	4.38
A38_50	4.71
A39_0	4.50
A39_10	4.91
A39_25	4.60
A39_50	4.31
A39_75	4.45
A39_100	4.24
A40_0	3.24
A40_10	3.57
A40_25	3.45
A40_50	3.49
A40_75	3.49
A40_100	3.70
A41_0	3.51
A41_10	3.71
A41_25	3.65
A41_50	3.64
A41_75	3.47
A41_100	3.79
A42_0	2.72
A42_10	2.76
A42_25	2.66
A42_50	2.93
A43_0	3.19
A43_10	2.83
A43_25	3.01
A43_50	2.78
A43_75	3.21
A43_100	2.86
A44_0	2.78
A44_10	2.86
A44_25	3.11
A44_50	3.39



A44_75	3.50
A44_100	3.18
A45_0	3.09
A45_10	3.12
A45_25	3.29
A45_50	3.35
A45_75	3.21
A45_100	2.84
A46_0	2.81
A46_10	3.11
A46_25	3.02
A46_50	3.00
A46_75	3.63
A46_100	3.09

2.4.1.3 Caratterizzazione biologica

Caratterizzazione delle comunità fitoplanctoniche

Le concentrazioni di biomassa fitoplanctonica (Chl *a*) nell'area identificata per la definizione dell'idrologia dell'area di immersione sono comprese tra 0.04 e 0.37 mg m⁻³, la concentrazione media è 0.19 mg m⁻³.

La distribuzione della Chl *a* risulta abbastanza omogenea lungo la colonna d'acqua in quasi tutte le stazioni campionate (Figura 2.4.1.3.1). I valori più elevati, superiori a 0.30 mg m⁻³, sono stati osservati in corrispondenza della stazione A33, ubicata in prossimità della Foce del Picentino, sia alla quota superficiale sia a quella di fondo.

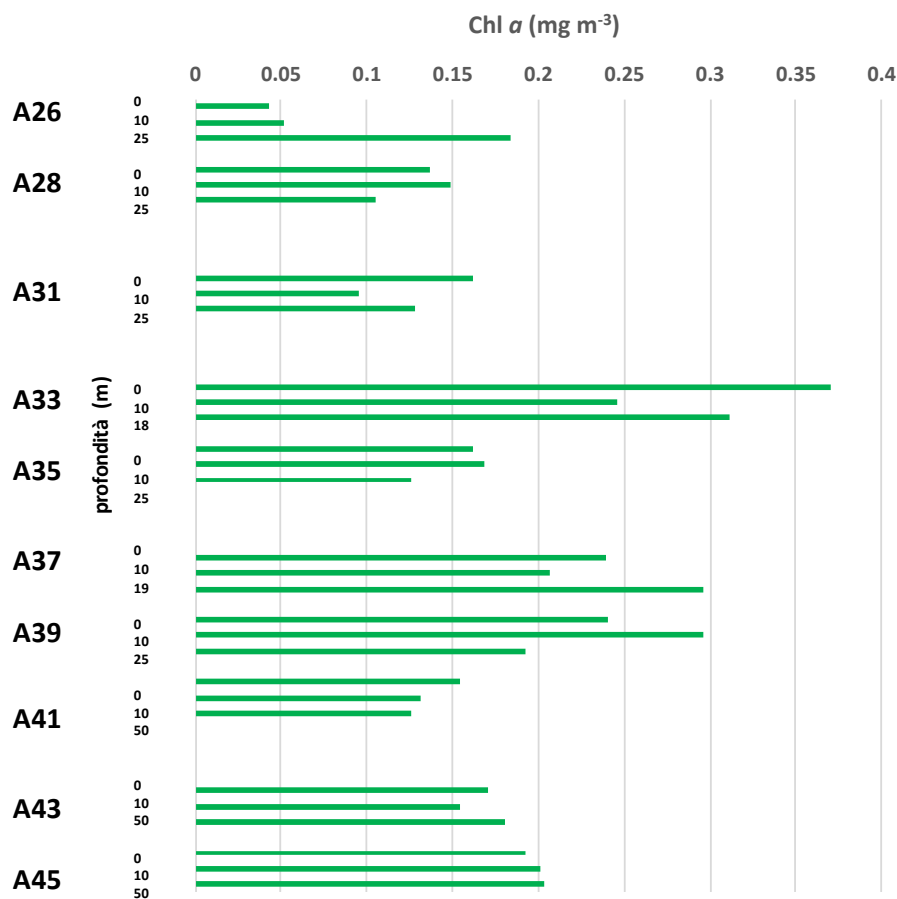


Figura 2.4.1.3.3. Distribuzione verticale della Chl *a* nelle stazioni campionate per la definizione dell'idrologia dell'area di immersione.

La Chl *a* in superficie (Figura 2.4.1.3.2) presenta la stessa distribuzione della fluorescenza, riportata in figura 2.4.1.1.7, ed è caratterizzata da valori più bassi in Costiera Amalfitana e concentrazioni più elevate in prossimità delle foci fluviali.

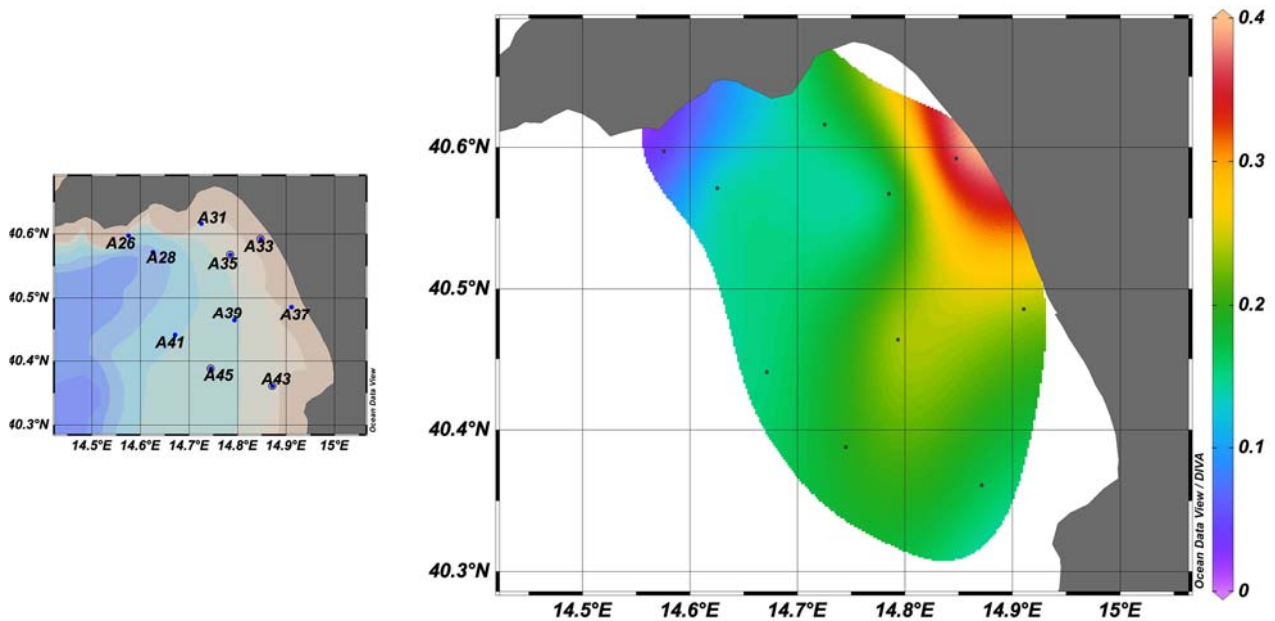


Figura 2.4.1.3.2. Distribuzione in superficie della Chl a (mg m^{-3}) nelle stazioni campionate per la definizione dell'idrologia dell'area di immersione.

Tabella 2.4.1.3.2. Concentrazioni di Chl a (mg m^{-3}) nelle stazioni campionate per la definizione dell'idrologia dell'area di immersione.

Sigla campione	Chl a (mg m^{-3})
A26_0	0.04
A26_10	0.05
A26_25	0.18
A28_0	0.14
A28_10	0.15
A28_25	0.11
A31_0	0.16
A31_10	0.10
A31_25	0.13
A33_0	0.37
A33_10	0.25
A33_18	0.31
A35_0	0.16
A35_10	0.17
A35_25	0.13
A37_0	0.24
A37_10	0.21
A37_15	0.30
A39_0	0.24
A39_10	0.30
A39_25	0.19
A41_0	0.15
A41_10	0.13
A41_50	0.13
A43_0	0.17

A43_10	0.15
A43_50	0.18
A45_0	0.19
A45_10	0.20
A45_50	0.20

L'analisi tassonomica della comunità fitoplanctonica ha evidenziato valori di abbondanza generalmente bassi alle stazioni posizionate tra Praiano e Agropoli, analizzate per la definizione dell'idrologia dell'area di immersione (Figura 2.4.1.3.3). In particolare, le concentrazioni risultano più elevate alle stazioni prossime alla foce del Sele (A33-39) e inferiori alle stazioni situate lungo i transetti della Costiera Amalfitana (A26-28), della costa cilentana (A43-45) e al largo del porto di Salerno (A31). La distribuzione verticale è piuttosto omogenea lungo la colonna d'acqua, con valori generalmente inferiori negli strati più profondi; l'unica eccezione è rappresentata dalla stazione A33 dove si osserva un andamento opposto delle concentrazioni cellulari, con il massimo di abbondanza fitoplanctonica in profondità.

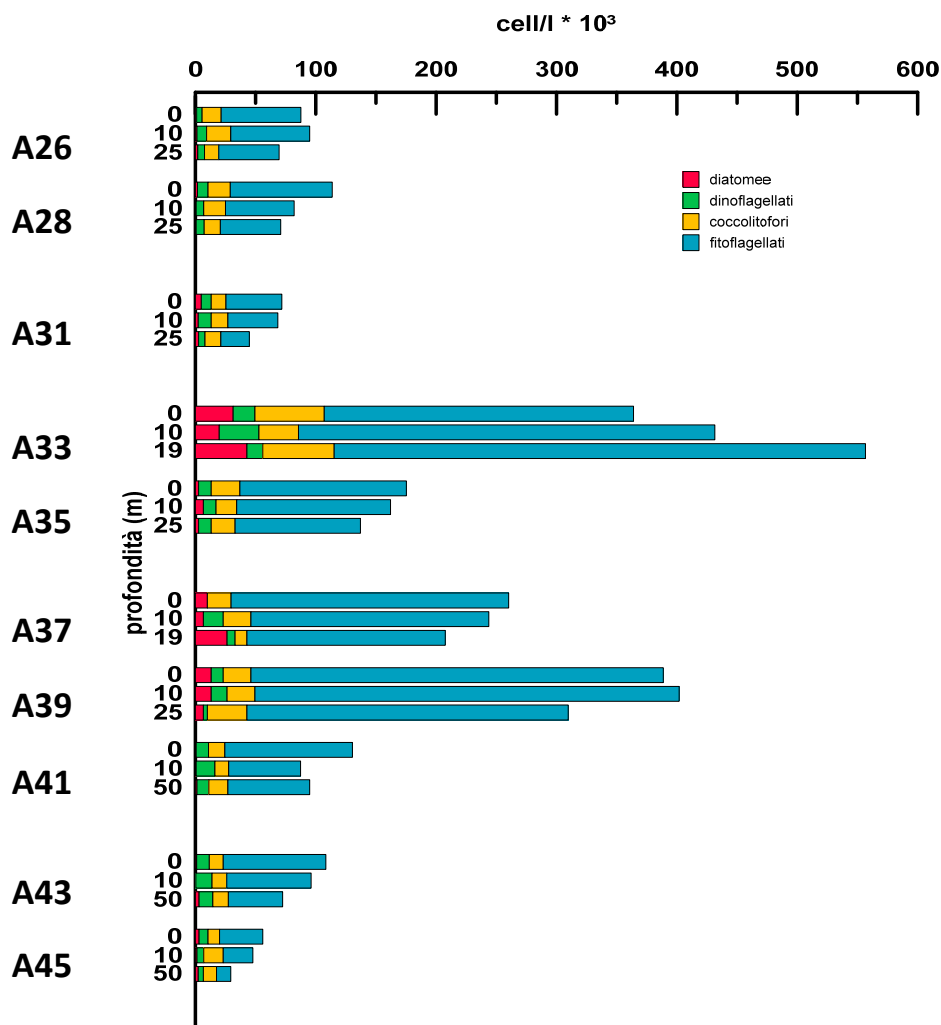


Figura 2.4.1.3.3. Distribuzione verticale del fitoplancton alle stazioni considerate per la definizione dell'idrologia dell'area di immersione.

I popolamenti fitoplanctonici sono composti principalmente da fitoflagellati di piccole dimensioni (<10 µm) e, in misura minore, da coccolitofori e dinoflagellati. Solo in alcune stazioni nella zona delle foci del Picentino e del Sele si osserva un maggiore contributo delle diatomee che alla stazione A33, alla profondità di 19 m, costituiscono il 13% dell'intero popolamento, con una abbondanza di $42 \cdot 10^3$ cell l⁻¹.

Caratterizzazione delle comunità zooplanctoniche

L'analisi tassonomica della comunità zooplanctonica ha evidenziato valori di abbondanza bassi nelle stazioni A26, A31, A35 e A37, mentre le abbondanze più alte sono state osservate rispettivamente, nella stazione più esterna alla foce del Sele (A39, 906 ind.m⁻³) e nella più interna del transetto in prossimità della foce del fiume Picentino (A33, 600 ind.m⁻³) (Figura 2.4.1.3.4). Lungo la costa cilentana (A43-A45) i valori di abbondanza sono paragonabili tra loro e superano i 400 individui metro cubo (ind.m⁻³) (Figura 2.4.1.3.4).

La comunità zooplanctonica è dominata in tutte le stazioni dal popolamento a copepodi (>70%), altri gruppi zooplanctonici con un'abbondanza superiore a 100 ind. m⁻³ si osservano esclusivamente nelle stazioni con le abbondanze più alte (A33 e A39) e nelle stazioni più esterne della costa cilentana (Figura 2.4.1.3.5).

Nel popolamento a copepodi le abbondanze più alte sono rappresentate dagli stadi giovanili dei generi *Oithona*, *Oncaea* e *Clausocalanus*, tutti copepodi di piccola taglia (≤ 1 mm). Tra gli altri taxa oloplanctonici vi sono solo le Appendicolarie, che rappresentano dal 2 % al 10% del totale zooplancton, ed i Chetognati, che costituiscono mediamente il 6 % del totale zooplancton. Il meroplancton presenta un contributo percentuale più alto, circa 7%, solo nelle stazioni A33 e A35 ed è dovuto alla presenza delle larve di Echinodermi (Figura 2.4.1.3.5).

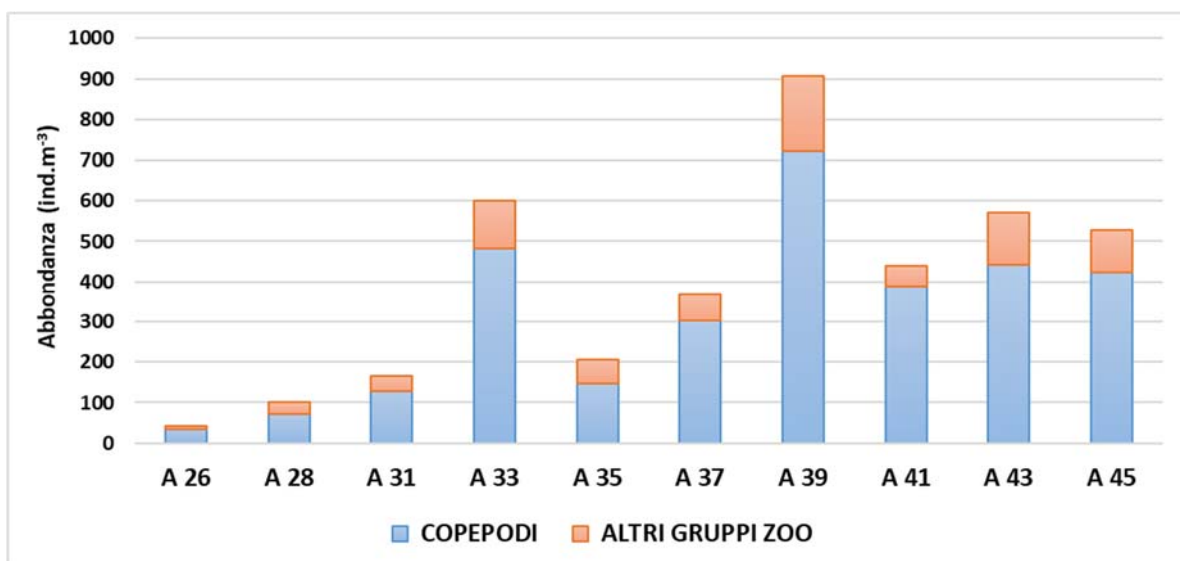


Figura 2.4.1.3.4. Abbondanza e composizione dello zooplancton alle stazioni considerate per la definizione dell'idrologia dell'area di immersione.

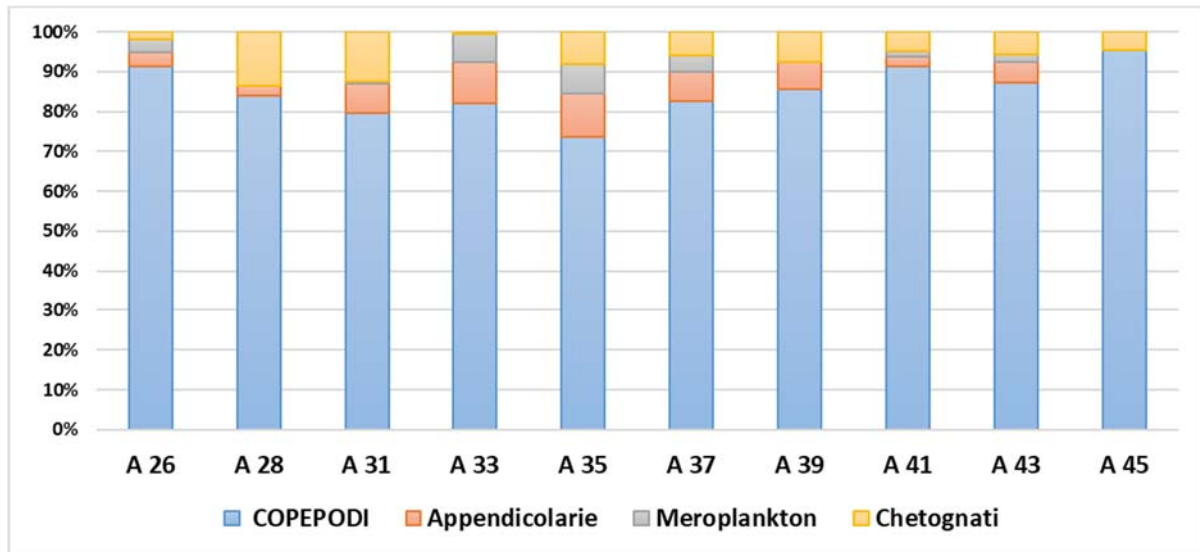


Figura 2.4.1.3.5. Composizione percentuale dei principali gruppi zooplanctonici alle stazioni considerate per la definizione dell'idrologia dell'area di immersione.

2.5 Aree potenzialmente impattate dall'operazione di immersione

2.5.1 Indagini idrologiche

2.5.1.1 Parametri fisico-chimici (sonda multiparametrica)

L'area di indagine può essere divisa in due sub-aree con caratteristiche completamente differenti: i transetti ubicati in prossimità della Costiera Amalfitana (stazioni A47-A58) e le stazioni ubicate in prossimità della piana alluvionale del Sele (stazioni A59-A70).

Si riportano di seguito le sezioni verticali dei principali parametri fisico-chimici acquisiti mediante sonda multiparametrica che, a causa delle marcate differenze, presentano scale di colore distinte.

L'area della Costiera Amalfitana compresa tra Amalfi e Capo d'Orso presenta valori di salinità elevati, bassi valori di torbidità e massimi sub-superficiali di fluorescenza che interessano uno strato abbastanza ampio della colonna d'acqua, localizzato in genere tra i 20 ed i 60 m di profondità (Figure 2.5.1.1.1-2.5.1.1.4). Le sezioni di salinità evidenziano la presenza di acque di origine terrigena alle stazioni A53 e A47, tuttavia la presenza di acqua meno salata è limitata alla superficie ed è confinata in un'area molto prossima alla costa. In tale sub-area la torbidità assume valori compresi tra 0.03 e 2.48 NTU, il 90° percentile nello strato 0-10m è 0.76 NTU. I valori di torbidità più bassi sono stati registrati alla stazione A55 (al largo di Minori) e quelli più elevati alla stazione centrale del transetto di Capo d'Orso (A48). In quasi tutte le stazioni si osserva un aumento di torbidità al fondo.

L'area antistante la piana alluvionale del Sele presenta valori di salinità notevolmente più bassi. Il minimo di salinità (35.99) è stato registrato alla stazione A63, in prossimità della Foce del Tusciano. La fluorescenza assume valori elevati lungo tutta la colonna d'acqua con un massimo sub-superficiale generalmente ubicato sui 10 m di profondità. La torbidità, compresa tra 0.85 e 31.54 NTU, presenta valori generalmente alti. In particolare, il transetto A68-A70 a sud del Sele presenta valori sempre superiori a 6.66 NTU (Figure 2.5.1.1.5-2.5.1.1.8). Il 90° percentile nello strato superficiale (0-10m) è pari a 10.33 NTU.

Le mappe superficiali riportate in figura 2.5.1.1.9 evidenziano le differenti proprietà fisico-chimiche delle due sub-aree individuate.

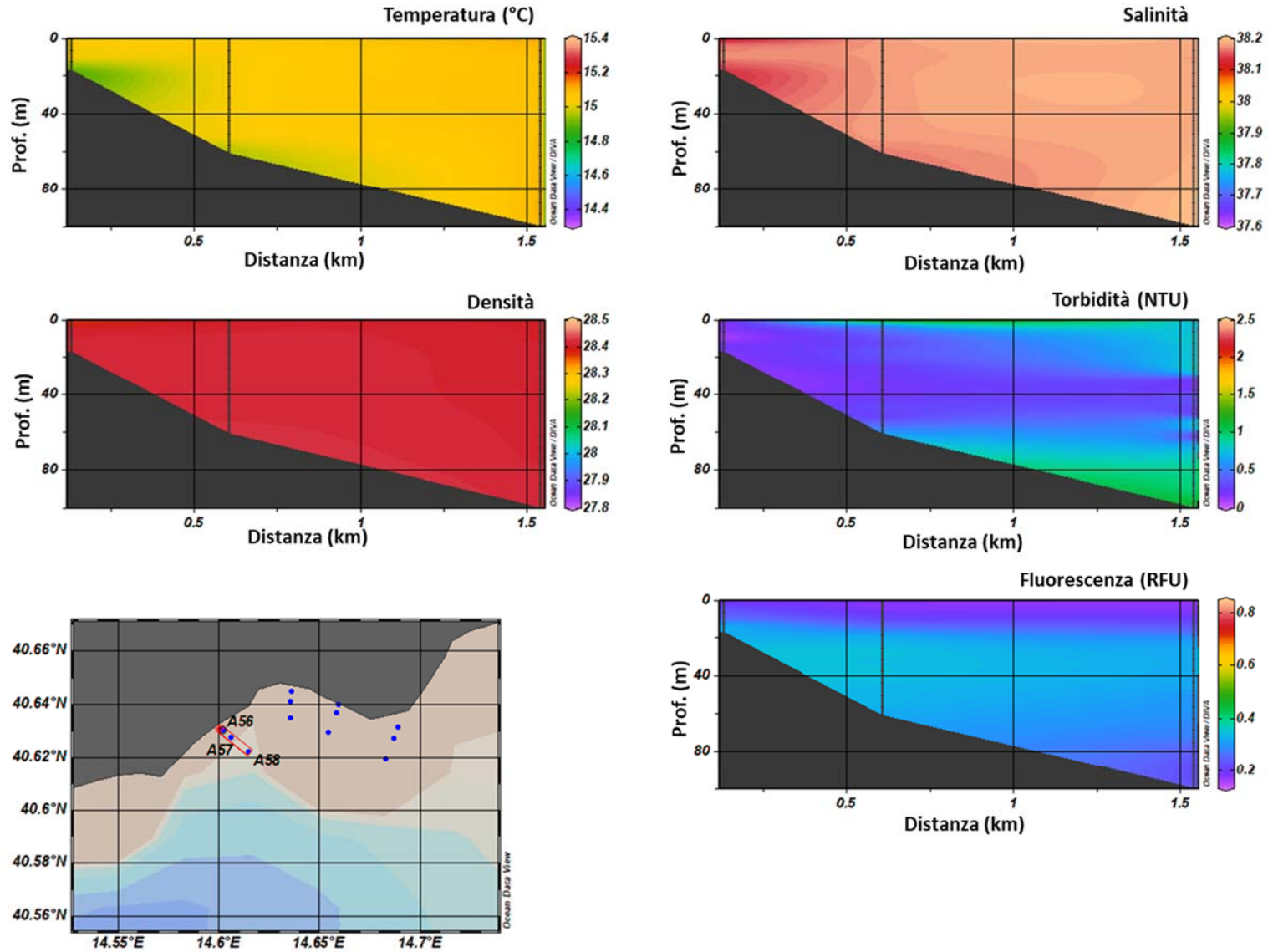


Figura 2.5.1.1.1. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A56, A57, A58).

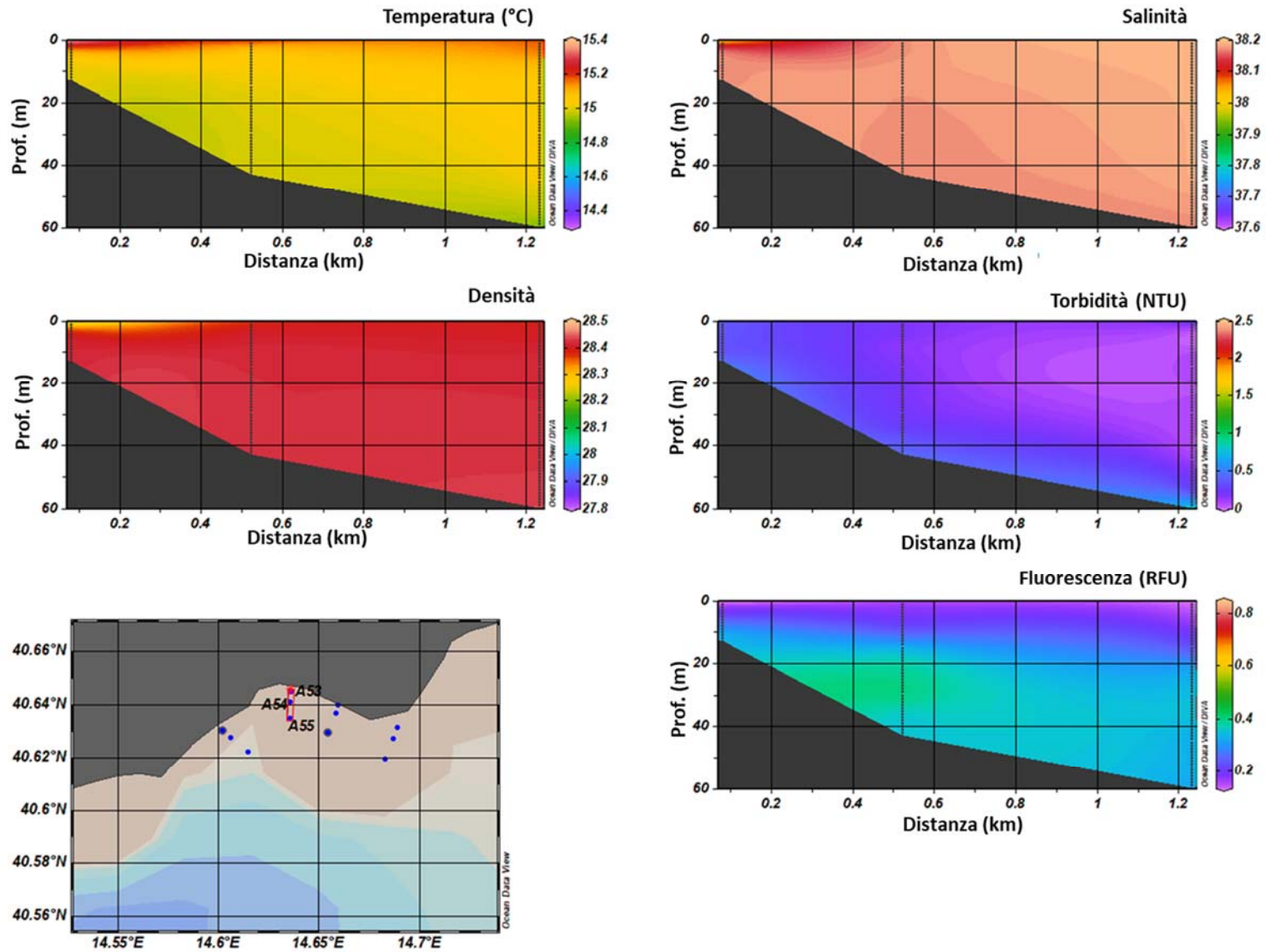


Figura 2.5.1.1.2. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A53, A54, A55).

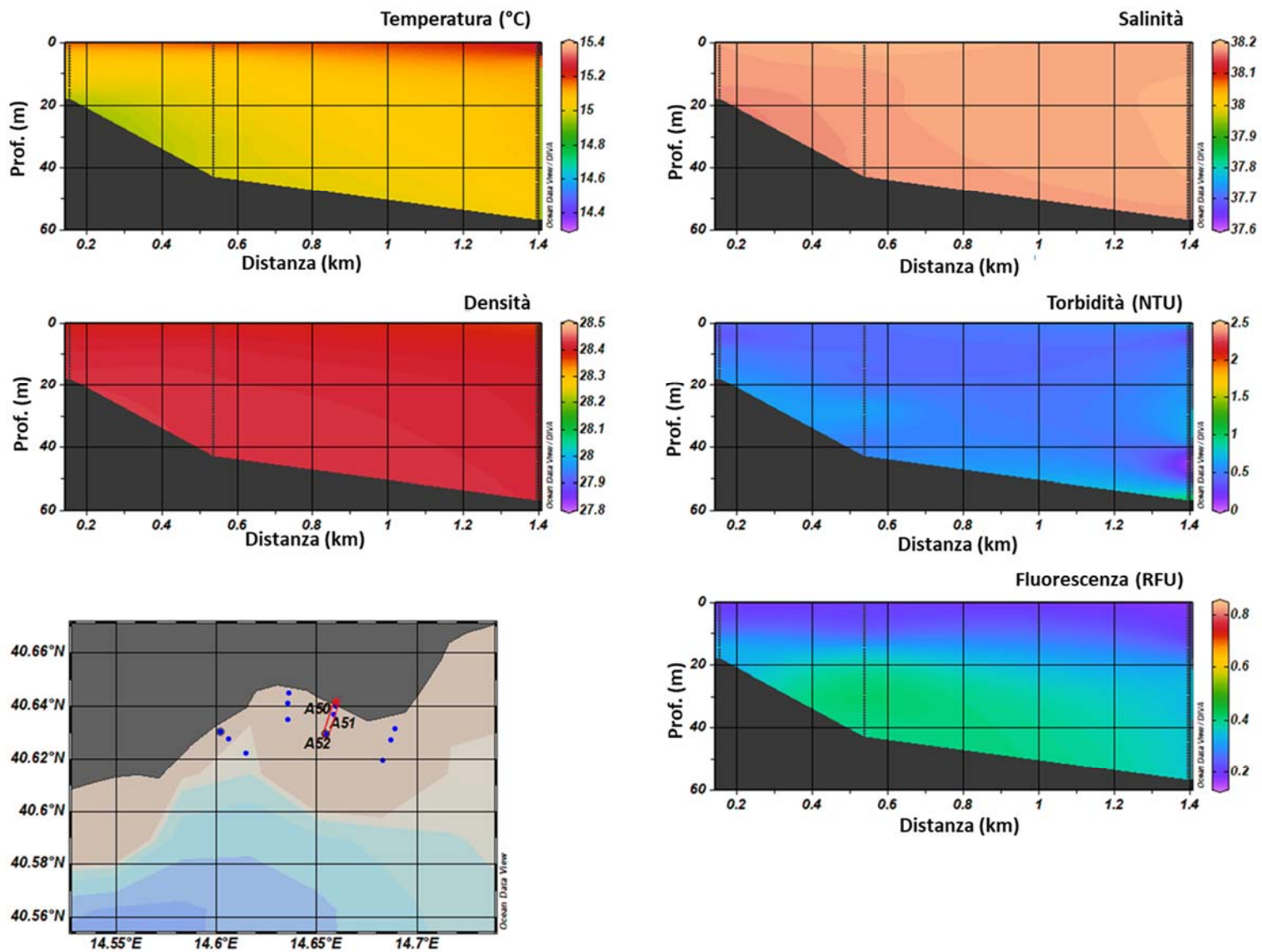


Figura 2.5.1.1.3. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A50, A51, A52).

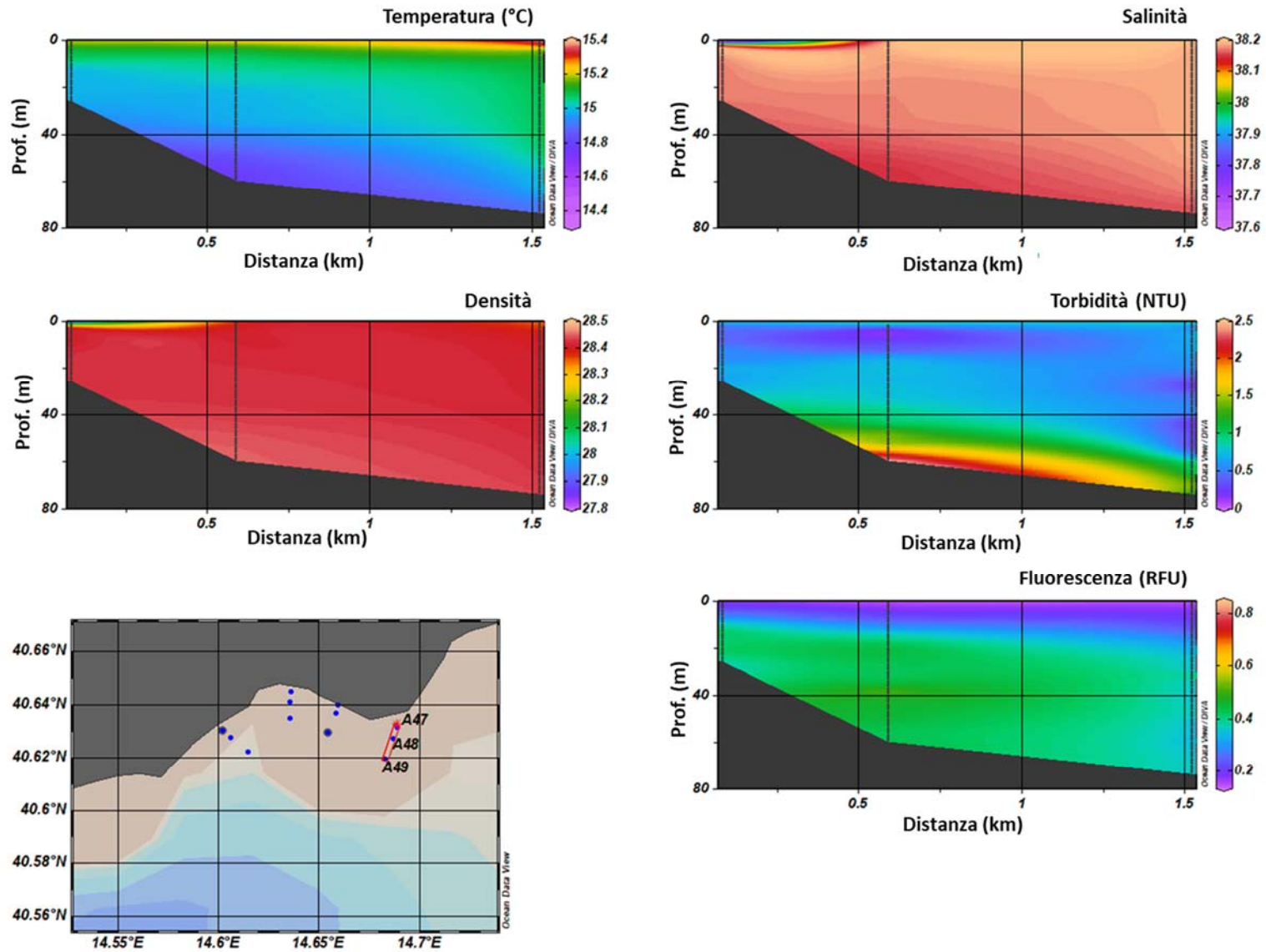


Figura 2.5.1.1.4. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A47, A48, A49).

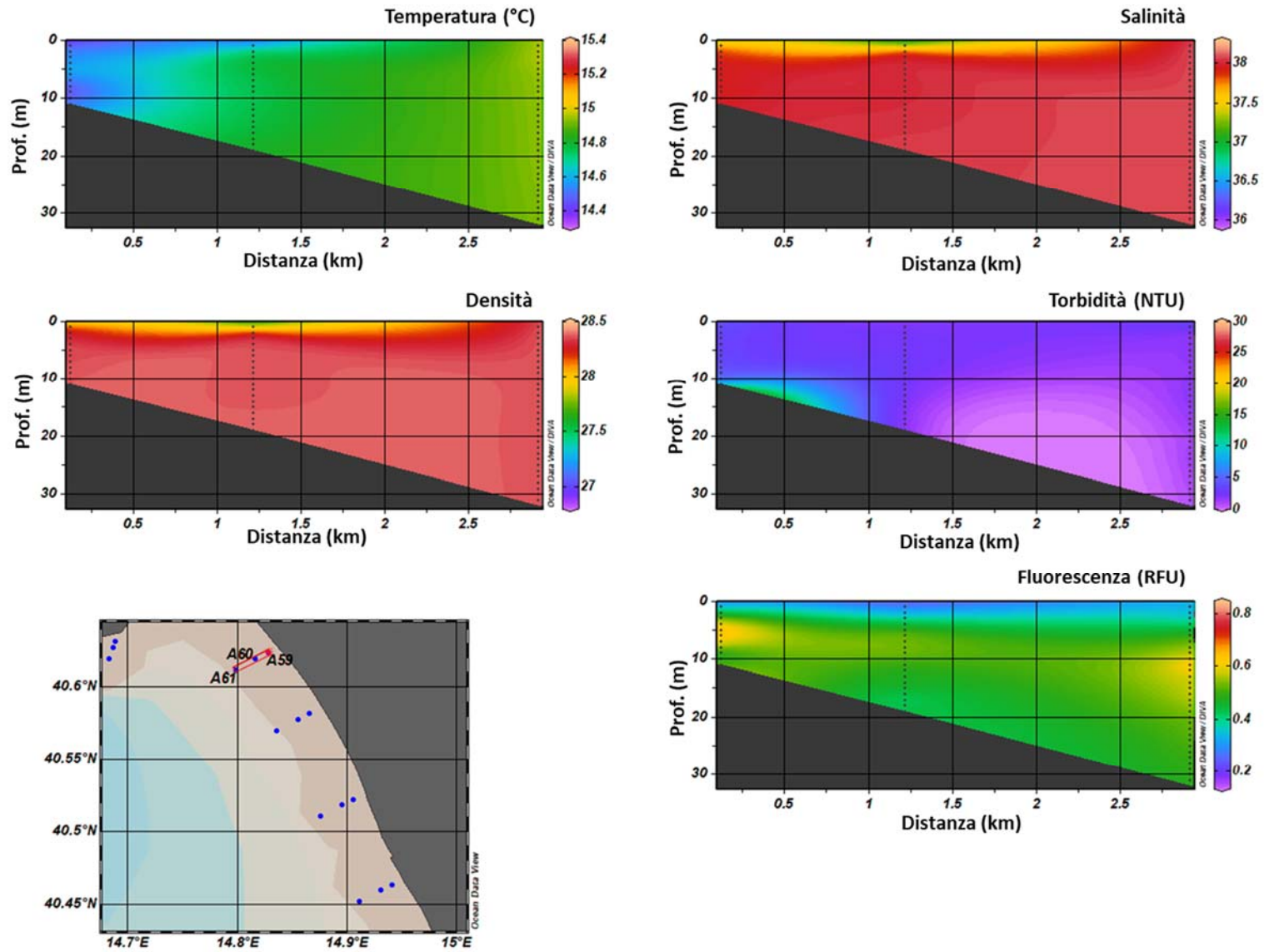


Figura 2.5.1.1.5. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A59, A60, A61).

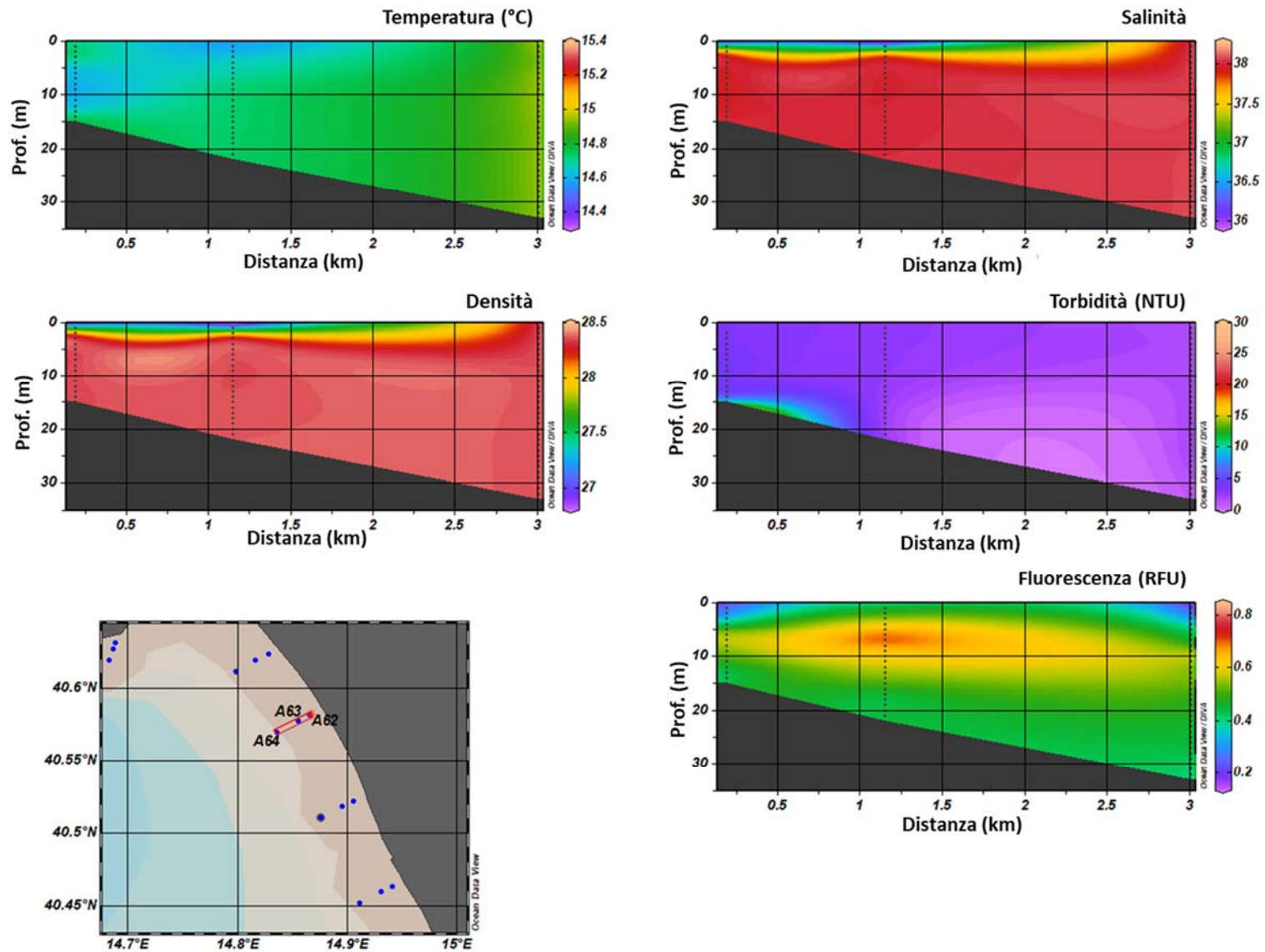


Figura 2.5.1.1.6. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A62, A63, A64).

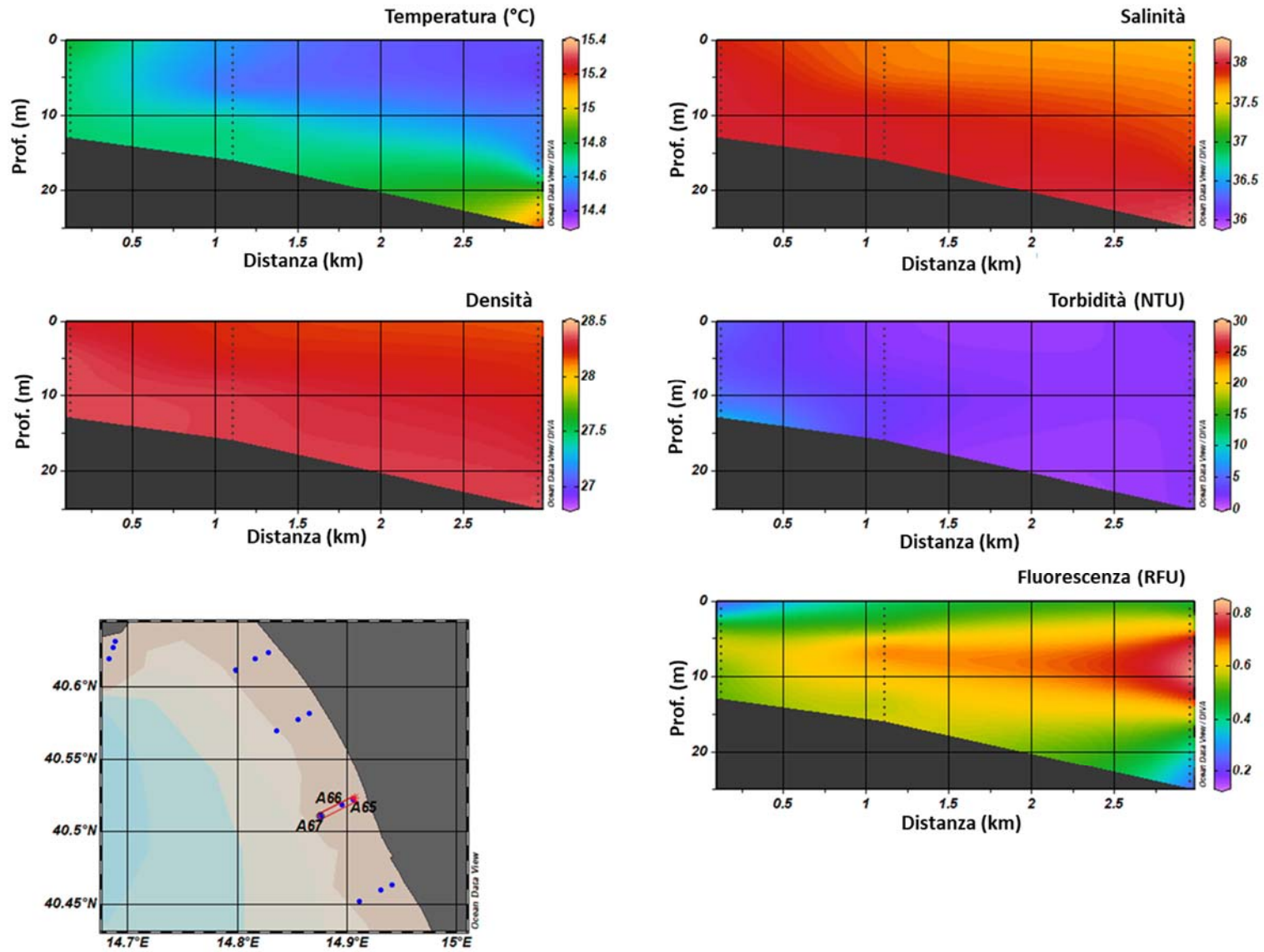


Figura 2.5.1.1.7. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A65, A66, A67).

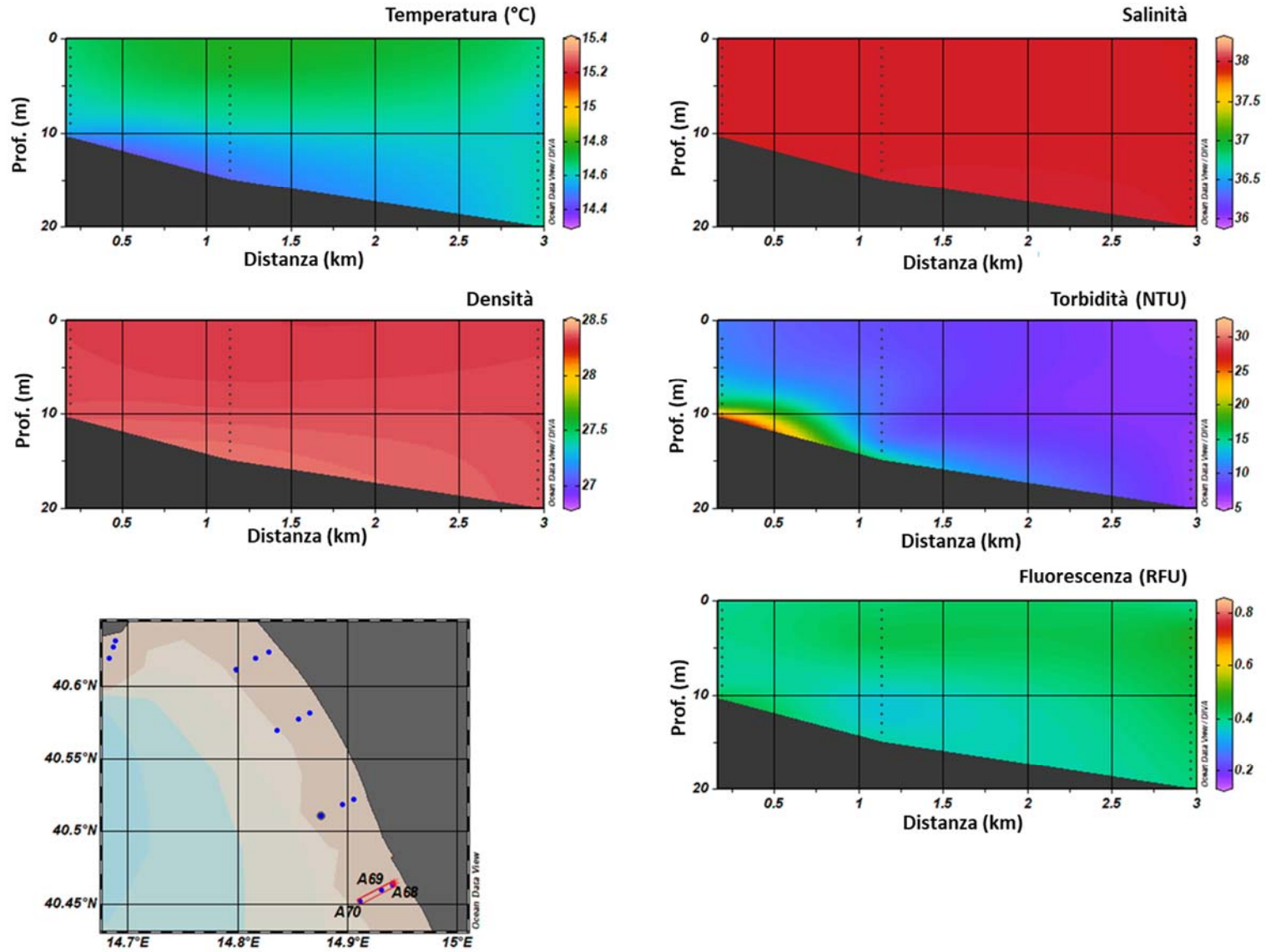


Figura 2.5.1.1.8. Sezioni verticali (superficie–fondo) di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza (stazioni A68, A69, A70).

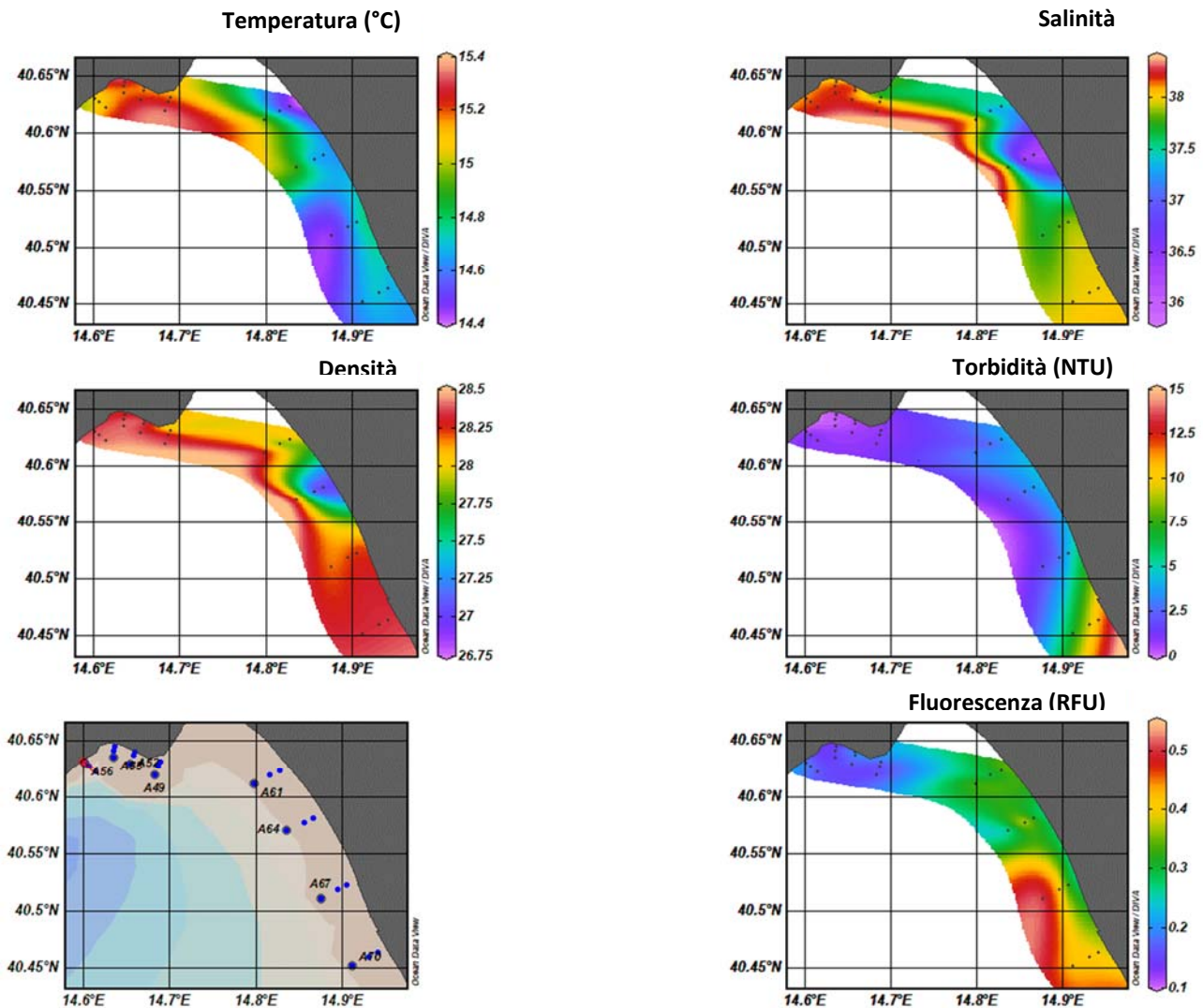


Figura 2.5.1.1.9. Mappe superficiali di temperatura, salinità, densità, torbidità e fluorescenza nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione.

2.5.1.2 Caratterizzazione chimica

Le differenze delle masse d'acqua osservate nel paragrafo precedente influenzano notevolmente le caratteristiche chimiche della colonna d'acqua. Pertanto anche parametri chimici sono analizzati separando le due sub-aree e sono state utilizzate scale differenti nei relativi grafici.

Nutrienti

Tutti i nutrienti inorganici presentano concentrazioni mediamente più elevate nella zona antistante la piana alluvionale del Sele (Figure 2.5.1.2.1-2.5.1.2.5, Tabella 2.5.1.2.1). Tali differenze sono molto evidenti per i fosfati e i silicati. Le concentrazioni più elevate si osservano lungo il transetto A68-A70 ubicato nei pressi della Foce del Sele.

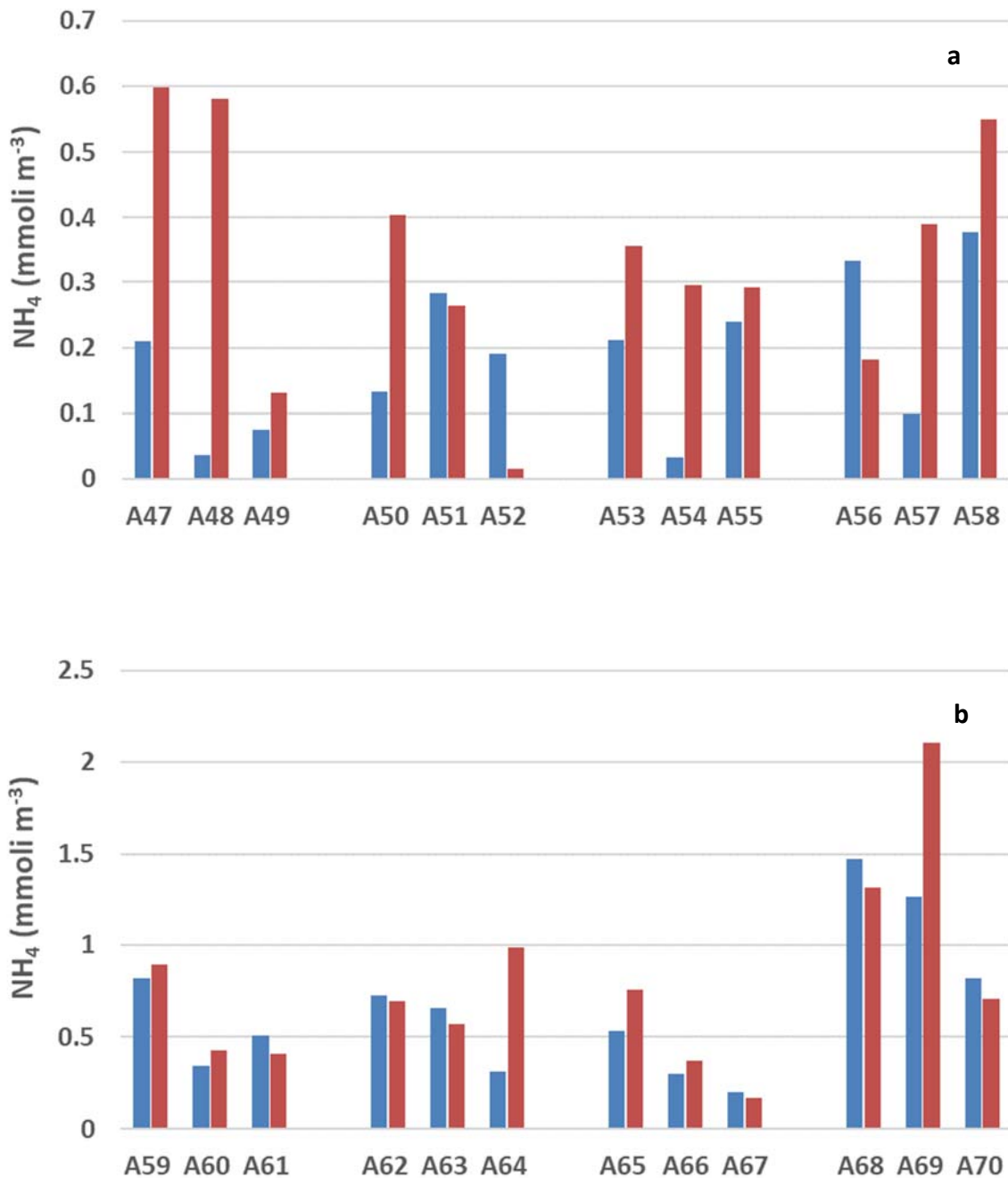


Figura 2.5.1.2.1. Concentrazioni di ammoniaca nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione (=superficie e =fondo) nelle stazioni **a)** A47-A58 e **b)** A59-A70.

Le concentrazioni di ammoniaca sono comprese tra 0.01 e 0.6 mmoli m⁻³ nell'area della Costiera Amalfitana e tra 0.17 e 2.10 mmoli m⁻³ nell'area del Sele (Figura 2.5.1.2.1). Le concentrazioni medie nelle due sub-aree sono rispettivamente 0.26 e 0.75 mmoli m⁻³.

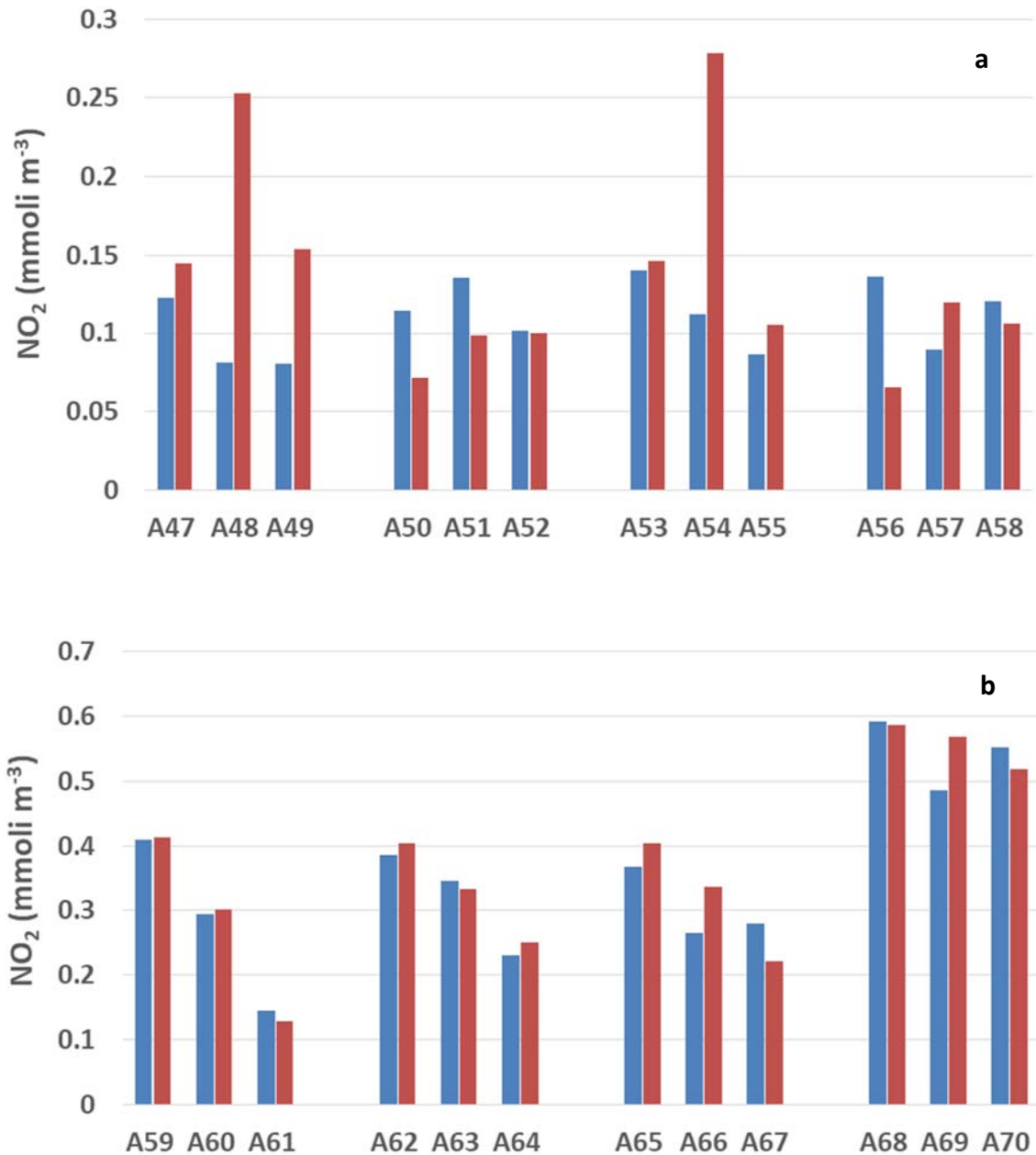


Figura 2.5.1.2.2. Concentrazioni di nitriti nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione (*superficie e ■ fondo) nelle stazioni **a)** A47-A58 e **b)** A59-A70.

I nitriti presentano concentrazioni comprese tra 0.07 e 0.28 mmol m⁻³ nell'area della Costiera Amalifitana e tra 0.13 e 0.59 mmol m⁻³ nell'area del Sele (Figura 2.5.1.2.2). Le concentrazioni medie nelle due sub-aree sono, rispettivamente, 0.12 e 0.37 mmol m⁻³.

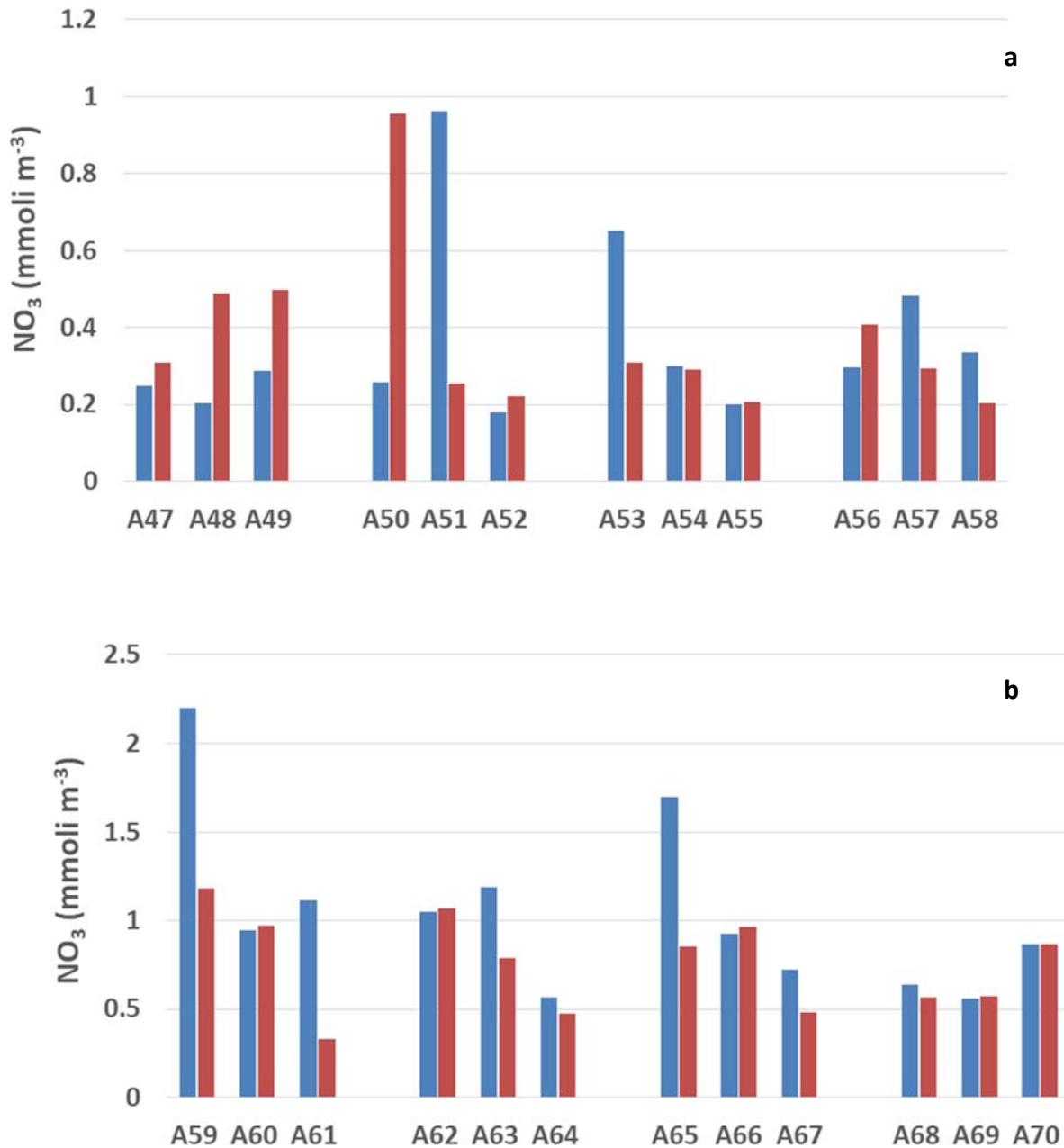


Figura 2.5.1.2.3. Concentrazioni di nitrati nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione (*superficie e fondo) nelle stazioni **a)** A47-A58 e **b)** A59-A70.

Il *range* di concentrazioni dei nitrati nell'area della Costiera Amalfitana è 0.18 – 0.96 mmol m⁻³, mentre per l'area del Sele è 0.3 - 2.20 mmol m⁻³(Figura 2.5.1.2.3). Le concentrazioni medie nelle due sub-aree sono, rispettivamente, 0.36 e 0.86 mmol m⁻³.

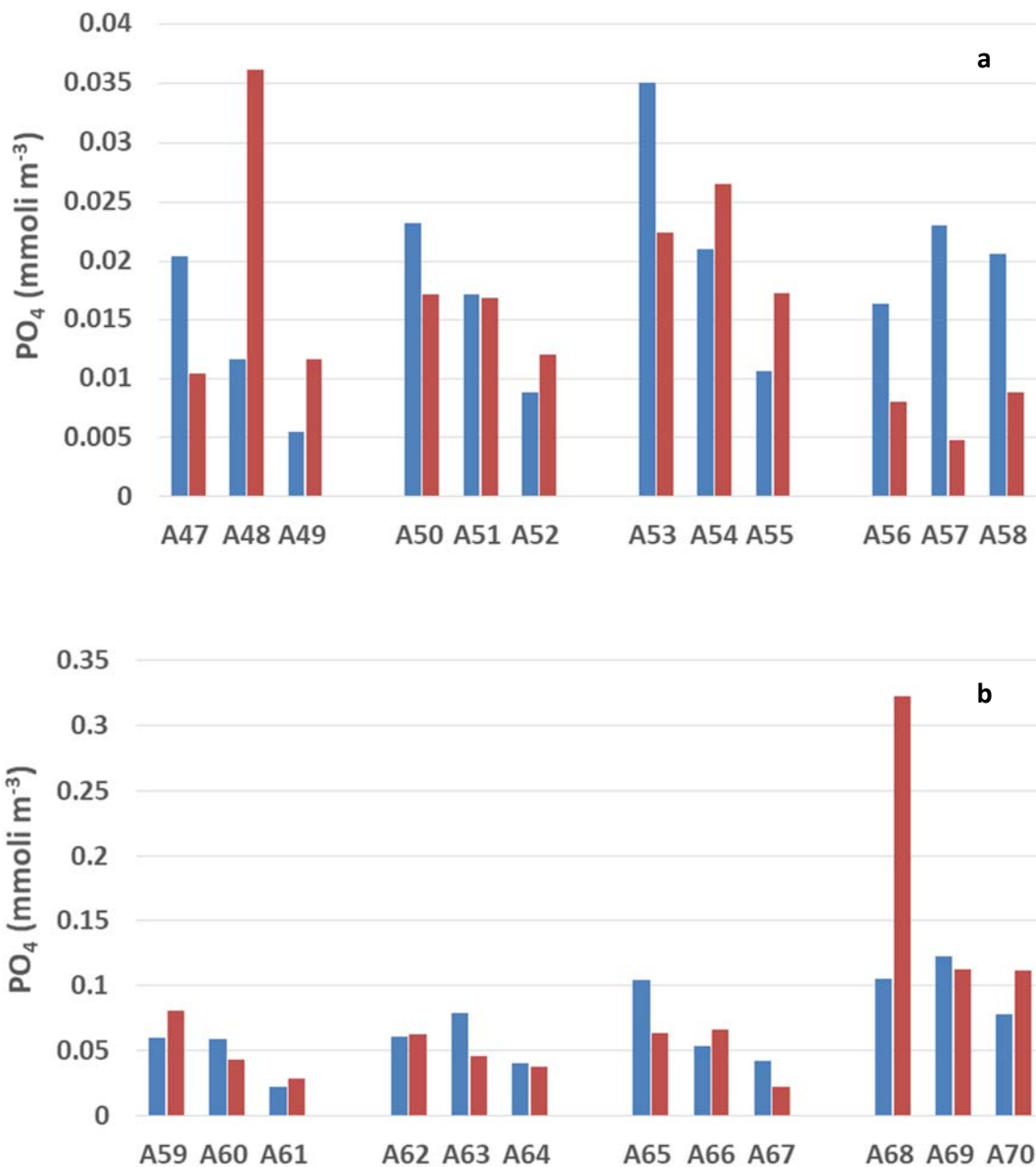


Figura 2.5.1.2.4. Concentrazioni dei fosfati nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione (*superficie e fondo) nelle stazioni **a)** A47-A58 e **b)** A59-A70.

Le concentrazioni dei fosfati nell'area della costiera Amalfitana variano tra valori inferiori al *detection limit* (0.01 mmoli m⁻³) e 0.04 mmoli m⁻³ (Figura 2.5.1.2.4) e presentano una concentrazione media pari a 0.02 mmoli m⁻³.

Nell'area del Sele sono state misurate concentrazioni di fosfati comprese tra 0.02 e 0.32 mmoli m⁻³ (Figura 2.5.1.2.4) e la concentrazioni media è 0.08 mmoli m⁻³.

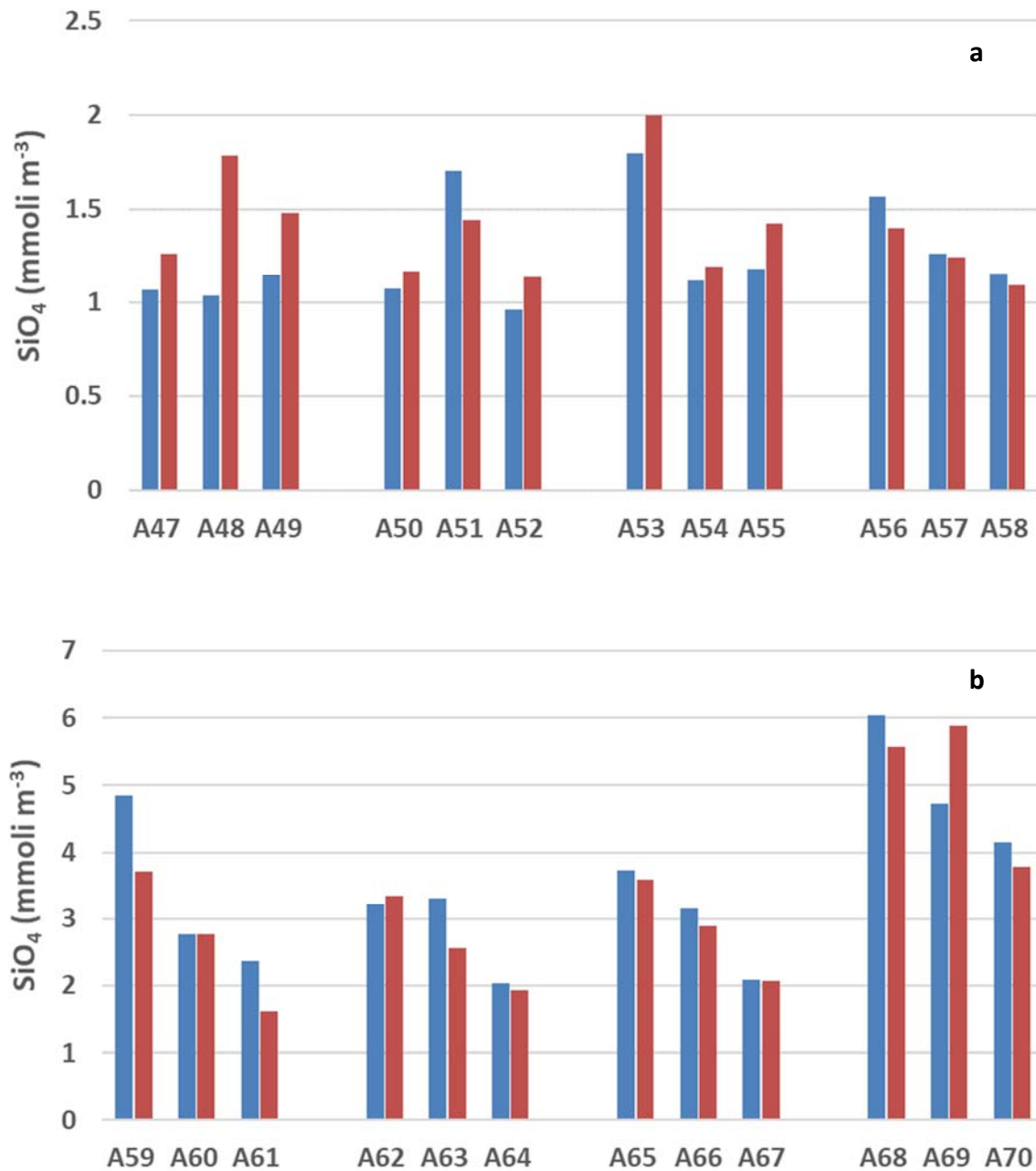


Figura 2.5.1.2.5. Concentrazioni dei silicati nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione (*superficie e ■fondo) nelle stazioni **a)** A47-A58 e **b)** A59-A70.

I silicati mostrano concentrazioni considerevolmente differenti tra le due sub-aree (Figura 2.5.1.2.5): nelle stazioni ubicate in prossimità della Costiera Amalfitana sono state misurate concentrazioni comprese tra e 0.96 e 2.16 mmoli m⁻³, nell'area del Sele tra 1.61 e 6.04 mmoli m⁻³. Lungo il transetto più meridionale (A68-A70) sono stati osservati valori particolarmente elevati di silicati (sempre superiori a 3.78 mmoli m⁻³).

Le concentrazioni medie nelle due sub-aree sono, rispettivamente, 1.33 e 3.37 mmoli m⁻³.

Tabella 2.5.1.2.1. Concentrazioni dei nutrienti inorganici nelle aree potenzialmente impattata dalle operazioni di immersione.

Campione	Profondità (m)	NH ₄ (mmoli m ⁻³)	NO ₂ (mmoli m ⁻³)	NO ₃ (mmoli m ⁻³)	PO ₄ (mmoli m ⁻³)	SiO ₄ (mmoli m ⁻³)
A47_S	0.5	0.21	0.12	0.25	0.02	1.06
A47_F	25	0.60	0.14	0.31	0.01	1.26
A48_S	0.5	0.04	0.08	0.20	0.01	1.03
A48_10	10	0.39	0.13	0.52	0.02	2.16
A48_F	59	0.58	0.25	0.49	0.04	1.78
A49_S	0.5	0.08	0.08	0.29	0.01	1.15
A49_F	73	0.13	0.15	0.50	0.01	1.48
A50_S	0.5	0.13	0.11	0.26	0.02	1.07
A50_F	17	0.40	0.07	0.96	0.02	1.17
A51_S	0.5	0.28	0.13	0.96	0.02	1.70
A51_10	10	0.01	0.09	0.22	0.01	1.29
A51_F	42	0.26	0.10	0.25	0.02	1.44
A52_S	0.5	0.19	0.10	0.18	0.01	0.96
A52_F	57	0.02	0.10	0.22	0.01	1.13
A53_S	0.5	0.21	0.14	0.65	0.04	1.80
A53_F	13	0.36	0.15	0.31	0.02	2.00
A54_S	0.5	0.03	0.11	0.30	0.02	1.12
A54_10	10	0.19	0.11	0.29	0.02	1.14
A54_F	42	0.30	0.28	0.29	0.03	1.19
A55_S	0.5	0.24	0.09	0.20	0.01	1.18
A55_F	59	0.29	0.11	0.21	0.02	1.42
A56_S	0.5	0.33	0.14	0.29	0.02	1.56
A56_F	17	0.18	0.07	0.41	0.01	1.40
A57_S	0.5	0.10	0.09	0.48	0.02	1.26
A57_10	10	0.33	0.12	0.25	0.00	1.05
A57_F	62	0.55	0.11	0.20	0.01	1.09
A58_S	0.5	0.38	0.12	0.34	0.02	1.16
A58_F	100	0.39	0.12	0.29	0.00	1.24
A59_S	0.5	0.82	0.41	2.20	0.06	4.85
A59_F	11	0.89	0.41	1.18	0.08	3.71
A60_S	0.5	0.34	0.29	0.94	0.06	2.77
A60_10	10	0.64	0.31	0.84	0.05	2.70
A60_F	18	0.43	0.30	0.97	0.04	2.76
A61_S	0.5	0.51	0.14	1.11	0.02	2.37
A61_F	30	0.41	0.13	0.33	0.03	1.61
A62_S	0.5	0.73	0.39	1.05	0.06	3.23
A62_F	14	0.70	0.40	1.07	0.06	3.34
A63_S	0.5	0.65	0.35	1.19	0.08	3.32
A63_10	10	0.70	0.34	1.69	0.06	3.14
A63_F	21	0.57	0.33	0.78	0.05	2.57
A64_S	0.5	0.31	0.23	0.57	0.04	2.04
A64_F	32	0.99	0.25	0.48	0.04	1.92
A65_S	0.5	0.53	0.37	1.69	0.10	3.73
A65_F	12	0.75	0.40	0.85	0.06	3.58
A66_S	0.5	0.30	0.26	0.92	0.05	3.15
A66_10	10	1.11	0.29	0.77	0.06	2.42
A66_F	16	0.37	0.34	0.96	0.07	2.89

A67_S	0.5	0.20	0.28	0.72	0.04	2.08
A67_F	24	0.17	0.22	0.48	0.02	2.07
A68_S	0.5	1.48	0.59	0.64	0.11	6.04
A68_F	10	2.10	0.57	0.57	0.11	5.89
A69_S	0.5	1.27	0.49	0.56	0.12	4.72
A69_10	10	1.36	0.57	0.56	0.23	5.56
A69_F	15	1.32	0.59	0.56	0.32	5.57
A70_S	0.5	0.82	0.55	0.86	0.08	4.16
A70_F	20	0.70	0.52	0.86	0.11	3.78

Come osservato per i nutrienti inorganici, anche Azoto e Fosforo Totali Disciolti presentano le concentrazioni più elevate nella zona antistante la piana alluvionale del Sele, soprattutto nelle stazioni ubicate in prossimità della Foce del Sele.

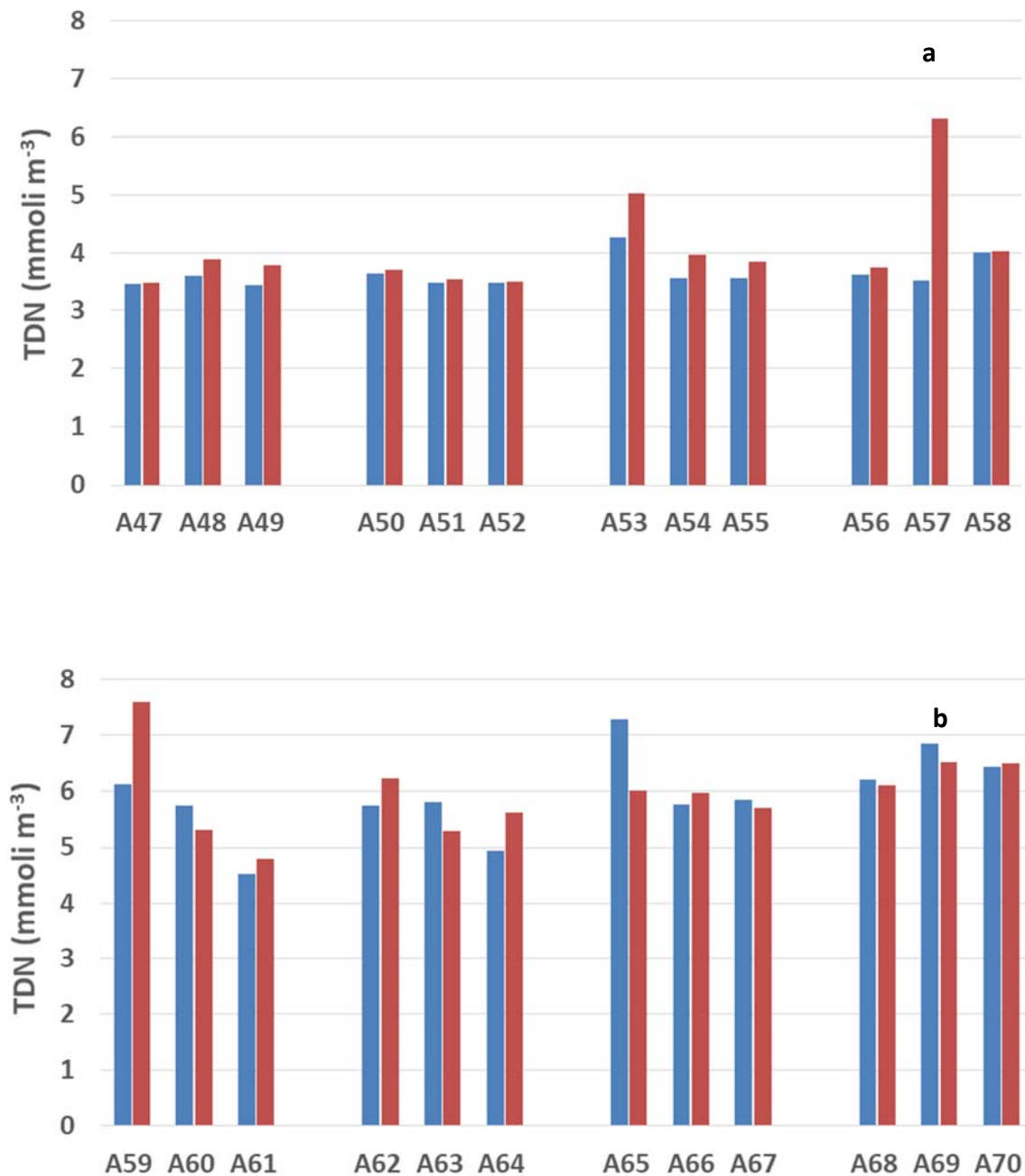


Figura 2.5.1.2.6. Concentrazioni dell'azoto totale disciolto (TDN) nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione (*superficie e *fondo) nelle stazioni **a)** A47-A58 e **b)** A59-A70.

In particolare, le concentrazioni di TDN (Figura 2.5.1.2.6) sono comprese tra 3.43 e 6.32 mmoli m⁻³ nell'area della Costiera Amalfitana e tra 4.53 e 7.59 mmoli m⁻³ nella zona del Sele; le concentrazioni medie delle due aree sono, rispettivamente, 3.87 e 5.93 mmoli m⁻³.

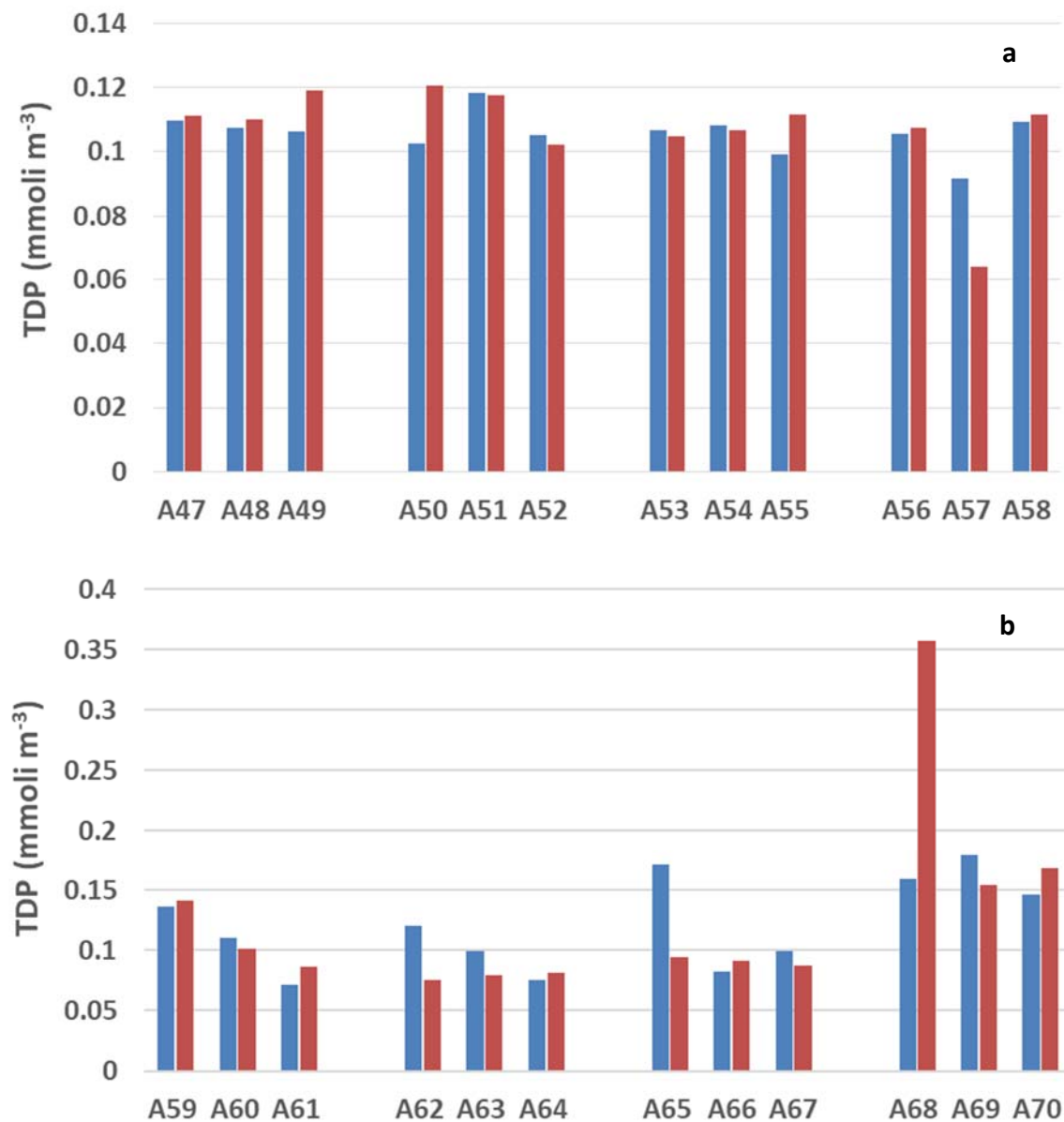


Figura 2.5.1.2.7. Concentrazioni del fosforo totale disciolto (TDP) nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione (*superficie e *fondo) nelle stazioni **a)** A47-A58 e **b)** A59-A70.

Le concentrazioni di TDP (Figura 2.5.1.2.7) sono abbastanza omogenee nella zona della Costiera Amalfitana (0.06 - 0.12 mmol m⁻³) e più variabili nella zona del Sele (0.07-0.36 mmol m⁻³). Tuttavia, le concentrazioni medie nelle due aree sono abbastanza simili (0.11 e 0.13 mmol m⁻³).

Per quanto riguarda Azoto e Fosforo Organici Disciolti, le differenze osservate in precedenza tra le due ub-aree sono meno evidenti, indicando così che nel periodo d'indagine gli *input* terrigeni influenzano sostanzialmente il *pool* di N e P inorganici.

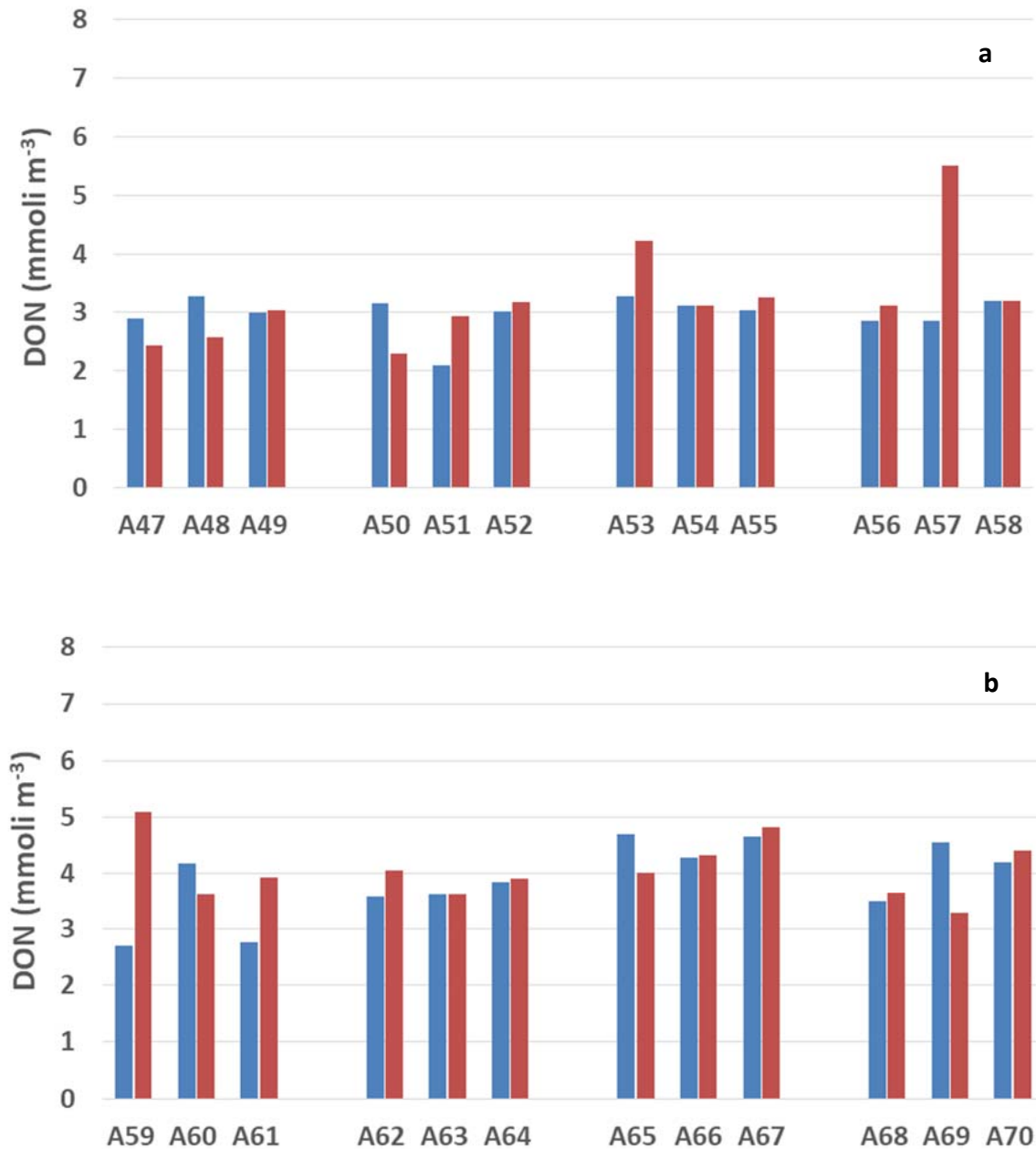


Figura 2.5.1.2.8. Concentrazioni dell'azoto organico disciolto (DON) nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione (■superficie e ■fondo) nelle stazioni a) A47-A58 e b) A59-A70.

Le due aree presentano concentrazioni medie DON di abbastanza simili (3.12 mmoli m⁻³ nell'area della Costiera Amalfitana e 3.90 mmoli m⁻³ nell'area del Sele) e *range* di variabilità comparabili (Figura 2.5.1.2.8).

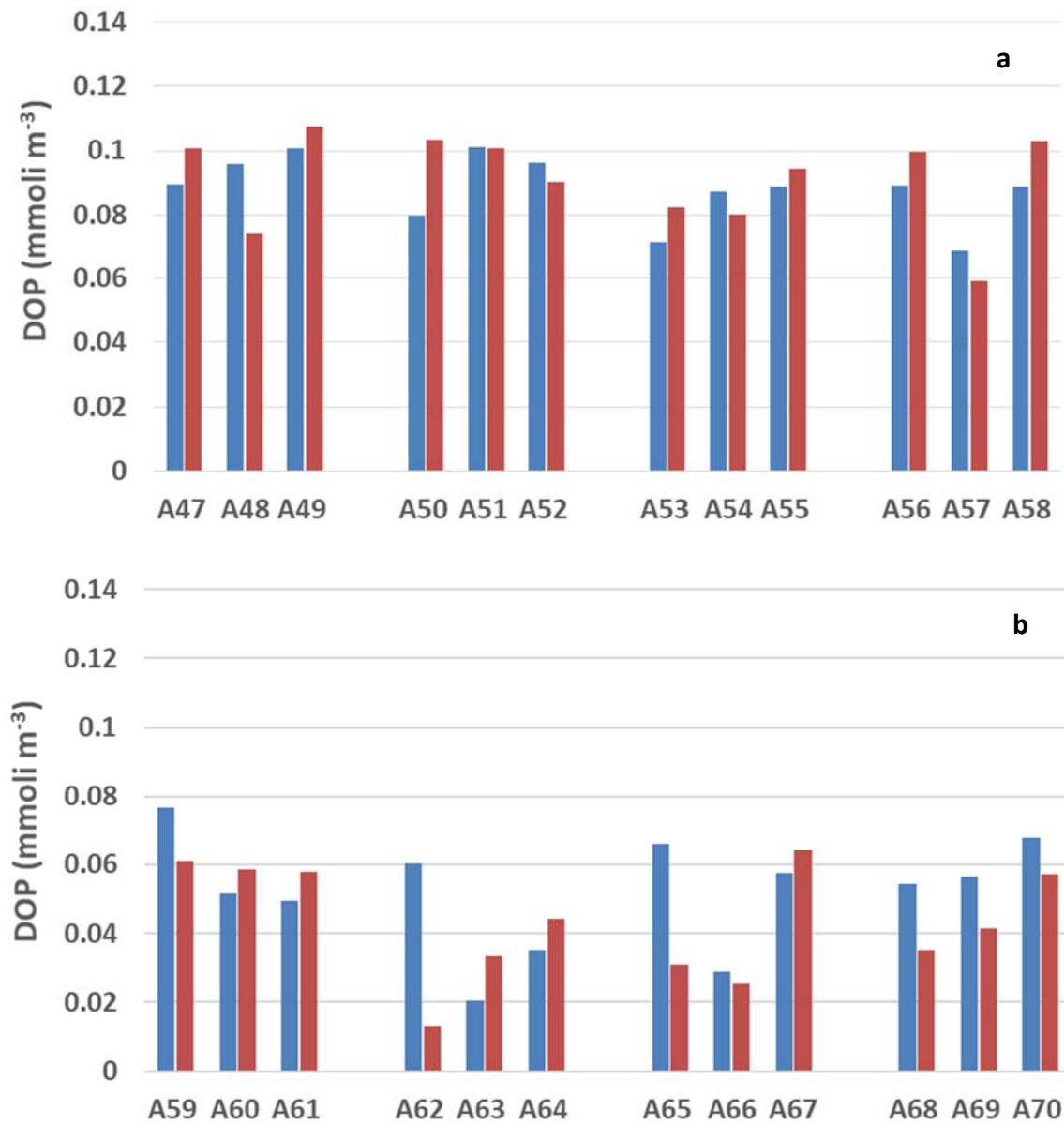


Figura 2.5.1.2.9. Concentrazioni del fosforo organico disciolto (DOP) nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione (*superficie e ■fondo) nelle stazioni **a)** A47-A58 e **b)** A59-A70.

Per il DOP è possibile osservare una distribuzione opposta a quella riscontrata per i nutrienti inorganici, TDN e TDP: le concentrazioni più alte sono state misurate nell'area della Costiera Amalfitana (Figura 2.5.1.2.9). In entrambe le aree i valori di DOP sono notevolmente bassi e le concentrazioni medie sono 0.09 mmol m⁻³ in Costiera Amalfitana e 0.05 mmol m⁻³ nell'area del Sele.

Tabella 2.5.1.2.2. Concentrazioni di azoto e fosforo totali disciolti (TDN e TDP) e azoto e fosforo organici disciolti (DON e DOP) nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione.

Campione	Profondità (m)	TDN (mmoli m ⁻³)	TDP (mmoli m ⁻³)	DON (mmoli m ⁻³)	DOP (mmoli m ⁻³)
A47_S	0.5	3.46	0.11	2.88	0.09
A47_F	25	3.48	0.11	2.43	0.10
A48_S	0.5	3.59	0.11	3.27	0.10
A48_10	10	3.68	0.11	2.64	0.09
A48_F	59	3.90	0.11	2.58	0.07
A49_S	0.5	3.43	0.11	2.99	0.10
A49_F	73	3.80	0.12	3.02	0.11
A50_S	0.5	3.65	0.10	3.14	0.08
A50_F	17	3.72	0.12	2.29	0.10
A51_S	0.5	3.47	0.12	2.10	0.10
A51_10	10	3.76	0.11	3.43	0.10
A51_F	42	3.54	0.12	2.92	0.10
A52_S	0.5	3.48	0.11	3.01	0.10
A52_F	57	3.50	0.10	3.17	0.09
A53_S	0.5	4.28	0.11	3.27	0.07
A53_F	13	5.04	0.10	4.23	0.08
A54_S	0.5	3.56	0.11	3.12	0.09
A54_10	10	3.54	0.11	2.95	0.09
A54_F	42	3.98	0.11	3.12	0.08
A55_S	0.5	3.55	0.10	3.03	0.09
A55_F	59	3.85	0.11	3.25	0.09
A56_S	0.5	3.62	0.11	2.86	0.09
A56_F	17	3.77	0.11	3.11	0.10
A57_S	0.5	3.51	0.09	2.84	0.07
A57_10	10	4.69	0.10	4.00	0.09
A57_F	62	4.04	0.11	3.18	0.10
A58_S	0.5	4.01	0.11	3.18	0.09
A58_F	100	6.32	0.06	5.51	0.06
A59_S	0.5	6.13	0.14	2.70	0.08
A59_F	11	7.59	0.14	5.10	0.06
A60_S	0.5	5.75	0.11	4.17	0.05
A60_10	10	5.04	0.10	3.24	0.05
A60_F	18	5.31	0.10	3.61	0.06
A61_S	0.5	4.53	0.07	2.76	0.05
A61_F	30	4.80	0.09	3.93	0.06
A62_S	0.5	5.74	0.12	3.58	0.06
A62_F	14	6.22	0.08	4.05	0.01
A63_S	0.5	5.80	0.10	3.62	0.02
A63_10	10	5.31	0.09	2.58	0.03
A63_F	21	5.30	0.08	3.62	0.03
A64_S	0.5	4.95	0.08	3.84	0.04
A64_F	32	5.63	0.08	3.91	0.04
A65_S	0.5	7.29	0.17	4.70	0.07
A65_F	12	6.02	0.09	4.01	0.03
A66_S	0.5	5.77	0.08	4.28	0.03
A66_10	10	5.74	0.10	3.57	0.03
A66_F	16	5.98	0.09	4.32	0.03
A67_S	0.5	5.85	0.10	4.65	0.06
A67_F	24	5.70	0.09	4.83	0.06
A68_S	0.5	6.20	0.16	3.49	0.05

A68_F	10	6.52	0.15	3.28	0.04
A69_S	0.5	6.86	0.18	4.55	0.06
A69_10	10	6.95	0.30	4.45	0.08
A69_F	15	6.10	0.36	3.63	0.04
A70_S	0.5	6.43	0.15	4.20	0.07
A70_F	20	6.49	0.17	4.40	0.06

Solidi sospesi totali

I solidi sospesi nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione, così come osservato nel paragrafo 2.5.1.1 per la torbidità, mostrano caratteristiche completamente differenti.

Nell'area della Costiera Amalfitana (Stazioni A47-A58, Figura 2.5.1.2.10 a) le concentrazioni variano tra 0.26 e 1.76 g m⁻³, non si osserva un chiaro gradiente costa-largo e la concentrazione media dell'area è 0.53 g m⁻³.

Nell'area in prossimità della piana alluvionale del Sele (Stazioni A59-A70, Figura 2.5.1.2.10 b) le concentrazioni sono sensibilmente più alte e variano tra 1.15 e 16.09 g m⁻³, il valore medio di TSS è 4.82 g m⁻³. Per ogni transetto è possibile osservare un chiaro gradiente costa-largo, caratterizzato da concentrazioni più elevate in prossimità della stazione più costiera.

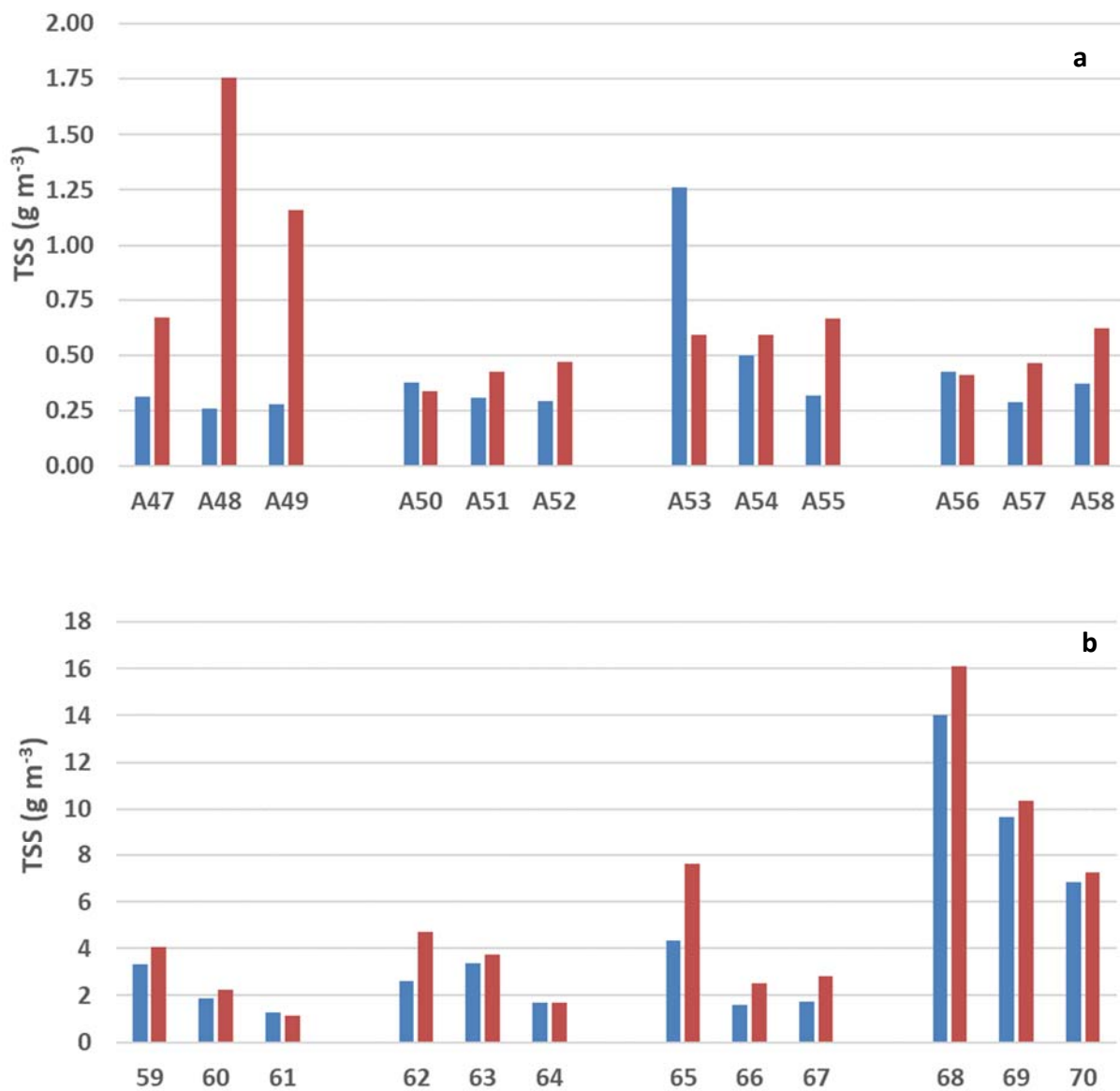


Figura 2.5.1.2.10. Concentrazioni dei solidi sospesi totali (TSS) nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione (■superficie e ■fondo) nelle stazioni **a)** A47-A58 e **b)** A59-A70.

Tabella 2.5.1.2.3. Concentrazioni dei solidi sospesi Totali (TSS) nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione.

Campione	Profondità (m)	TSS (g m ⁻³)
A47_S	0.5	0.31
A47_F	25	0.67
A48_S	0.5	0.26
A48_10	10	0.52
A48_F	59	1.76
A49_S	0.5	0.28
A49_F	73	1.16
A50_S	0.5	0.38
A50_F	17	0.34
A51_S	0.5	0.31
A51_10	10	0.34
A51_F	42	0.43
A52_S	0.5	0.29
A52_F	57	0.47
A53_S	0.5	1.26
A53_F	13	0.59
A54_S	0.5	0.50
A54_10	10	0.52
A54_F	42	0.59
A55_S	0.5	0.32
A55_F	59	0.66
A56_S	0.5	0.43
A56_F	17	0.41
A57_S	0.5	0.29
A57_10	10	0.27
A57_F	62	0.47
A58_S	0.5	0.37
A58_F	100	0.62
A59_S	0.5	3.30
A59_F	11	4.06
A60_S	0.5	1.89
A60_10	10	2.06
A60_F	18	2.27
A61_S	0.5	1.26
A61_F	30	1.15
A62_S	0.5	2.63
A62_F	14	4.72
A63_S	0.5	3.35
A63_10	10	2.32
A63_F	21	3.74
A64_S	0.5	1.68
A64_F	32	1.72
A65_S	0.5	4.33
A65_F	12	7.62
A66_S	0.5	1.60
A66_10	10	2.68
A66_F	16	2.52
A67_S	0.5	1.73
A67_F	24	2.79
A68_S	0.5	14.02

A68_F	10	16.09
A69_S	0.5	9.68
A69_10	10	11.41
A69_F	15	10.34
A70_S	0.5	6.83
A70_F	20	7.27

2.5.1.3 Caratterizzazione biologica

Caratterizzazioni delle comunità fitoplanctoniche

Le concentrazioni di biomassa fitoplanctonica (Chl *a*) nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione sono comprese tra 0.10 e 0.53 mg m⁻³. L'area in prossimità Costiera Amalfitana è caratterizzata da concentrazioni minori di Chl *a* (valore medio 0.19 mg m⁻³) rispetto all'area del Sele (valore medio 0.39 mg m⁻³). Non è possibile osservare un *pattern* di distribuzione verticale: in alcune stazioni è presente un massimo sub-superficiale mentre in altre il massimo si osserva in superficie (Figura 2.5.1.3.1).

La distribuzione superficiale di Chl *a*, riportata in figura 2.5.1.3.2, evidenzia le differenze esistenti tra le due aree.

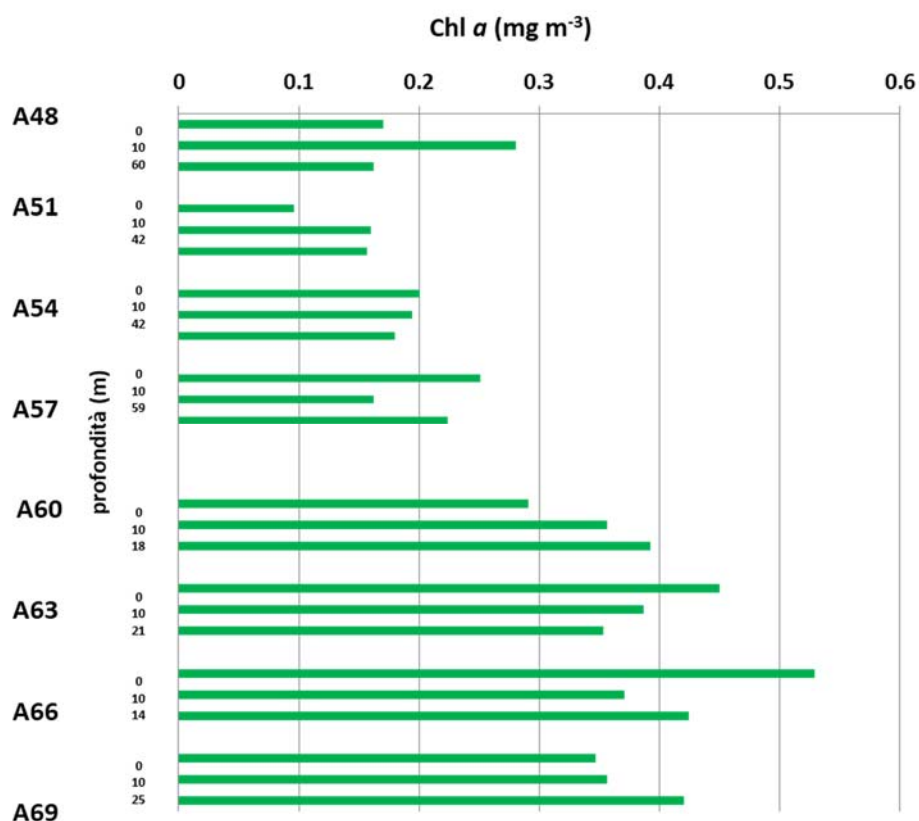


Figura 2.5.1.3.1. Distribuzione verticale della Chl *a* nelle aree potenzialmente impattate dall'operazione di immersione.

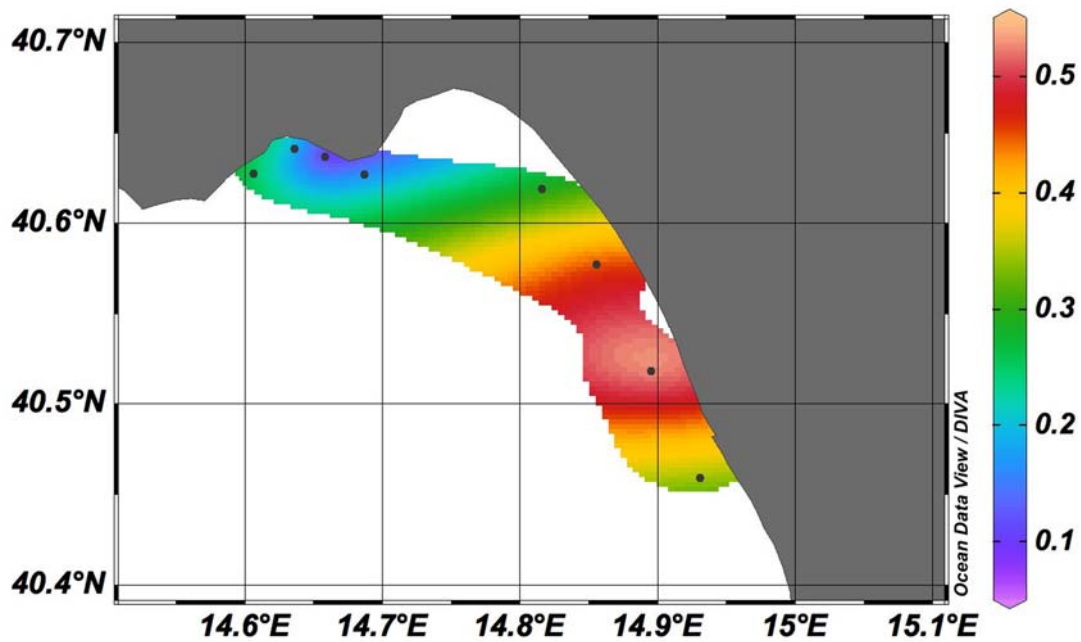


Figura 2.5.1.3.2. Distribuzione verticale della Chl a (mg m^{-3}) nelle aree potenzialmente impattate dall'operazione di immersione.

Tabella 2.5.1.3.1. Concentrazioni di Chl a nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di immersione.

Campione	Profondità (m)	Chl a (mg m^{-3})
A48_S	0.5	0.17
A48_10	10	0.28
A48_F	59	0.16
A51_S	0.5	0.10
A51_10	10	0.16
A51_F	42	0.16
A54_S	0.5	0.20
A54_10	10	0.19
A54_F	42	0.18
A57_S	0.5	0.25
A57_10	10	0.16
A57_F	62	0.22
A60_S	0.5	0.29
A60_10	10	0.36
A60_F	18	0.39
A63_S	0.5	0.45
A63_10	10	0.39
A63_F	21	0.35
A66_S	0.5	0.53
A66_10	10	0.37
A66_F	16	0.42
A69_S	0.5	0.35
A69_10	10	0.36
A69_F	15	0.42

L'analisi della comunità fitoplanctonica effettuata nelle aree potenzialmente impattate dall'operazione di immersione dei sedimenti ha evidenziato concentrazioni basse a tutte le stazioni. Anche in questo caso le

abbondanze più elevate sono state osservate nell'area della foce del Sele (A60-69) (Figura 2.5.1.3.3), con il valore massimo di $675 \cdot 10^3$ cell. l⁻¹ alla st. A69 alla profondità di 10 m

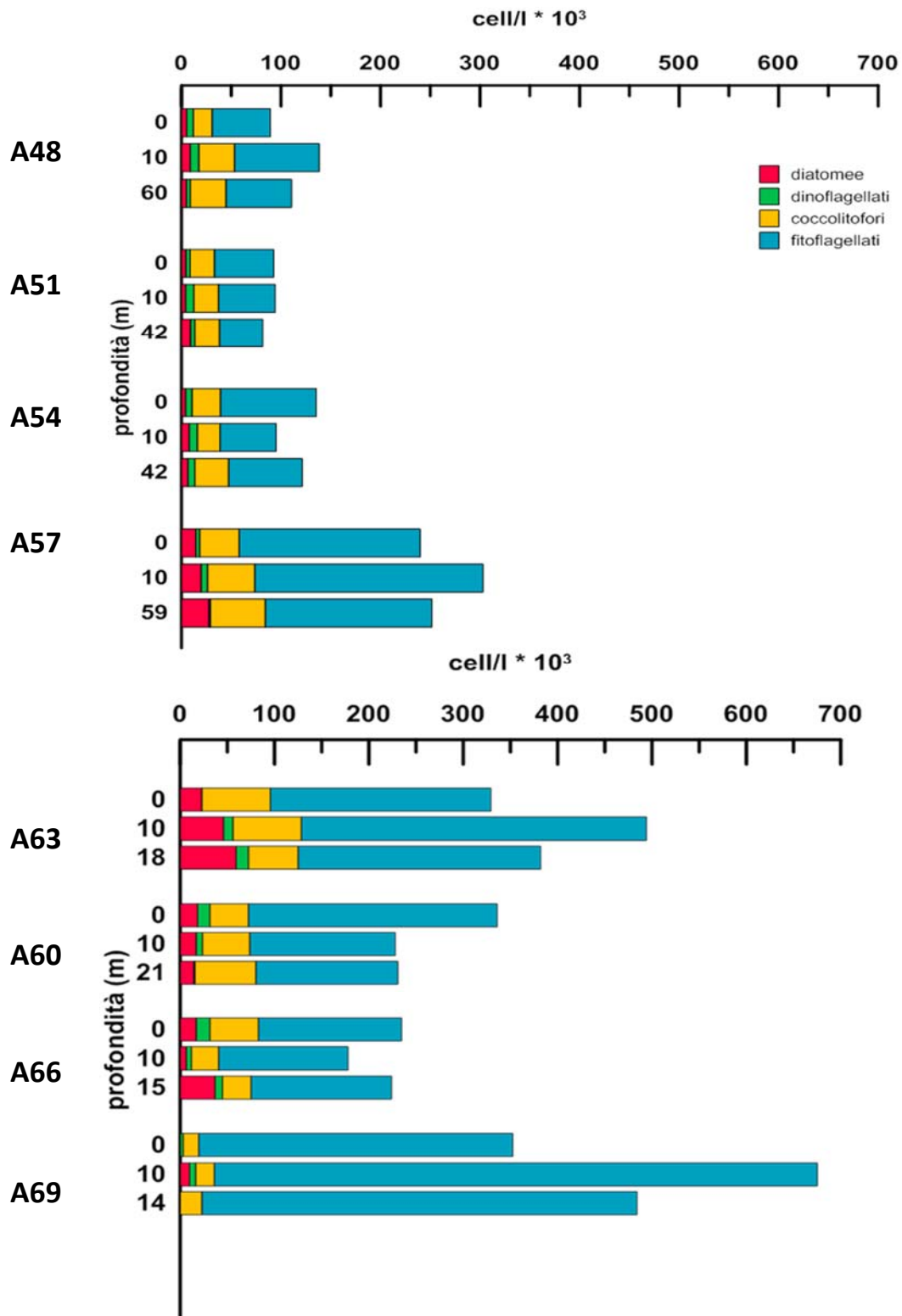


Figura 2.5.1.3.3. Distribuzione verticale del fitoplancton nelle aree potenzialmente impattate dall'operazione di immersione.

In generale, la comunità fitoplanctonica è fortemente dominata dai fitoflagellati <math><10\ \mu\text{m}</math>, che costituiscono più del 90% dell'intero popolamento in corrispondenza del massimo di abbondanza osservato alla st. A69, seguiti dai coccolitofori, rappresentati per più dell'80% dalla specie *Emiliana huxleyi*. Il contributo delle diatomee risulta maggiore nell'area del Sele, in corrispondenza delle massime abbondanze fitoplanctoniche, mentre i dinoflagellati sono scarsamente rappresentati. *Cylindrotheca closterium* e *Pseudo-nitzschia galaxiae* sono le specie di diatomee più comuni nell'area in questo periodo dell'anno.

Caratterizzazioni delle comunità zooplanctoniche

L'analisi della comunità zooplanctonica effettuata nelle aree potenzialmente impattate dall'operazione di immersione mostra basse abbondanze nelle stazioni A48-A57, ubicate nelle acque antistanti la Costiera Amalfitana da Capo D'Orso ad Amalfi (Figura 2.5.1.3.4). Le abbondanze più elevate sono state osservate invece nell'area della piana del Sele (stazioni A60-A69), con un picco di $1130\ \text{ind.m}^{-3}$ alla st. 63, alla foce del fiume Tusciano (Figura 2.5.1.3.4). La comunità zooplanctonica nelle stazioni campionate presenta la dominanza del popolamento a copepodi in cinque stazioni su otto (Figura 2.5.1.3.5).

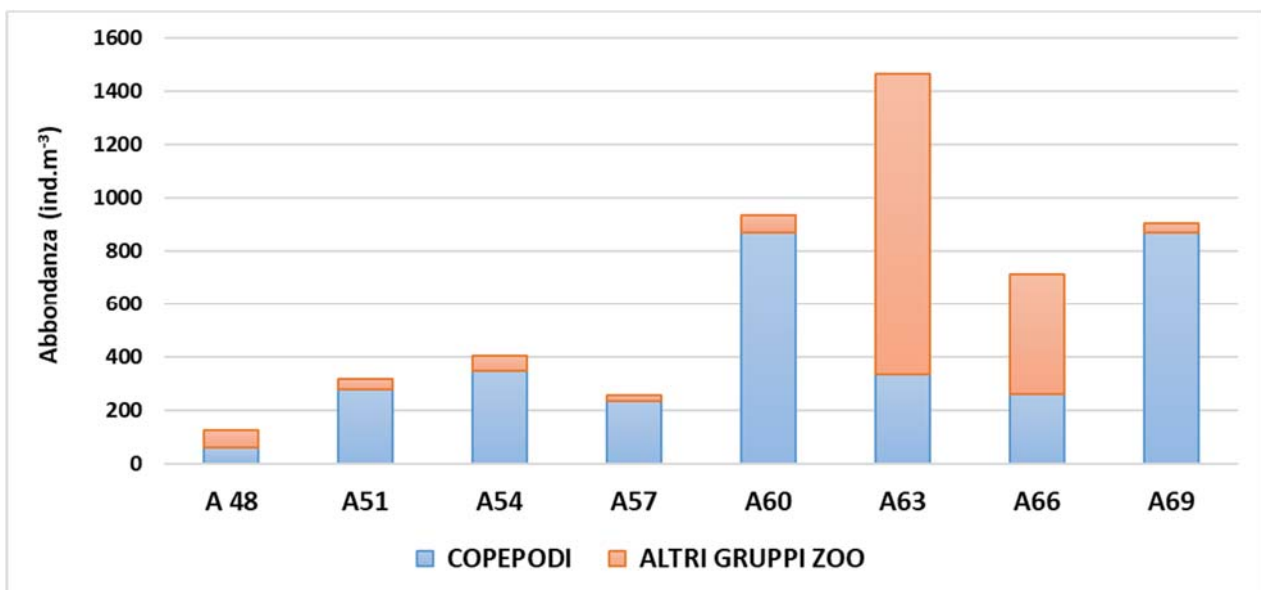


Figura 2.5.1.3.4. Abbondanza e composizione dello zooplancton alle stazioni potenzialmente impattate dall'operazione di immersione.

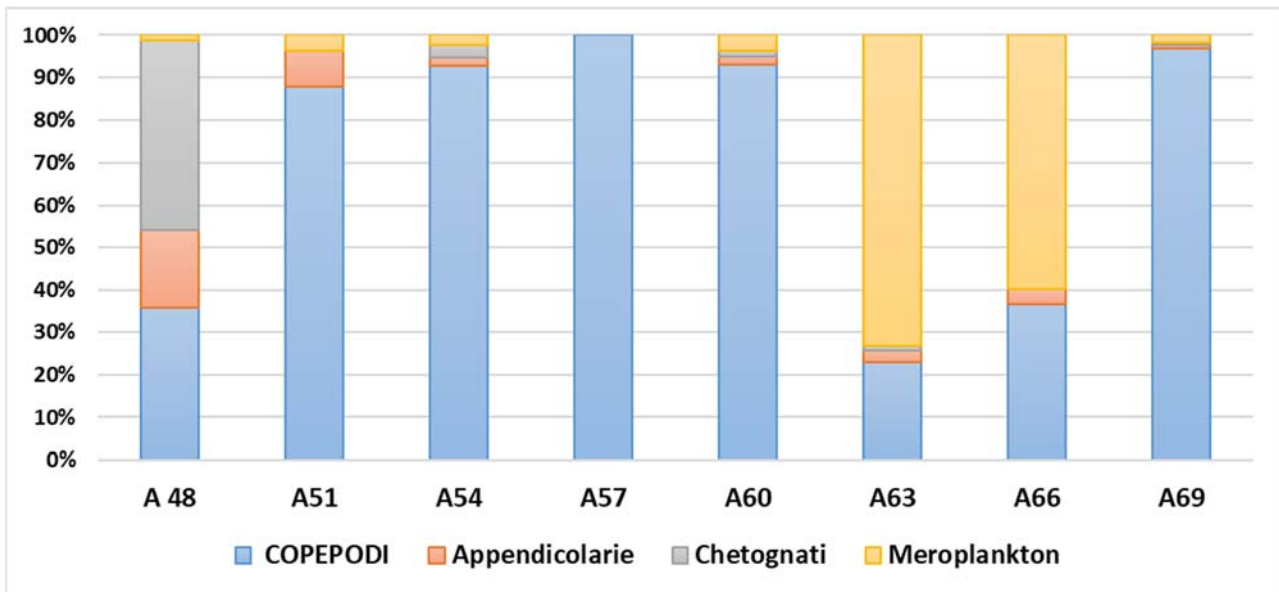


Figura 2.5.1.3.5. Composizione percentuale dei principali gruppi zooplanctonici alle stazioni potenzialmente impattate dall'operazione di immersione.

Il contributo percentuale degli altri taxa zooplanctonici, meroplankton (dominato da larve di Echinodermi), chetognati ed appendicolarie è molto variabile soprattutto nelle stazioni molto costiere con una bassa batimetria (Figura 2.5.1.3.5). Inoltre nelle stazioni più costiere sono presenti copepodi calanodi: *Acartia clausi*, *Isias clavipes* e *Centropages typicus*.

3 Risultati – Sedimenti

3.1 Caratterizzazione fisica

Quasi tutti i campioni analizzati presentano caratteristiche tipiche del materiale fine (Tabella 3.1.1). Infatti, ad eccezione di A08 e A53 che posseggono delle ghiaie, tutti i restanti campioni si distribuiscono in intervalli inferiori ai 2 mm. In particolare, i campioni prelevati nell'area di immersione (A20, A21, A22, A23, A24, A74, A75 e A76) sono classificabili come fanghi (*fine silt*) avendo sempre un contenuto in pelite pari al 100% (unica eccezione A21). Questi campioni infatti hanno causato diverse problematiche nella lettura con il granulometro laser proprio per la loro composizione estremamente fine (contenuti in argilla > 20%). I restanti 12 campioni sono maggiormente diversificati, essendo composti sia da sabbie che da peliti.

Tutti i campioni presentano unimodalità (unica eccezione A65) e sono debolmente classati (unica eccezione A17). Inoltre, tutti i sedimenti hanno una curva granulometrica simmetrica o asimmetrica verso il campo dei fini.

Tabella 3.1.1. Risultati delle analisi granulometriche. In neretto è evidenziata la frazione granulometrica prevalente.

AREA POTENZIALMENTE IMPATTATA DALLE OPERAZIONI DI DRAGAGGIO									
	Unità di misura	A08	A11	A14	A17	A72			
Ghiaia	%	8.1	0.0	0.0	0.0	0.0			
Sabbia	%	84.3	12.6	65.8	88.8	52.3			
Silt	%	6.7	79.1	31.5	10.2	43.8			
Argilla	%	0.8	8.3	2.7	1.0	3.9			
Pelite	%	7.5	87.4	34.2	11.2	47.7			
AREA DI IMMERSIONE									
	Unità di misura	A20	A21	A22	A23	A24	A74	A75	A76
Ghiaia	%	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
Sabbia	%	0.0	0.2	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
Silt	%	83.5	81.2	81.1	80.3	79.8	78.7	79.2	79.7
Argilla	%	16.5	18.6	18.9	19.7	20.2	21.3	20.8	20.3
Pelite	%	100.0	99.8	100.0	100.0	100.0	100.0	100.0	100.0
AREA POTENZIALMENTE IMPATTATA DALLE OPERAZIONI DI IMMERSIONE									
	Unità di misura	A47	A50	A53	A59	A62	A65	A68	
Ghiaia	%	0.0	0.0	4.5	0.0	0.0	0.0	0.0	
Sabbia	%	3.8	8.7	79.6	86.8	75.9	63.8	70.1	
Silt	%	86.1	81.7	14.5	11.9	21.1	31.6	26.2	
Argilla	%	10.1	9.6	1.4	1.3	3.0	4.6	3.7	
Pelite	%	96.2	91.3	15.9%	13.2	24.1	36.2	29.9	

I risultati relativi al contenuto d'acqua e peso specifico sono riportati in Tabella 3.1.2. Il valore medio della percentuale del contenuto d'acqua dei sedimenti dell'area di immersione risulta pari a 41.1%. Per l'area potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio la media percentuale di contenuto d'acqua è 23.1%, mentre per l'area potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione si evidenzia un valore medio di 29.4%.

Il peso specifico dei campioni esaminati è risultato compreso tra 1.03 g/cm³ (A21) e 1.75 g/cm³ (A08). In generale, si evidenzia una minima variabilità dei parametri fisici tra i campioni delle tre aree che sono anche caratterizzate da una diversa composizione granulometrica.

Tabella 3.1.2. Contenuto d'acqua espresso in percentuale e peso specifico (g/cm³).

Area	Codice campione	Contenuto d'acqua %	Peso specifico g/cm ³
Area di immersione	A20	42.59	1.06
	A21	40.42	1.03
	A22	41.20	1.19
	A23	37.49	1.14
	A24	42.10	1.20
	A74	40.86	1.15
	A75	42.26	1.27
	A76	42.03	1.21
Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio	A08	16.11	1.75
	A11	28.42	1.33
	A14	22.93	1.59
	A17	22.19	1.70
	A72	25.65	1.43
Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione	A47	40.10	1.12
	A50	39.42	1.03
	A53	31.54	1.36
	A59	23.09	1.67
	A62	23.33	1.59
	A65	24.75	1.45
	A68	23.93	1.60

3.2 Caratterizzazione chimica

Sostanza organica totale, azoto totale e fosforo totale

I risultati relativi alla sostanza organica totale nei sedimenti, azoto totale e fosforo totale sono riportati in Tabella 3.2.1.

Per quanto riguarda i risultati relativi al contenuto di sostanza organica totale, la percentuale media di contenuto organico è pari al 3.0%, variando da un minimo di 0.6% per il campione A08 dell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio ad un massimo di 6.6% per il campione A50 dell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di immersione.

Per quanto riguarda il contenuto di azoto totale, le concentrazioni variano tra 1.1 e 1.5 mg/g (ps) nei sedimenti dell'area di immersione, mentre oscillano tra circa 0.1 e 0.8 mg/g (ps) in quelli delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio e tra circa 0.3 e 1.5 mg/g (ps) nei sedimenti provenienti dall'area potenzialmente impattata dalle operazioni di immersione (Tabella 3.2.1). Per quanto concerne invece i livelli di fosforo totale, questi oscillano tra circa 0.03 e 0.2 mg/g (pc) nei sedimenti dell'area di immersione, tra valori inferiori a LOD (<0.002) e circa 0.08 mg/g (pc) nei campioni delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio ed infine tra valori inferiori a LOD (<0.002) e circa 0.15 mg/g (pc) nei sedimenti provenienti dall'area potenzialmente impattata dalle operazioni di immersione (Tabella 3.2.1). Benché questi valori esprimano una certa variabilità, risultano comunque piuttosto simili confrontando le diverse aree e non indicano pertanto alcuno fenomeno di rilievo.

Tabella 3.2.1. Contenuto d'acqua, contenuto di sostanza organica totale espressi in percentuale, peso specifico (g/cm³), azoto totale e fosforo totale (mg/g).

Area	Codice campione	Sostanza organica totale %	N tot mg/g (ps) ⁽¹⁾	P tot mg/g (pc) ⁽²⁾
Area di immersione	A20	3.80	1.11	0.1049
	A21	5.65	1.54	0.1825
	A22	3.12	1.30	0.0825
	A23	2.39	1.42	0.1500
	A24	2.64	1.20	0.0905
	A74	3.00	1.13	0.1030
	A75	4.84	1.30	0.1990
	A76	5.09	1.12	0.0326
Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio	A08	0.59	0.15	< 0.002
	A11	4.90	0.82	0.0026
	A14	1.32	0.51	< 0.002
	A17	1.43	0.40	0.0838
	A72	2.15	0.50	0.0621
Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione	A47	6.27	1.50	0.0818
	A50	6.60	0.91	0.0464
	A53	2.00	0.65	0.0129
	A59	1.37	0.30	< 0.002
	A62	1.27	0.72	0.0198
	A65	1.39	0.55	0.1455
	A68	0.98	0.61	0.0290

(1) Peso secco, riferito a sedimenti essiccati in stufa alla temperatura di 55°C per 8 ore.

(2) Peso calcinato, riferito a sedimenti calcinati in muffola alla temperatura di 450°C per 4 ore.

Analisi di metalli in traccia, idrocarburi policiclici aromatici, idrocarburi alifatici e contaminanti organici persistenti

I risultati relativi alle concentrazioni nei sedimenti di metalli pesanti, composti organostannici, idrocarburi alifatici, idrocarburi policiclici aromatici, pesticidi clorurati, pesticidi organofosfati, policlorobifenili e ritardanti di fiamma organobrominati sono disponibili in dettaglio nelle tabelle 3.2.2-3.2.5 e riassunti nelle figure 3.2.1 e 3.2.2.

Per quanto riguarda i campioni relativi ai prelievi effettuati nell'area di immersione (A20, A21, A22, A23, A24, A74, A75 ed A76), i risultati ottenuti mostrano livelli di metalli generalmente piuttosto bassi e non si osservano differenze marcate tra i diversi sedimenti. I valori di alluminio (Al) variano tra circa 8400 e 15000 $\mu\text{g/g}$ (ps) e benché non siano disponibili valori limite di riferimento, questi livelli possono essere considerati bassi, considerando che questo elemento è tra i più abbondanti nella crosta terrestre e nei sedimenti marini. Analogamente, pur in assenza di specifici limiti di riferimento, anche le concentrazioni di ferro, manganese e vanadio, risultano basse, con concentrazioni che oscillano rispettivamente tra circa 24000 e 42000 $\mu\text{g/g}$ (ps) (Fe), tra 600 e 1200 $\mu\text{g/g}$ (ps) (Mn) e tra 28 e 47 $\mu\text{g/g}$ (ps) (V).

Le concentrazioni di arsenico (As) sono comprese tra circa 10 e 18 $\mu\text{g/g}$ (ps); nella maggior parte dei casi, questi valori risultano maggiori del valore limite L1, ma non sono da considerarsi particolarmente elevati e, considerando l'omogeneità dei risultati, probabilmente riflettono i livelli basali tipici dell'area oggetto di indagine, coerentemente con quanto riportato in letteratura (Wang et al., 2015). I valori di rame (Cu) oscillano generalmente tra circa 30 e 37 $\mu\text{g/g}$ (ps) e non sono tali da destare considerazioni rilevanti; solo un campione presenta una concentrazione superiore al limite L1 (A24, 40.6 $\mu\text{g/g}$ ps) ed un altro (A23), raggiungendo il valore di 53 $\mu\text{g/g}$ (ps), risulta maggiore, seppur di poco, al livello L2.

Anche gli altri elementi analizzati, risultano sempre bassi con concentrazioni che non superano mai i limiti normativi di riferimento, comprese tra circa 0.09 e 0.16 $\mu\text{g/g}$ (ps) per il cadmio (Cd), tra 26 e 34 $\mu\text{g/g}$ (ps) per il cromo (Cr), tra 0.05 e 0.07 $\mu\text{g/g}$ (ps) per il mercurio (Hg), tra 13 e 20 $\mu\text{g/g}$ (ps) per il nichel (Ni), tra 20 e 27 $\mu\text{g/g}$ (ps) per il piombo (Pb) ed infine tra circa 67 e 81 $\mu\text{g/g}$ (ps) per lo zinco (Zn).

I sedimenti campionati delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio (A8, A11, A14, A17 e A72) e dalle operazioni di immersione (A47, A50, A53, A59, A62, A65 e A68), hanno evidenziato complessivamente basse concentrazioni di metalli con livelli solo occasionalmente superiori al limite L1 per alcuni elementi, mentre sono sempre lontani dal limite L2. L'arsenico (As) mostra concentrazioni comprese tra circa 8 e 15 $\mu\text{g/g}$ (ps) ed i campioni con valori maggiori di L1 sono A11, A47, A50 e A62. Per quanto riguarda il piombo (Pb), le concentrazioni sono comprese tra 6 e 24 $\mu\text{g/g}$ (ps), e valori di poco superiori a L1 (30 $\mu\text{g/g}$) sono stati misurati solamente nei campioni A11, A50 e A53. Valori sempre più bassi rispetto ai relativi valori L1 sono stati evidenziati per il cadmio (Cd) che varia tra 0.035 e 0.2 $\mu\text{g/g}$ (ps), cromo (Cr) tra 4 e 24 $\mu\text{g/g}$ (ps),

rame (Cu) tra 3 e 30 $\mu\text{g/g}$ (ps), mercurio (Hg) tra 0.006 e 0.08 $\mu\text{g/g}$ (ps), nichel (Ni) tra 3 e 13 $\mu\text{g/g}$ (ps) ed infine per lo zinco che varia tra 5 e 60 $\mu\text{g/g}$ (ps). Tra gli elementi che invece non contemplano limiti di riferimento vi è il ferro (Fe) i cui valori oscillano tra circa 5000 e 21000 $\mu\text{g/g}$ (ps), il manganese (Mn) con valori compresi tra circa 120 e 900 $\mu\text{g/g}$ (ps) ed il vanadio (V) con valori tra circa 10 e 30 $\mu\text{g/g}$ (ps): tutte queste concentrazioni possono essere considerate normali e assolutamente tipiche di sedimenti marini costieri del Mediterraneo.

I campioni delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio o dalle operazioni di immersione sono risultati piuttosto simili tra loro per il contenuto dei metalli, differenziandosi invece per molti elementi dai valori medi misurati nei sedimenti dell'area di immersione. Tra questi in particolare l'alluminio le cui concentrazioni si assestano a livelli di circa un ordine di grandezza maggiore nelle due aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio e di immersione, con valori compresi tra circa 80000 e 140000 $\mu\text{g/g}$ (ps). È noto che i livelli di alluminio nei sedimenti possono variare sensibilmente e dipendono in gran parte dalla composizione e dalla granulometria dei sedimenti stessi. La variabilità di questo elemento è talmente spiccata che le sue concentrazioni sono spesso utilizzate per normalizzare le concentrazioni di altri metalli o sostanze chimiche associate ai sedimenti. In questo senso, le differenze osservate tra i livelli di alluminio nelle diverse aree (Area di immersione rispetto alle due aree potenzialmente impattate dalle attività di dragaggio ed immersione), possono riflettere la diversa composizione granulometrica dei sedimenti, con un più elevato contenuto di pelite nell'area di immersione e di sabbia nelle altre due.

Da questo punto di vista, come si può osservare nella figura 3.2.3, i dati relativi al contenuto di alluminio risultano fortemente legati sia alla percentuale di pelite sia a quella di sabbia presente nei sedimenti, benché le due correlazioni risultino, ovviamente, inverse. Va inoltre aggiunto che le concentrazioni medie di alluminio nei sedimenti del Mediterraneo sono solitamente comprese nell'intervallo 0.5-5% (corrispondente a 5000 – 50000 $\mu\text{g/g}$ ps), con livelli che talvolta superano il 10% (corrispondente a 100000 $\mu\text{g/g}$ ps); in questo senso le concentrazioni misurate in luglio nei campioni delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio o dalle operazioni di immersione, sono da considerarsi nell'intervallo superiore dei valori già misurati in Mediterraneo. Come già accennato, l'alluminio non possiede limiti normativi di riferimento, ma può essere utile per interpretare le concentrazioni di altri metalli. Come si può osservare in Tabella 3.2.6, le concentrazioni dei metalli analizzati nei sedimenti delle diverse aree di campionamento, con la sola eccezione del nichel, risultano sempre fortemente correlate alla percentuale di alluminio presente, suggerendo pertanto che le differenze osservate tra le diverse aree siano da imputare prevalentemente alle caratteristiche chimico-fisiche dei sedimenti stessi.

Per quanto riguarda la somma dei composti organostannici, i valori misurati non risultano particolarmente elevati, sebbene vi sia una chiara differenza tra i campioni dell'area di immersione (A20, A21, A22, A23, A24,

A74, A75 ed A76) e quelli delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio (A8, A11, A72, A14 e A17) e di immersione (A47, A50, A53, A59, A62, A65 e A68). Nella prima serie, i campioni presentano valori generalmente compresi tra circa 0.025 e 0.050 $\mu\text{g/g}$ (ps), fino a 0.116 e 0.133 $\mu\text{g/g}$ (ps) nei campioni A21 e A24 che risultano quindi maggiori rispetto al valore L2. Al contrario i campioni delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio e di immersione mostrano sempre concentrazioni molto basse che vanno da valori inferiori ai limiti di misura ($< 0.0005 \mu\text{g/g}$ ps), fino ad un massimo di circa 0.0046 $\mu\text{g/g}$ (ps).

Per quanto riguarda gli idrocarburi alifatici, i campioni prelevati nell'area di immersione hanno mostrato generalmente livelli maggiori rispetto al limite normativo L2 (50 $\mu\text{g/g}$ ps), con la sola eccezione del campione A22 nel quale le concentrazioni di idrocarburi totali (C10-C40) sono pari a 42 $\mu\text{g/g}$ (ps): negli altri campioni i livelli oscillano infatti tra 52 e 138 $\mu\text{g/g}$ (ps). Se si osserva la distribuzione dei diversi congeneri degli idrocarburi alifatici analizzati (Figura 3.2.4 a), è facile notare che in tutti i siti di prelievo le componenti predominanti sono sempre quelle comprese negli intervalli C14-C22 e C36-C40, che spesso denotano una origine naturale. Al contrario, la componente compresa tra C22 e C36, notoriamente abbondante nei contesti contaminati da miscele di idrocarburi derivanti da petrolio o altre attività antropiche, risulta del tutto scarsa o quasi assente. In questo senso, i dati ottenuti, benché maggiori rispetto al limite normativo L2, non destano particolare preoccupazione e possono essere considerati tipici di ambienti ricchi di materia organica di origine vegetale. Per quanto riguarda i sedimenti delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio e di immersione, le concentrazioni di idrocarburi alifatici sono molto basse, generalmente comprese tra 20 e 40 $\mu\text{g/g}$ (ps), sempre al di sotto del valore limite di L2; anche in questo caso, la distribuzione dei congeneri di idrocarburi (Figura 3.2.4. b), denota una origine di tipo esclusivamente naturale.

Le concentrazioni di idrocarburi policiclici aromatici (IPA) risultano sempre molto basse e senza alcuna criticità, con valori che si posizionano su *range* molto inferiori ai limiti normativi L1 e L2, qualora disponibili. In particolare, le concentrazioni di IPA totali misurate nei campioni prelevati a febbraio 2018 nell'area di immersione, sono generalmente comprese tra 5 e 34 ng/g (ps), risultando quindi in linea con valori basali tipici di aree di riferimento non impattate. Anche i valori ottenuti per i sedimenti collezionati a luglio 2018 nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio e di immersione, sono bassi, compresi tra 15 e 70 ng/g (ps), con solamente due campioni (A11 e A50) che superano di poco la concentrazione di 100 ng/g (ps), valori comunque molto al di sotto del limite L1 (900 ng/g).

Infine, tutti i composti organici di sintesi analizzati, tra cui pesticidi alogenati, pesticidi organofosfati, policlorobifenili, sostanze bromurate ad azione di ritardanti di fiamma, ecc., sono risultati sempre al di sotto dei limiti di misurazione strumentale (LOD), in tutti i campioni analizzati (Tabella 3.2.5).

Tabella 3.2.2. Concentrazioni di metalli pesanti composti organostannici nei sedimenti. In evidenza i dati che risultano maggiori dei livelli L1 e L2, secondo la normativa vigente (DM 173/2016).

		Area di immersione							Area potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio					Area potenzialmente impattate dalle operazioni di immersioni									
		A20	A21	A22	A23	A24	A74	A75	A76	A08	A11	A14	A17	A72	A47	A50	A53	A59	A62	A65	A68	L1	L2
Metalli pesanti (µg/g p.s.)	Al	9493	9655	8436	15087	10881	12060	9901	10015	78546	119373	108438	127709	102700	115503	125657	120789	141503	108148	105234	102672		
	As	12,93	12,72	14,77	10,62	18,51	14,10	14,96	11,68	8,35	13,19	10,33	11,06	11,49	15,01	13,37	11,50	11,22	13,12	9,76	8,04	12	20
	Cd	0,089	0,111	0,098	0,163	0,126	0,142	0,128	0,142	0,035	0,095	0,058	0,062	0,233	0,100	0,108	0,068	0,101	0,094	0,082	0,085	0,3	0,8
	Cr	28,58	27,82	26,09	27,85	29,46	33,52	31,51	31,62	3,52	18,78	12,20	10,34	10,53	23,76	22,22	5,09	13,64	14,01	13,44	14,13	50	150
	Cu	37,62	33,72	36,47	53,19	40,61	30,20	31,15	36,57	< 0,02	23,43	< 0,02	5,35	8,00	26,85	29,97	10,74	2,70	5,39	5,69	4,26	40	52
	Fe	27104	24414	32327	41603	30451	37192	34599	31890	4915	16482	11066	9773	13533	21356	21030	11584	12615	14727	15739	15134		
	Hg	0,062	0,064	0,047	0,057	0,049	0,068	0,062	0,058	0,006	0,065	0,017	0,012	0,021	0,052	0,077	0,026	0,012	0,013	0,017	0,017	0,3	0,8
	Mn	803,2	821,1	1122,1	693,2	1208,1	625,0	704,6	812,0	120	355	398	419	383	490	478	290	611	756	807	876		
	Ni	13,95	14,38	13,45	14,41	14,96	14,43	14,29	20,97	3,01	9,24	5,46	5,65	6,40	11,38	11,89	5,64	4,29	9,39	10,77	13,34	30	75
	Pb	19,68	23,30	23,10	16,19	27,21	26,82	23,98	21,02	6,03	35,15	11,05	6,45	14,45	24,13	31,65	39,37	6,51	7,61	10,39	8,92	30	70
V	47,35	38,05	28,20	45,24	32,88	34,20	31,38	31,71	10,14	24,64	14,54	11,29	15,66	25,93	29,30	19,89	10,84	12,76	11,13	9,83			
Zn	71,13	70,44	74,59	66,81	75,00	78,26	76,43	81,43	5,10	46,53	20,43	12,74	29,70	55,91	58,69	29,40	20,95	26,90	31,97	25,84	100	150	
Composti organostannici (µg/g p.s.)		0,048	0,116	0,031	0,025	0,133	0,034	0,039	0,041	0,0029	0,0042	0,0026	0,0019	0,0008	0,0046	0,0012	0,0006	< 0,0005	0,0025	0,0035	< 0,0005		0,072

Tabella 3.2.3. Concentrazioni di idrocarburi alifatici nei sedimenti. In evidenza i dati che risultano maggiori dei livelli L1 e L2, secondo la normativa vigente (DM 173/2016).

		Area di immersione							Area potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio					Area potenzialmente impattate dalle operazioni di immersioni									
		A20	A21	A22	A23	A24	A74	A75	A76	A08	A11	A14	A17	A72	A47	A50	A53	A59	A62	A65	A68	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	< 0,05	< 0,05	0,082	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	0,099	0,107		
	>C12-C14	2,243	0,861	1,291	1,818	1,459	1,773	0,817	1,680	0,049	< 0,02	0,046	< 0,02	4,039	< 0,02	1,133	1,378	0,829	2,091	< 0,02	< 0,02		
	>C14-C16	13,645	6,682	5,998	8,958	10,024	9,456	4,941	13,936	1,89	4,08	2,82	4,27	4,66	4,72	4,93	5,11	2,83	4,49	3,00	2,84		
	>C16-C18	22,784	16,017	11,198	22,716	22,141	19,897	12,894	33,219	3,84	7,93	4,59	5,47	5,65	6,86	9,56	9,65	5,92	6,52	7,57	5,96		
	>C18-C20	9,960	11,460	4,792	13,834	12,988	14,311	9,341	28,936	6,82	4,62	3,24	3,37	2,40	5,16	4,17	5,39	4,62	3,73	3,71	2,43		
	>C20-C22	7,830	8,022	2,814	8,336	11,151	5,904	5,481	16,618	2,47	1,44	1,10	0,95	0,80	5,08	1,67	2,10	0,87	1,19	1,45	0,77		
	>C22-C24	2,327	1,788	0,816	1,584	2,173	1,461	1,157	2,701	1,63	0,72	0,82	0,32	0,46	2,48	0,82	0,61	0,58	0,47	1,49	0,58		
	>C24-C26	2,215	1,704	0,542	1,549	1,316	1,587	1,485	3,377	2,59	1,76	1,19	1,41	1,21	1,67	1,65	0,89	1,74	0,72	1,82	0,93		
	>C26-C28	1,492	1,605	0,633	1,039	1,036	1,123	1,457	1,467	0,18	1,21	0,02	0,03	0,78	0,03	0,71	0,89	< 0,01	0,60	1,21	< 0,01		
	>C28-C30	1,748	1,529	0,693	1,151	1,026	1,288	1,310	1,507	< 0,01	0,02	0,02	0,03	0,74	0,03	< 0,01	0,02	< 0,01	0,43	0,23	< 0,01		
	>C30-C32	1,501	1,113	1,000	0,926	3,246	2,229	1,004	1,035	< 0,01	< 0,01	0,02	0,02	< 0,01	0,03	< 0,01	0,02	0,02	0,02	< 0,01	< 0,01		
	>C32-C34	0,842	0,536	0,235	0,492	0,530	0,867	0,362	1,015	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	0,05	< 0,01	0,02	0,02	0,03	< 0,01	0,02		
	>C34-C36	22,301	15,610	10,108	14,903	15,050	0,484	9,712	0,662	< 0,01	0,02	< 0,01	< 0,01	0,76	0,03	< 0,01	0,03	0,84	0,66	< 0,01	0,04		
	>C36-C38	3,307	2,695	1,517	2,103	2,381	14,712	1,469	30,342	10,87	8,21	6,72	10,76	5,91	13,21	10,65	9,46	8,33	6,33	11,23	5,24		
	>C38-C40	0,424	0,311	0,164	0,305	0,409	0,367	0,243	0,885	0,028	0,039	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	0,047	0,060	0,595	0,028	0,032	< 0,01		
Idrocarburi Totali (C12-C40)		92,62	69,93	41,80	79,71	84,93	75,46	51,67	137,38	30,37	30,06	20,59	26,62	27,40	39,34	35,34	35,63	27,20	27,32	31,74	18,80		50

Tabella 3.2.4. Concentrazioni di idrocarburi policiclici aromatici (IPA) nei sedimenti. In evidenza i dati che risultano maggiori dei livelli L1 e L2, secondo la normativa vigente (DM 173/2016).

	Area di immersione								Area potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio					Area potenzialmente impattate dalle operazioni di immersioni							L1	L2	
	A20	A21	A22	A23	A24	A74	A75	A76	A08	A11	A14	A17	A72	A47	A50	A53	A59	A62	A65	A68			
Idrocarburi policiclici aromatici (ng/g p.s.)																							
Naftalene	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	9,47	< 0.1	< 0.1	14,23	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1		35	391
Acenafilene	< 0.05	< 0.05	< 0.05	< 0.05	< 0.05	9,758	26,592	< 0.05	36,38	75,00	< 0.05	< 0.05	< 0.05	< 0.05	96,20	< 0.05	< 0.05	18,92	< 0.05	< 0.05			
1-Metilnaftalene	3,228	2,710	3,436	3,261	3,684	3,594	4,018	4,684	5,93	< 0.1	5,82	6,47	8,27	< 0.1	< 0.1	< 0.1	4,43	7,22	5,71	8,27			
2-Metilnaftalene	3,837	4,086	0,317	0,259	0,291	0,265	< 0.05	< 0.05	9,14	8,63	6,00	6,66	7,92	11,48	11,91	7,53	4,72	6,39	7,30	7,96			
Acenaftene	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	0,731	0,692	0,675	0,670	0,427	0,621	0,690	0,652	0,649	0,565	0,327	0,295	0,459	0,691	0,778			
Fluorene	0,805	0,733	0,625	0,500	0,650	0,562	0,987	0,908	0,647	0,972	0,545	0,639	0,633	0,774	0,995	0,808	0,379	0,598	0,575	0,669	21	144	
Fenantrene	1,492	1,245	1,232	0,182	0,134	0,222	0,285	0,179	3,05	4,36	2,98	3,38	3,77	3,69	5,13	3,91	3,09	3,44	3,53	4,37	87	544	
Antracene	0,096	0,172	0,123	0,101	0,118	0,174	0,179	0,120	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	0,07	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	24	245	
Fluorantene	0,069	0,031	0,926	0,023	0,614	0,465	0,709	0,297	< 0.01	1,859	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	110	1494	
Pirene	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	0,012	< 0.01	< 0.01	0,37	1,47	0,50	0,39	0,68	0,05	0,91	0,81	0,45	0,48	0,50	0,52	153	1398	
Benzo(a)antracene	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	0,245	1,302	0,397	0,295	0,372	0,507	0,673	0,714	0,280	0,303	0,269	0,336	75	500	
Crisene	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	0,285	1,142	0,405	0,308	0,368	0,440	0,473	0,786	0,271	0,332	0,306	0,331	108	846	
7,12-Dimetilbenzo(a)antracene	< 0.05	< 0.05	< 0.05	< 0.05	< 0.05	< 0.05	< 0.05	< 0.05	2,38	6,70	< 0.05	3,32	0,91	< 0.05	7,10	6,96	< 0.05	0,65	0,42	1,06			
Benzo(b)fluorantene	< 0.001	0,128	0,076	0,089	0,093	0,036	0,046	1,112	0,745	2,537	1,211	0,820	0,920	0,835	1,863	1,185	0,709	1,005	0,544	1,079	40	500	
Benzo(k)fluorantene	0,209	0,080	0,069	0,047	0,067	0,054	0,075	< 0.001	0,633	1,941	0,885	0,690	0,728	0,892	1,278	0,963	0,595	0,715	0,389	0,731	20	500	
Benzo(a)pirene	< 0.001	0,014	< 0.001	< 0.001	< 0.001	0,010	0,021	0,068	0,575	1,218	0,798	0,576	0,698	0,744	0,821	0,871	0,534	0,653	0,449	0,620	30	100	
Dibenzo(ah)antracene	0,246	0,195	0,064	0,168	0,069	< 0.001	0,077	0,276	0,268	0,778	0,487	0,314	0,387	0,169	0,268	0,242	0,249	0,421	0,240	0,349			
Benzo(ghi)perilene	< 0.001	< 0.001	< 0.001	< 0.001	0,033	0,027	0,049	< 0.001	0,412	1,006	0,504	0,401	0,531	0,132	0,659	0,663	0,403	0,467	0,345	0,395	55	100	
Indeno(123cd)pirene	< 0.05	< 0.05	< 0.05	< 0.05	< 0.05	< 0.05	< 0.05	< 0.05	0,13	0,90	0,78	< 0.05	0,80	0,20	0,72	0,82	0,13	0,62	0,35	0,49	70	100	
IPA basso PM	9,457	8,946	5,733	4,303	4,878	15,308	32,752	6,566	65,29	89,38	15,97	32,07	21,25	16,59	114,80	12,64	12,90	37,02	17,81	22,04			
IPA alto PM	0,524	0,449	1,135	0,327	0,877	0,605	0,978	1,753	6,040	20,844	5,969	7,109	6,395	3,970	14,767	14,008	3,621	5,647	3,815	5,904			
ΣIPA 16	2,92	2,60	3,11	1,11	1,78	12,05	29,71	3,63	53,88	94,90	10,12	22,72	10,54	9,08	110,56	12,17	7,38	28,41	8,19	10,66	900	4000	

Tabella 3.2.5. Concentrazioni di composti organici persistenti, che includono pesticidi organoclorurati, pesticidi organofosfati, clorofenoli, clorobifenili, policlorobifenili, polibromo-difenil eteri, altri ritardanti di fiamma organo brominati. In evidenza i dati che risultano maggiori dei livelli L1 e L2, secondo la normativa vigente (DM 173/2016).

		Area di immersione							Area potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio					Area potenzialmente impattate dalle operazioni di immersioni											
		A20	A21	A22	A23	A24	A74	A75	A76	A08	A11	A14	A17	A72	A47	A50	A53	A59	A62	A65	A68	L1	L2		
Pesticidi (ng/g p.s.)	Aldrin	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	0,2	10	
	a-Chlordane	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	2,3	4,8	
	g-Chlordane	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	2,3	4,8	
	p,p'-DDD	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	0,8	7,8
	p,p'-DDE	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	1,8	3,7
	p,p'-DDT	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	1	4,8
	Dichlorobenzidine	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	Dieldrin	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	0,7	4,3
	Endosulfan I	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	Endosulfan II	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	Endosulfan sulfate	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	Endrin	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	2,7	10
	Endrin aldehyde	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	Endrin ketone	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	Heptachlor	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	Heptachlor epoxide	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	0,6	2,7
	Hexachlorobenzene	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	0,4	50
	Hexachlorobutadiene	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	a-Lindane	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	0,2	10
	b-Lindane	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	0,2	10
d-Lindane	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
g-Lindane	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	0,2	1	
Methoxychlor	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
Mirex	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
Clorofenoli (ng/g p.s.)	2-Chlorophenol	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
	4-Chlorophenol	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
	2,4-Dichlorophenol	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
	2,4,6-Trichlorophenol	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
Clorobifenili (ng/g p.s.)	2-Chlorobiphenyl	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
	3-Chlorobiphenyl	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
	4-Chlorobiphenyl	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	

Tabella 3.2.5. Concentrazioni di composti organici persistenti, che includono pesticidi organoclorurati, pesticidi organofosfati, clorofenoli, clorobifenili, policlorobifenili, polibromodifenil eteri, altri ritardanti di fiamma organo brominati. In evidenza i dati che risultano maggiori dei livelli L1 e L2, secondo la normativa vigente (DM 173/2016) (continua).

		Area di immersione							Area potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio					Area potenzialmente impattate dalle operazioni di immersioni										
		A20	A21	A22	A23	A24	A74	A75	A76	A08	A11	A14	A17	A72	A47	A50	A53	A59	A62	A65	A68	L1	L2	
Pesticidi organo-fosfati (ng/g p.s.)	Azinphos-methyl	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	Chlorpyrifos	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	Dichlorvos	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	Disulfoton	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	Ethoprophos	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	Fenclorophos	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	Methyl parathion	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	Metolcarb	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
Prothiofos	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
Ritardanti di fiamma (ng/g p.s.)	PBDE28	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PBDE47	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PBDE99	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PBDE100	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PBDE153	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PBDE154	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PBDE183	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	Hexabromocyclododecane	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	Tetrabromobisphenol A	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1

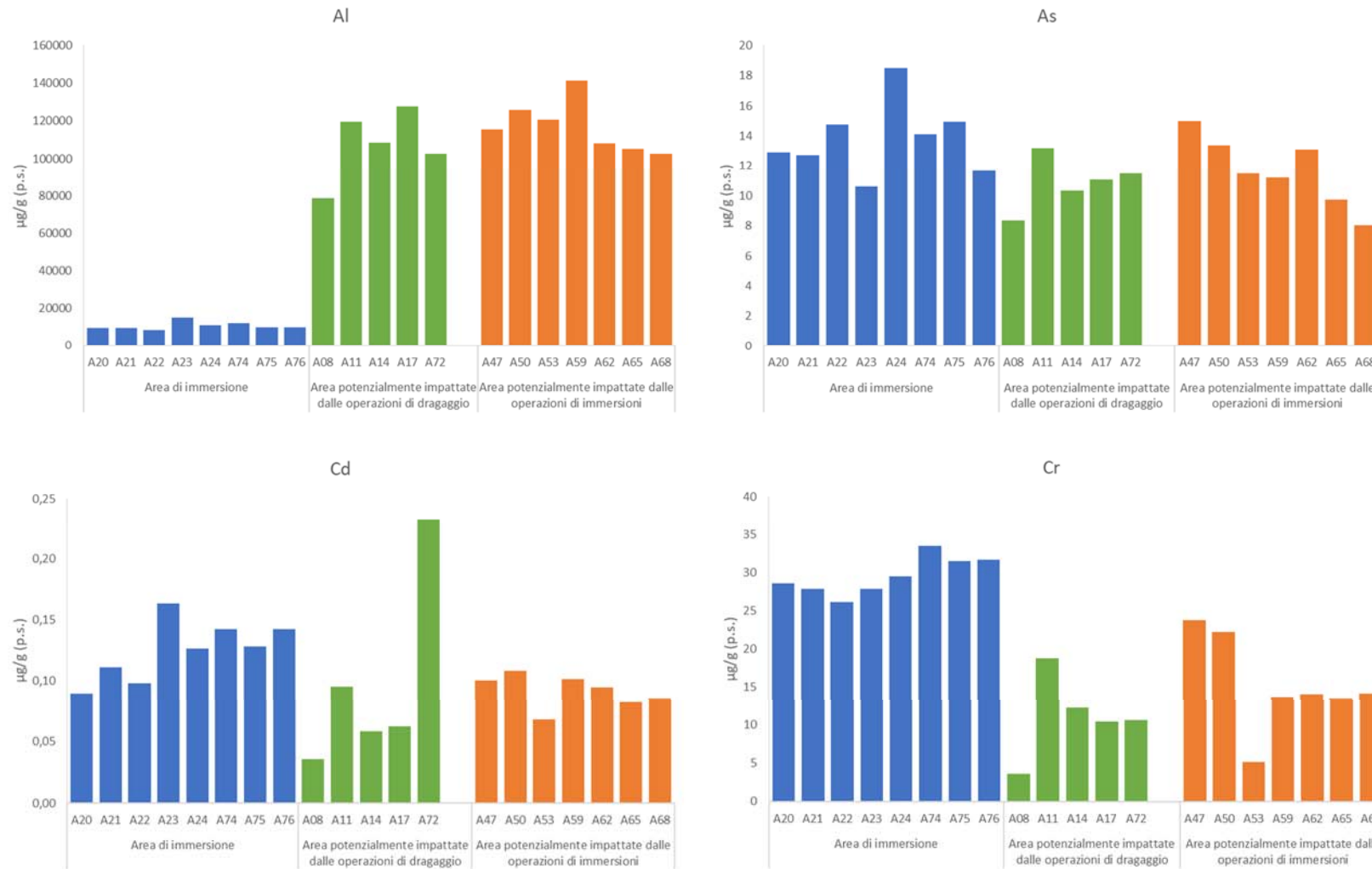


Figura 3.2.1. Concentrazioni di metalli pesanti nei sedimenti.

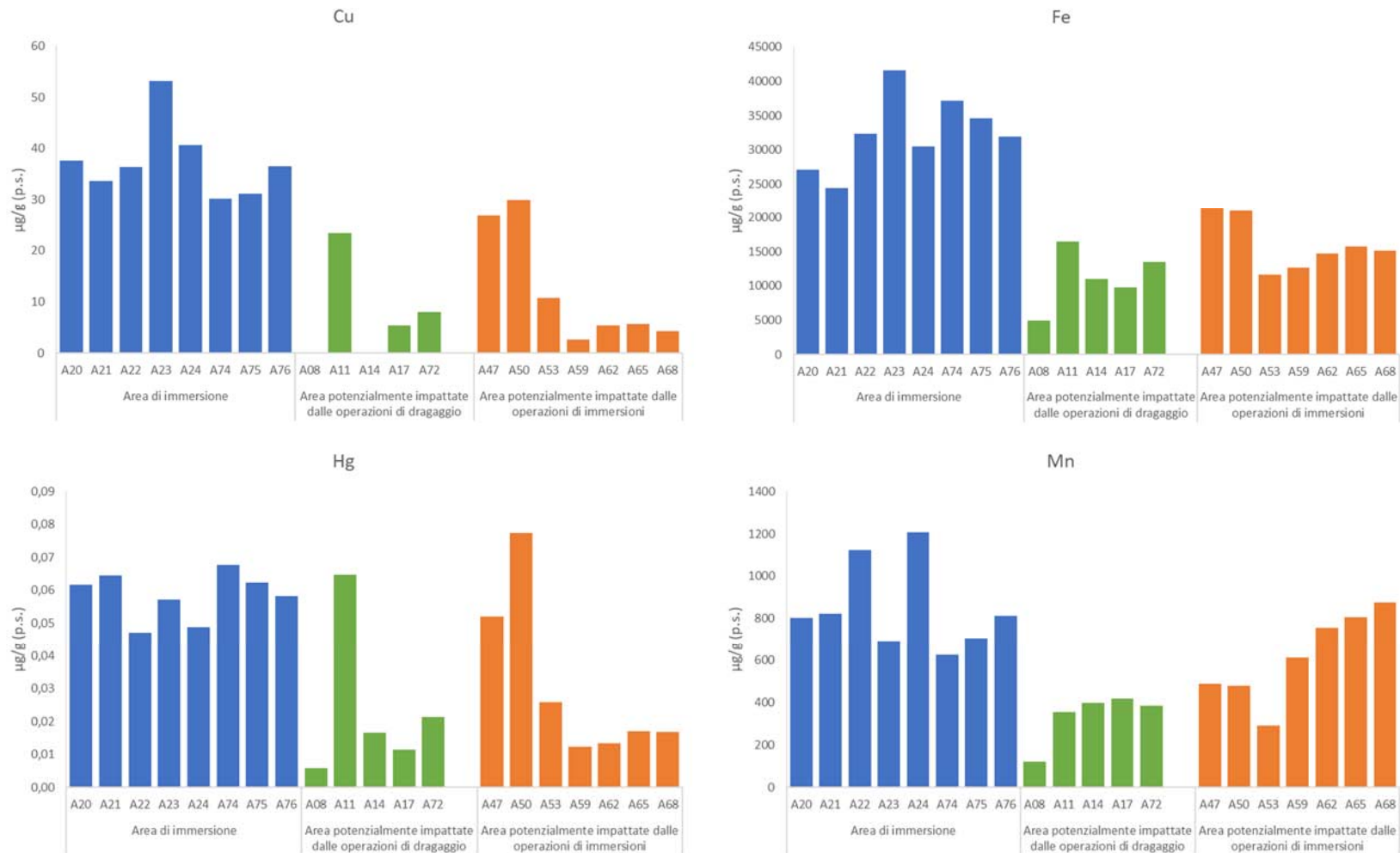


Figura 3.2.1. Concentrazioni di metalli pesanti nei sedimenti (continua).

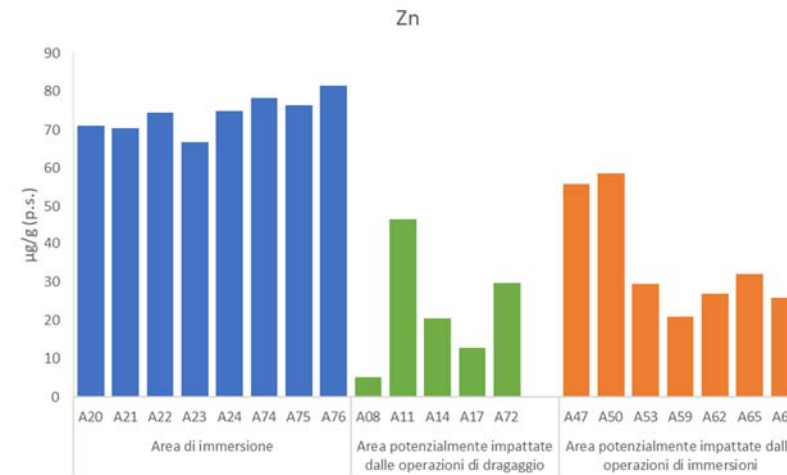
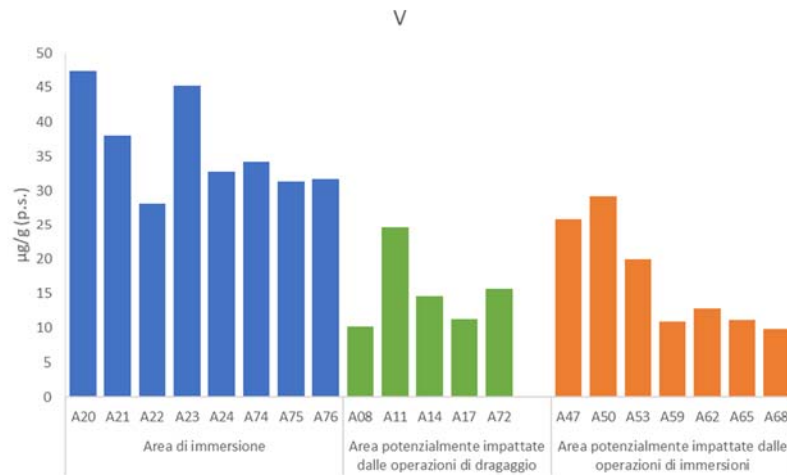
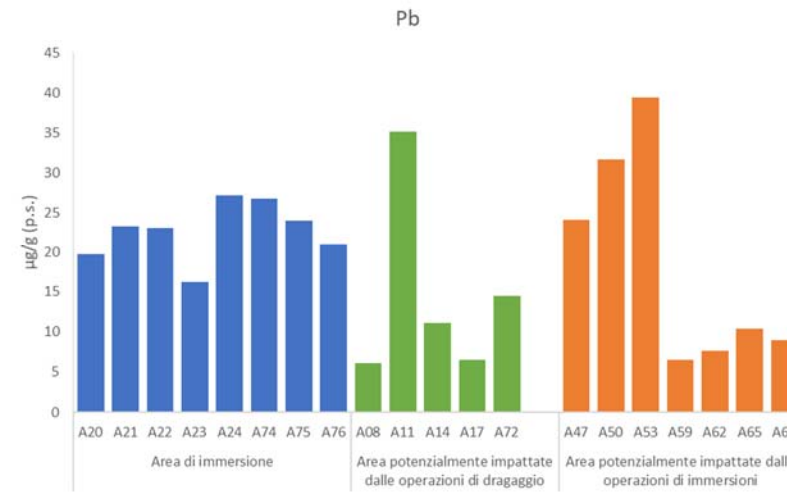
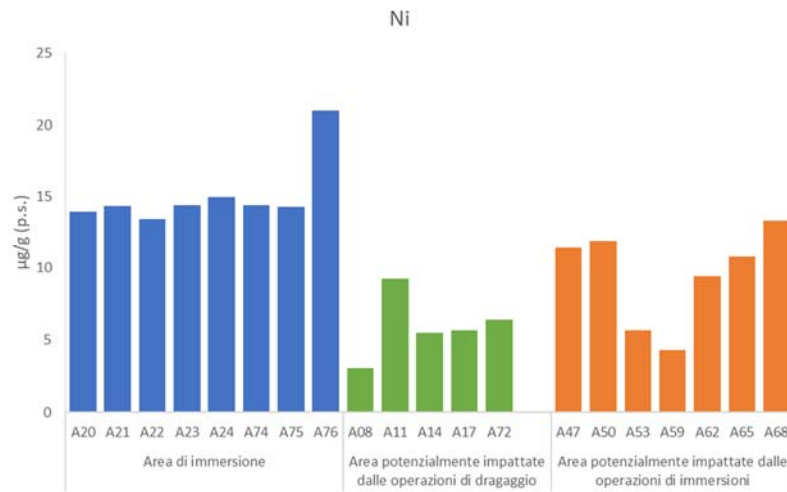


Figura 3.2.1. Concentrazioni di metalli pesanti nei sedimenti (continua).

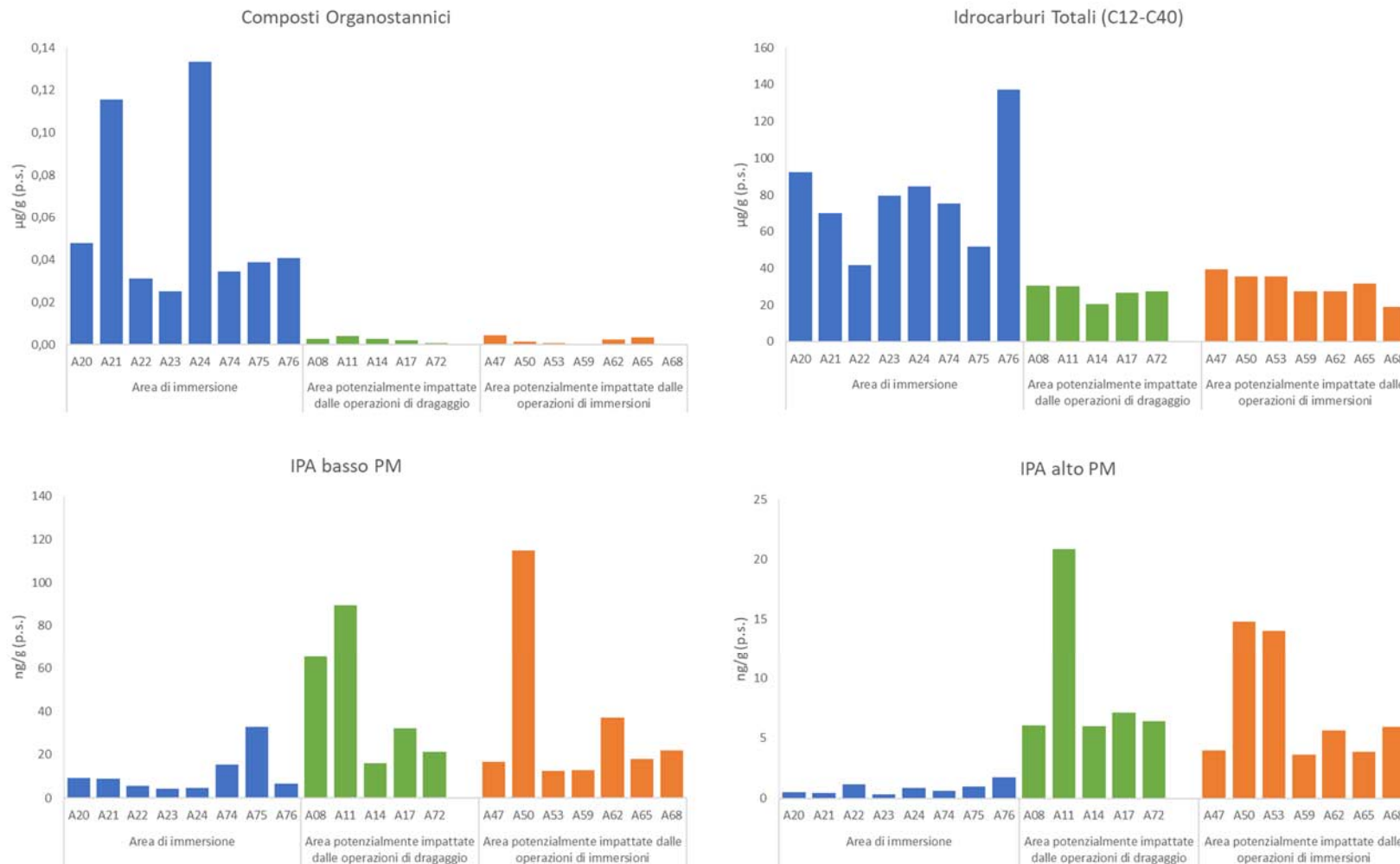


Figura 3.2.2. Concentrazioni di composti organostannici, idrocarburi alifatici, idrocarburi policiclici aromatici (IPA) a basso peso molecolare, alto peso molecolare e Σ IPA 16 nei sedimenti.

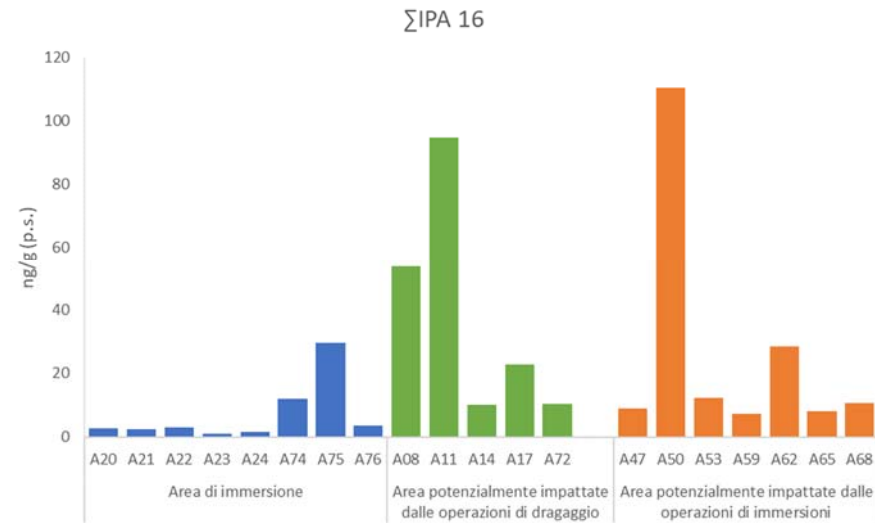


Figura 3.2.2. Concentrazioni di composti organostannici, idrocarburi alifatici, idrocarburi policiclici aromatici (IPA) a basso peso molecolare, alto peso molecolare e Σ IPA 16 nei sedimenti (continua).

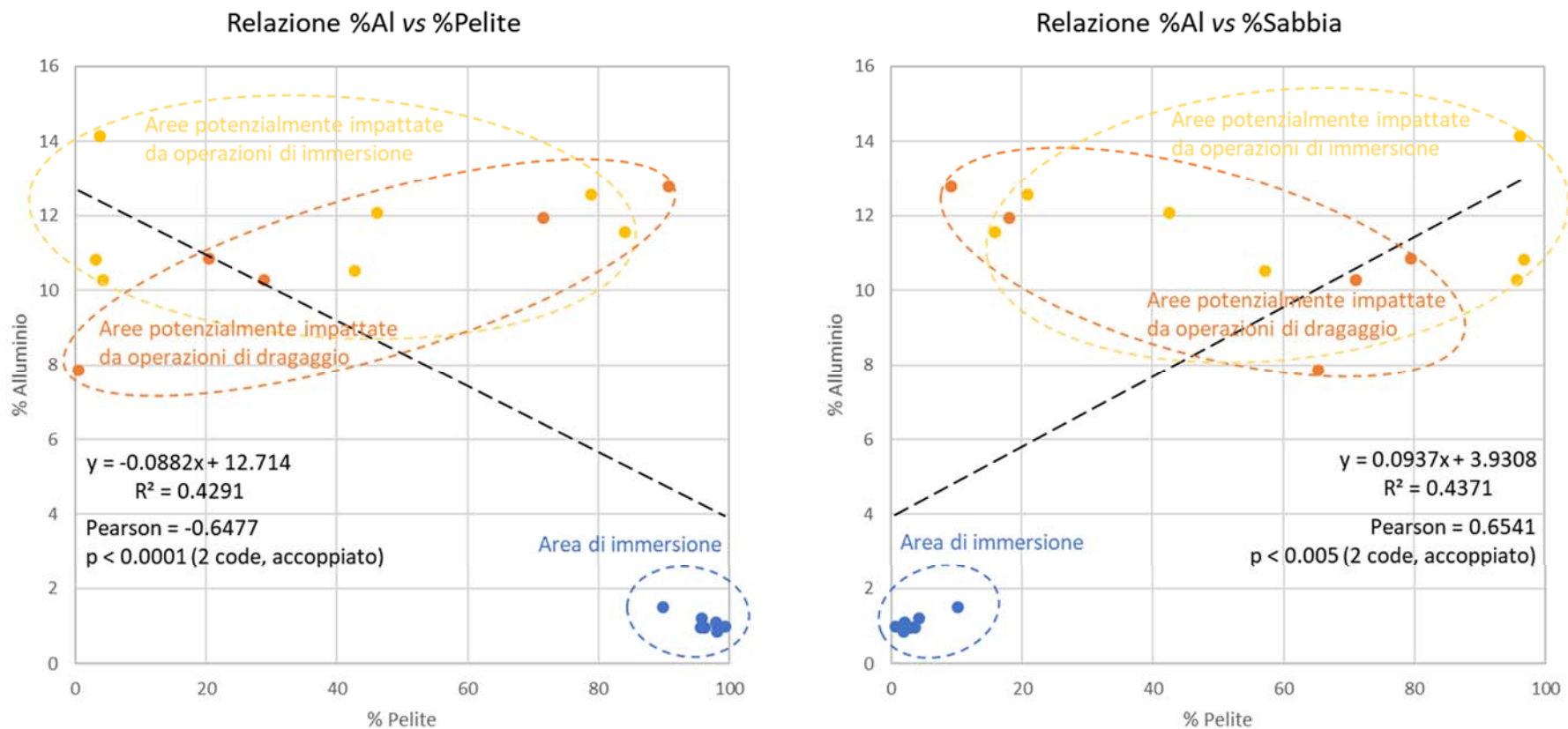


Figura 3.2.3. Correlazioni tra la percentuale di alluminio e la percentuale di pelite o sabbia (in azzurro dati relativi ai sedimenti dell'area di immersione, in giallo ed arancio quelli delle aree potenzialmente soggette alle attività rispettivamente di immersione e dragaggio).

Tabella 3.2.6. Correlazioni tra la percentuale di alluminio e le concentrazioni dei metalli pesanti riscontrate nei sedimenti.

	As	Cd	Cr	Cu	Fe	Hg	Mn	Ni	Pb	V	Zn
m	-0.1910	-0.0027	-1.4052	-2.2606	-1638.1677	-0.0026	-31.4188	-0.6496	-0.4227	-1.7489	-3.8861
q	13.7133	0.1260	30.0357	39.1977	33186.2605	0.0586	865.2083	15.5477	22.1971	36.8553	75.9268
R ²	0.1659	0.1135	0.6222	0.6351	0.6870	0.3208	0.3627	0.5527	0.0491	0.5939	0.6520
Pearson	-0.4073	-0.3369	-0.7888	-0.7970	-0.8289	-0.5664	-0.6022	-0.7435	-0.2215	-0.7706	-0.8075
Sig.	0.0028	< 0.00001	0.0007	0.0031	< 0.00001	< 0.00001	< 0.00001	0.0932	0.0004	0.0002	< 0.00001

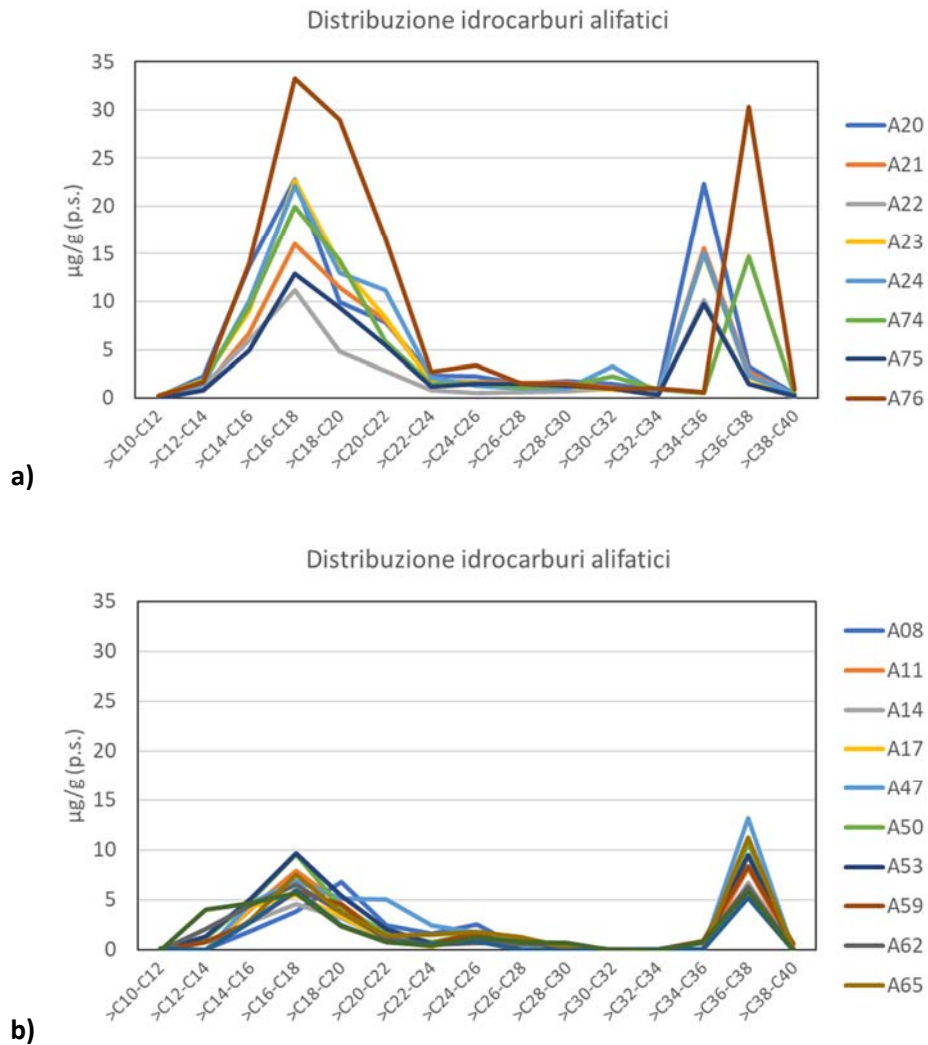


Figura 3.2.4. Distribuzione delle diverse classi degli idrocarburi alifatici in funzione del peso molecolare (numero di carboni) ottenuta per ciascun campione; a) area di immersione; b) aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio e dalle operazioni di immersione.

Classificazione del pericolo chimico dei sedimenti

I risultati chimici sono stati elaborati utilizzando il *software* Sediqualssoft 109.0 che, nei confronti dei riferimenti normativi nazionali (L1 e L2), elabora un indice di pericolo chimico basato sul numero dei contaminanti che eccedono il riferimento specifico, la pericolosità di tali parametri, e l'entità degli sforamenti misurati. Questi criteri di integrazione ponderata, oggi recepiti all'interno del DM 173/2016, abbandonano la logica del mero superamento del valore tabellare, anche minimo e da parte di un unico parametro, come principio per la classificazione chimica della qualità dei sedimenti.

I parametri elaborati con il software sono tutti i parametri standard previsti dal DM 173/2016 con l'aggiunta degli idrocarburi alifatici che nel DM sono considerati come parametri aggiuntivi: proprio perché le loro concentrazioni possono essere fortemente influenzate da fattori diversi dalla contaminazione, quali la presenza di biomassa algale o di materia organica, questi composti non compaiono nella lista dei parametri previsti per l'elaborazione ponderata dei dati chimici (vedi Tabella C1 dell'Appendice 2C, DM173/2016). Nel caso specifico dei campioni di sedimento analizzati, il basso contenuto dei composti C24-C34 che generalmente includono i congeneri più direttamente correlabili ad impatti antropici (Tabella 3.2.3, Figura 3.2.4), permette di escludere gli effetti di una contaminazione localizzata ed originata da combustibili fossili, ipotesi ulteriormente supportata dalle basse concentrazioni di idrocarburi policiclici aromatici (Tabella 3.2.4). Tuttavia, come ipotesi iper-cautelativa, è stata di seguito riportata la classificazione del pericolo chimico nei confronti di L2 ottenuta sia considerando gli idrocarburi alifatici totali ($C>12$), che senza considerare questi composti (Tabella 3.2.7). Le due elaborazioni del pericolo chimico non sono molto diverse, ed è stato inoltre verificato che non cambiano le opzioni gestionali dei sedimenti quando integrate con il pericolo ecotossicologico; per questo motivo viene commentata solo l'elaborazione più cautelativa ottenuta considerando anche gli idrocarburi alifatici, e questa è quella utilizzata nella fase finale di elaborazione della classe di qualità dei sedimenti.

Come riportato nella Tabella 11, l'elaborazione ha fornito una classe di pericolo chimico da Assente a Basso nei confronti di L1 (DM 173/2016), con l'eccezione di un campione dell'area di immersione (A24) dove è stata elaborata una classe di pericolo chimico Medio. In questo caso, i composti che hanno fornito il contributo percentualmente superiore all'indice di pericolo chimico sono stati i metalli As e Cu (Allegato 1).

Per quanto riguarda il livello di riferimento L2 (DM 173/2016), la classe di pericolo elaborata è risultata da Assente a Bassa per tutti i campioni, ad eccezione dei campioni A21, A23, A24 e A76 dell'area di immersione che presentano una classe di pericolo Media: tali risultati derivano dal superamento dei limiti L2 degli idrocarburi $C>12$ e, per i campioni A21 e A24, anche dei composti organostannici (Tabella 3.2.7).

Nell'Allegato 1 vengono riportate anche le informazioni di dettaglio relative al valore quantitativo dell'indice HQ_C, alla percentuale massima data dal parametro (in parentesi) che contribuisce maggiormente all'indice di pericolo chimico, al numero di parametri non conformi, di quelli con riferimento e di quelli analizzati.

Tabella 3.2.7. Classificazione del pericolo chimico dei sedimenti mediante integrazione ponderata dei dati, utilizzando come riferimenti i valori limite L1 e L2 (DM 173/2016). Nei confronti di L2, la prima colonna è relativa all'elaborazione del pericolo chimico ottenuta considerando anche gli idrocarburi alifatici, mentre nei risultati della seconda colonna questi composti non sono stati elaborati.

Area	Codice campione	L1	L2 (con idrocarburi alifatici C>12)	L2 (senza idrocarburi alifatici C>12)
Area di immersione	A20	TRASCURABILE	BASSO	ASSENTE
	A21	TRASCURABILE	MEDIO	BASSO
	A22	BASSO	ASSENTE	ASSENTE
	A23	BASSO	MEDIO	TRASCURABILE
	A24	MEDIO	MEDIO	BASSO
	A74	BASSO	BASSO	ASSENTE
	A75	BASSO	TRASCURABILE	ASSENTE
	A76	ASSENTE	MEDIO	ASSENTE
Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio	A08	ASSENTE	ASSENTE	ASSENTE
	A11	BASSO	ASSENTE	ASSENTE
	A14	ASSENTE	ASSENTE	ASSENTE
	A17	ASSENTE	ASSENTE	ASSENTE
	A72	ASSENTE	ASSENTE	ASSENTE
Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione	A47	BASSO	ASSENTE	ASSENTE
	A50	BASSO	ASSENTE	ASSENTE
	A53	BASSO	ASSENTE	ASSENTE
	A59	ASSENTE	ASSENTE	ASSENTE
	A62	TRASCURABILE	ASSENTE	ASSENTE
	A65	ASSENTE	ASSENTE	ASSENTE
	A68	ASSENTE	ASSENTE	ASSENTE

3.3 Caratterizzazione ecotossicologica

Risultati dei saggi ecotossicologici

Nelle Tabelle 3.3.1-3.3.4 vengono mostrati i risultati ottenuti per i singoli saggi ecotossicologici (*Vibrio fischeri* in fase solida, *Phaeodactylum tricornutum*, *Paracentrotus lividus* e *Crassostrea gigas* sugli elutriati).

Per quanto riguarda il saggio con il *Vibrio fischeri* effettuato sul sedimento in fase solida, i risultati ottenuti per la bioluminescenza riflettono una sostanziale assenza di tossicità per tutti i campioni (Tabella 3.3.1).

Tabella 3.3.1 – Risultati del saggio con *Vibrio fischeri* in fase solida. Valori di bioluminescenza espressi in unità tossiche (U.T.) peso secco (p.s.) (medie ± deviazioni standard).

Area di immersione	Controllo	Campione	Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio	Controllo	Campione	Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione	Controllo	Campione
	U.T. (p.s.)	U.T. (p.s.)		U.T. (p.s.)	U.T. (p.s.)		U.T. (p.s.)	U.T. (p.s.)
A20	328.8 ± 28.1	406.1 ± 52.8	A08	27.2 ± 0.8	0.6 ± 0.5	A47	288.6 ± 31.7	444.6 ± 85.9
A21	327.0 ± 27.8	417.3 ± 92.1	A11	275.2 ± 7.0	116.1 ± 8.2	A50	272.8 ± 5.5	175.3 ± 32.1
A22	332.8 ± 4.2	297.9 ± 31.9	A14	89.3 ± 1.4	7.2 ± 1.4	A53	188.2 ± 5.9	0.6 ± 0.8
A23	306.7 ± 10.4	370.3 ± 380.1	A17	309.6 ± 3.7	3.1 ± 0.6	A59	37.0 ± 2.0	14.4 ± 5.0
A24	332.0 ± 5.9	43.9 ± 56.6	A72	115.7 ± 0.7	90.5 ± 26.6	A62	35.1 ± 2.6	35.7 ± 0.9
A74	325.4 ± 16.3	110.0 ± 32.3				A65	159.3 ± 1.7	4.3 ± 3.5
A75	336.5 ± 52.5	350.3 ± 49.0				A68	38.5 ± 2.3	63.9 ± 20.5
A76	332.5 ± 12.1	235.3 ± 34.0						

Per quanto riguarda il saggio di tossicità svolto sull'elutriato con l'alga *Phaeodactylum tricornutum*, tutti i campioni dell'area di immersione evidenziano un generale fenomeno di biostimolazione della crescita algale (Figura 3.3.1, Tabella 3.3.2). Nei campioni di sedimento delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio e di immersione, è stata riscontrata una percentuale di inibizione compresa tra il 24 e il 47%, ad eccezione dei due campioni A47 e A59 dell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di immersione, in cui non è stato osservato nessun effetto di rilievo rispetto ai relativi controlli.

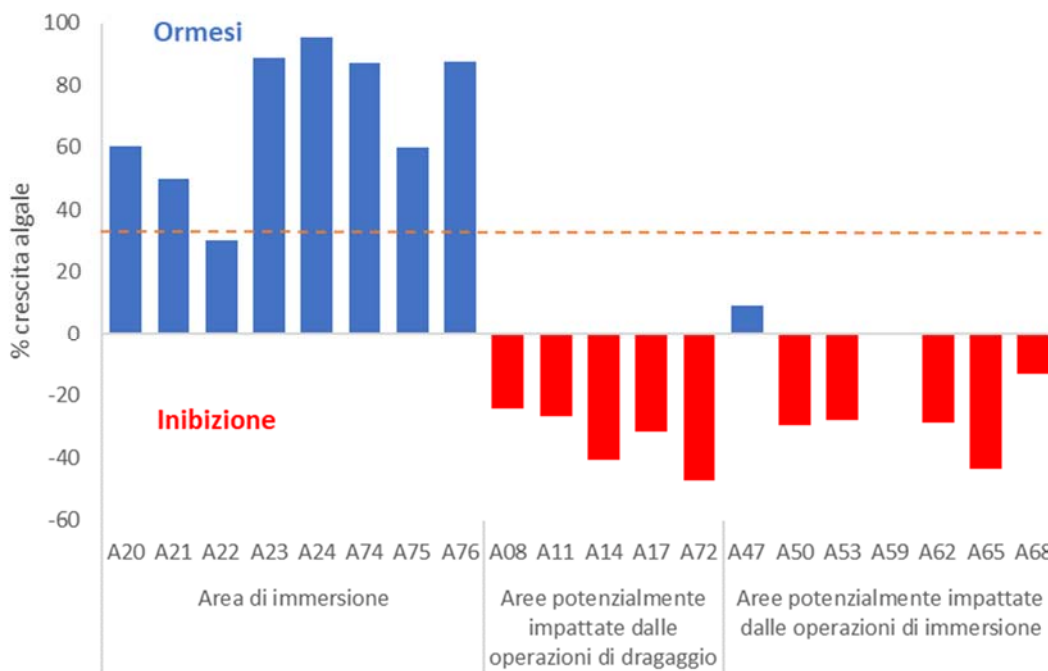


Figura 3.3.1. Risultati del saggio con *Phaeodactylum tricornutum*. Percentuale di crescita algale.

Tabella 3.3.2. Risultati del saggio con *Phaeodactylum tricornutum*. Valori di crescita algale espressi in cellx10³/ml (medie ± deviazioni standard).

Area	Campione	cellx10 ³ /ml
Area di immersione	CTRL	744.7 ± 34.6
	A20	1194.4 ± 167.8
	A21	1115.9 ± 45.4
	A22	969.8 ± 86.5
	A23	1405.6 ± 369.8
	A24	1455.6 ± 111.0
	A74	1394.0 ± 152.3
	A75	1192.1 ± 172.4
	A76	1395.2 ± 57.3
Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio	CTRL	120 ± 14.8
	A08	91.1 ± 17.1
	A11	87.8 ± 19.5
	A14	71.1 ± 6.9
	A17	82.2 ± 30.1
	A72	63.3 ± 8.8
Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione	CTRL	120 ± 14.8
	A47	131.1 ± 65.5
	A50	84.4 ± 17.1
	A53	86.7 ± 46.7
	A59	120.0 ± 27.3
	A62	85.6 ± 22.2
	A65	67.8 ± 10.7
A68	104.4 ± 25.0	

Il saggio di embriotossicità è stato svolto sul riccio *P. lividus* per i campioni dell'area di immersione analizzati a febbraio; per l'impossibilità di reperire echinodermi sessualmente maturi a settembre, il saggio di embriotossicità è stato effettuato con l'ostrica *C. gigas* per i campioni di sedimento delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio e di immersione.

I risultati complessivi vengono riportati in tabella 3.3.3 ed espressi come percentuale di esemplari malformati in tutti i campioni (compresi i controlli); nella Figura 3.3.2 i risultati vengono invece presentati dopo correzione di Abbott. Effetti biologicamente rilevanti sono stati ottenuti nel campione A47 con una percentuale di malformati pari a 68.1%, e nei campioni A20, A21, A76, A65 e A72 dove è stata riscontrata una percentuale di malformati superiore al 30% (Figura 3.3.2).

Tabella 3.3.3. Risultati del saggio di embriotossicità con *Paracentrotus lividus* e *Crassostrea gigas*. Valori di sviluppo espresso in % di esemplari malformati su tutti i campioni (medie ± deviazioni standard).

I Campionamento (febbraio)		% esemplari malformati (<i>P. lividus</i>)
Area di immersione	Ctrl	18.5 ± 4.6
	A20	49.7 ± 8.1
	A21	50.3 ± 17.2
	A22	34.7 ± 6.0
	A23	30.7 ± 2.5
	A24	32.7 ± 6.0
	A74	32.0 ± 3.5
	A75	34.3 ± 5.5
	A76	47.0 ± 4.4

II Campionamento (luglio)		% esemplari malformati (<i>C. gigas</i>)
Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio	Ctrl	15.3 ± 3.4
	A08	29.3 ± 3.5
	A11	33.3 ± 2.5
	A14	40.7 ± 5.5
	A17	39.3 ± 5.0
	A72	42.3 ± 11.7
	Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione	A47
A50		37.7 ± 9.3
A53		38.3 ± 7.5
A59		27.3 ± 10.6
A62		27.0 ± 3.6
A65		54.7 ± 13.4
A68		25.3 ± 5.1

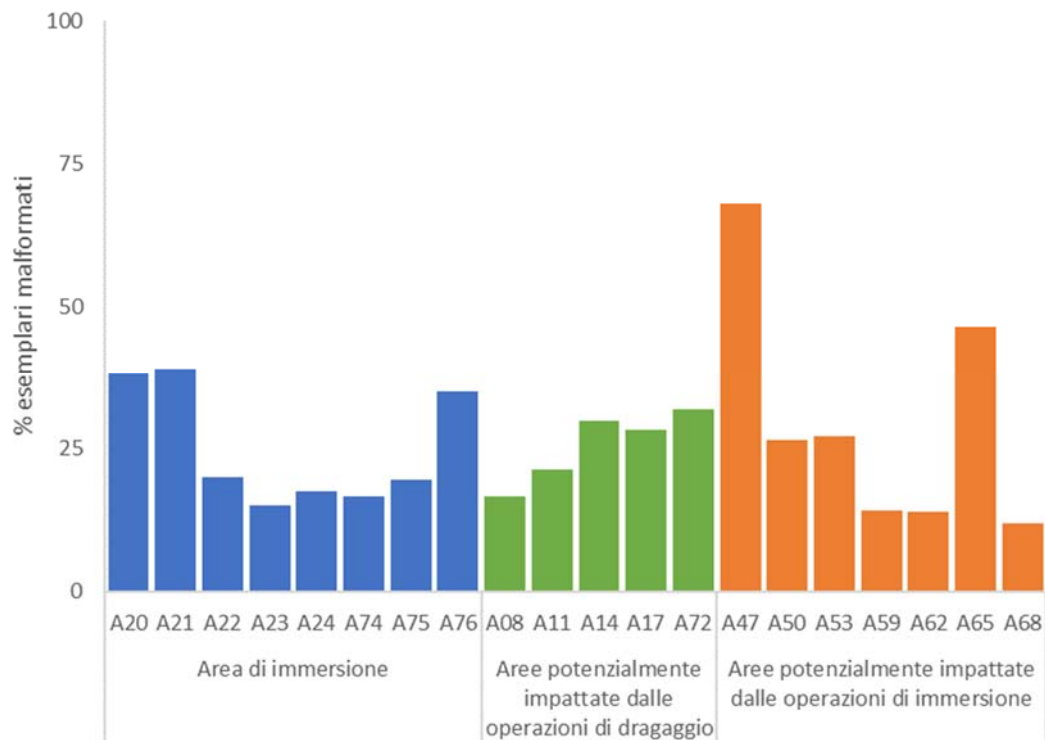


Figura 3.3.2 - Risultati del saggio di embriotossicità con *Paracentrotus lividus* e *Crassostrea gigas*. Percentuale di esemplari malformati dopo correzione di Abbott.

La tabella 3.3.4 mostra i risultati complessivi della elaborazione della batteria di saggi ecotossicologici condotti sui sedimenti; nell'Allegato 2 vengono riportate informazioni di dettaglio sulla elaborazione dei singoli saggi.

I criteri di integrazione ponderata del nuovo DM 173/2016 consentono di abbandonare il principio della classificazione ecotossicologica determinata dal risultato peggiore: il giudizio sull'intera batteria dipende dalla rilevanza tossicologica dell'*endpoint* misurato in ciascun saggio, dalla soglia di sensibilità della specie, dalla significatività statistica ed entità delle variazioni misurate, dalle condizioni di saggio.

La classe di pericolo ecotossicologico elaborata per i campioni di sedimento (Tabella 3.3.4) è risultata sempre Assente o Bassa, ad eccezione dei campioni A14 e A64 provenienti dalle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio o dalle operazioni di immersione che hanno evidenziato una classe di pericolo ecotossicologico Medio. In generale, il saggio con l'alga *P. tricornutum* è stato quello che ha contribuito maggiormente alla tossicità complessiva della batteria, seguito in misura minore dal saggio di embriotossicità.

Tabella 3.3.4. Elaborazione della classe di pericolo ecotossicologico ottenuta mediante i criteri di integrazione ponderata sulle batterie di saggi (DM 173/2016). a) Campioni area di immersione; b) aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio; c) Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione.

a)

Area	Campione	Specie	HQ _{specifico}	HQ _{batteria}	Classificazione ecotossicologica
Area di immersione	A20	<i>Paracentrotus lividus</i>	2.37	0.94	ASSENTE
		<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	1.29		
		<i>Vibrio fischeri</i>	0.43		
	A21	<i>Paracentrotus lividus</i>	0.37	0.5	ASSENTE
		<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	1.29		
		<i>Vibrio fischeri</i>	0.53		
	A22	<i>Paracentrotus lividus</i>	0.19	0.04	ASSENTE
		<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	0.00		
<i>Vibrio fischeri</i>		0.00			
A23	<i>Paracentrotus lividus</i>	0.14	0.44	ASSENTE	
	<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	1.29			
	<i>Vibrio fischeri</i>	0.50			
A24	<i>Paracentrotus lividus</i>	0.17	0.33	ASSENTE	
	<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	1.29			
	<i>Vibrio fischeri</i>	0.00			
A74	<i>Paracentrotus lividus</i>	0.16	0.33	ASSENTE	
	<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	1.29			
	<i>Vibrio fischeri</i>	0.00			
A75	<i>Paracentrotus lividus</i>	0.19	0.37	ASSENTE	
	<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	1.29			
	<i>Vibrio fischeri</i>	0.12			
A76	<i>Paracentrotus lividus</i>	2.17	0.79	ASSENTE	
	<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	1.29			
	<i>Vibrio fischeri</i>	0.00			

Tabella 3.3.4. Elaborazione della classe di pericolo ecotossicologico ottenuta mediante i criteri di integrazione ponderata sulle batterie di saggi (DM 173/2016). a) Campioni area di immersione; b) aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio; c) Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione (continua).

b)

Area	Campione	Specie	HQ _{specifico}	HQ _{batteria}	Classificazione ecotossicologica
Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio	A08	<i>Crassostrea gigas</i>	1.02	0.34	ASSENTE
		<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	0.46		
		<i>Vibrio fischeri</i>	0.00		
	A11	<i>Crassostrea gigas</i>	1.32	0.42	ASSENTE
		<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	0.51		
		<i>Vibrio fischeri</i>	0.00		
	A14	<i>Crassostrea gigas</i>	1.85	1.63	MEDIO
		<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	4.19		
		<i>Vibrio fischeri</i>	0.00		
	A17	<i>Crassostrea gigas</i>	1.76	0.55	ASSENTE
		<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	0.63		
		<i>Vibrio fischeri</i>	0.00		
	A72	<i>Crassostrea gigas</i>	0.30	1.3	BASSO
		<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	4.86		
		<i>Vibrio fischeri</i>	0.00		

c)

Area	Campione	Specie	HQ _{specifico}	HQ _{batteria}	Classificazione ecotossicologica
Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione	A47	<i>Crassostrea gigas</i>	4.23	1.22	BASSO
		<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	0.00		
		<i>Vibrio fischeri</i>	0.72		
	A50	<i>Crassostrea gigas</i>	0.25	0.18	ASSENTE
		<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	0.55		
		<i>Vibrio fischeri</i>	0.00		
	A53	<i>Crassostrea gigas</i>	1.69	0.53	ASSENTE
		<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	0.63		
		<i>Vibrio fischeri</i>	0.00		
	A59	<i>Crassostrea gigas</i>	0.18	0.04	ASSENTE
		<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	0.00		
		<i>Vibrio fischeri</i>	0.00		
	A62	<i>Crassostrea gigas</i>	0.13	0.17	ASSENTE
		<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	0.55		
		<i>Vibrio fischeri</i>	0.05		
A65	<i>Crassostrea gigas</i>	2.89	2.12	MEDIO	
	<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	4.48			
	<i>Vibrio fischeri</i>	0.00			
A68	<i>Crassostrea gigas</i>	0.11	0.3	ASSENTE	
	<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	0.30			
	<i>Vibrio fischeri</i>	0.89			

3.4 Classificazione della qualità dei sedimenti

Applicando i criteri di integrazione ponderata 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”*, l'elaborazione del pericolo chimico e del pericolo ecotossicologico dei sedimenti sono state integrate per elaborare la *“Classe di Qualità”* dei sedimenti analizzati.

Nella tabella 3.4.1 sono riassunte per ogni campione di sedimento dell'area di immersione, dell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio e dell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di immersione, la percentuale di pelite, la Classe di pericolo ecotossicologico, il contributo percentuale fornito a questo pericolo dall'elutriato, la Classe di pericolo chimico, e la Classe di Qualità complessiva del materiale: sebbene non siano previste attività di movimentazione dei sedimenti di tutte le aree, per una maggior confrontabilità dei risultati, vengono anche indicate quali sarebbero le opzioni gestionali eventualmente previste in seguito alla classificazione dei sedimenti ottenuta mediante DM 173/2016.

Campioni dell'area di immersione (A20, A21, A22, A23, A24, A74, A75 e A76):

- I campioni **A22, A75** sono risultati di **Classe A** ma con un contenuto di pelite superiore a quello previsto per il ripascimento della spiaggia emersa. Secondo le indicazioni del DM 173/2016, questi sedimenti sono compatibili con opzioni di gestione quali il ripascimento sommerso, l'immersione deliberata in aree marine non costiere o in ambiente conterminato marino-costiero.
- I campioni **A20, A21, A23, A24, A74 e A76** sono risultati di **Classe B** e dunque compatibili con l'immersione deliberata in aree marine non costiere o in ambiente conterminato marino-costiero.

Campioni dell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio (A08, A11, A14, A17, A72):

- I campioni **A08, A11, A17 e A72** sono risultati di **Classe A**. Secondo quanto previsto dal DM 173/2016, soltanto il campione A8 presenta un contenuto di pelite compatibile anche con il ripascimento della spiaggia emersa, mentre per tutti i campioni sono possibili opzioni di gestione quali il ripascimento sommerso, l'immersione deliberata in aree marine non costiere o in ambiente conterminato marino-costiero.
- Il campione A14 è risultato essere di **Classe C** e dunque compatibile con l'immersione in ambiente conterminato.

Campioni dell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di immersione (A47, A50, A53, A59, A62, A65, A68):

- I campioni **A47, A50, A53, A59, A62** e **A68** sono risultati di **Classe A**. Secondo quanto previsto dal DM 173/2016, solo i campioni A59, A62 e A68 hanno un contenuto di pelite tale da renderli idonei anche con il ripascimento della spiaggia emersa: tutti i campioni sono compatibili per opzioni di gestione quali il ripascimento sommerso, l'immersione deliberata in aree marine non costiere o in ambiente conterminato.
- Il campione **A65** è risultato di **Classe C** e compatibili con l'immersione in ambiente conterminato.

Tabella 3.4.1. Classificazione di qualità dei sedimenti (classe di pericolo ecotossicologico, classificazione chimica, classe di qualità del materiale).

Area	Campione	% Pelite	Classe di pericolo ecotossicologico	Contributo % elutriato	Classe di pericolo chimico	Classe di qualità del materiale	Note
Area di immersione	A20	96,9	ASSENTE	89,5	HQc(L2) >= Basso e HQc(L2) <= Medio	B	
	A21	96,3	ASSENTE	75,8	HQc(L2) >= Basso e HQc(L2) <= Medio	B	
	A22	98,2	ASSENTE	100	HQc(L2) <= Trascurabile	A	Pelite superiore a quanto indicato per ripascimento (Allegato tecnico, Figura 7)
	A23	89,8	ASSENTE	74,1	HQc(L2) >= Basso e HQc(L2) <= Medio	B	
	A24	97,9	ASSENTE	100	HQc(L2) >= Basso e HQc(L2) <= Medio	B	
	A74	95,8	ASSENTE	100	HQc(L2) >= Basso e HQc(L2) <= Medio	B	
	A75	99,4	ASSENTE	92,5	HQc(L2) <= Trascurabile	A	Pelite superiore a quanto indicato per ripascimento (Allegato tecnico, Figura 7)
	A76	98,1	ASSENTE	100	HQc(L2) >= Basso e HQc(L2) <= Medio	B	
Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio	A08	0,5	ASSENTE	100	HQc(L2) <= Trascurabile	A	
	A11	79,8	ASSENTE	100	HQc(L2) <= Trascurabile	A	Pelite superiore a quanto indicato per ripascimento (Allegato tecnico, Figura 7)
	A14	20,4	MEDIO	100	HQc(L2) <= Basso	C	
	A17	90,8	ASSENTE	100	HQc(L2) <= Trascurabile	A	Pelite superiore a quanto indicato per ripascimento (Allegato tecnico, Figura 7)
	A72	28,8	BASSO	100	HQc(L1) <= Basso	A	Pelite superiore a quanto indicato per ripascimento (Allegato tecnico, Figura 7)
Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione	A47	84	BASSO	85,4	HQc(L1) <= Basso	A	Pelite superiore a quanto indicato per ripascimento (Allegato tecnico, Figura 7)
	A50	79	ASSENTE	100	HQc(L2) <= Trascurabile	A	Pelite superiore a quanto indicato per ripascimento (Allegato tecnico, Figura 7)
	A53	52	ASSENTE	100	HQc(L2) <= Trascurabile	A	Pelite superiore a quanto indicato per ripascimento (Allegato tecnico, Figura 7)
	A59	3,7	ASSENTE	100	HQc(L2) <= Trascurabile	A	
	A62	3,1	ASSENTE	93,2	HQc(L2) <= Trascurabile	A	
	A65	42,8	MEDIO	100	HQc(L2) <= Basso	C	
	A68	4,1	ASSENTE	31,5	HQc(L2) <= Trascurabile	A	

3.5 Caratterizzazione microbiologica

Al fine di una valutazione preliminare del grado di contaminazione dei sedimenti e la relativa pericolosità per l'ambiente acquatico circostante, ci si è riferiti al D.M. n. 367 del 6 novembre 2003 (pubblicato in Gazzetta Ufficiale Serie Generale n. 284 dell'8 gennaio 2004 – 4 dicembre 2008), che fissa gli standard di qualità ambientale per i sedimenti di acque marino-costiere, lagune e stagni.

Le normative vigenti prevedono la caratterizzazione dei principali indicatori di contaminazione microbiologica dei sedimenti allo scopo di fornire indicazioni in merito all'opportunità di mettere in atto misure di contenimento per questo tipo di contaminazione. Esse, tuttavia, non prevedono valori di riferimento per ecosistemi costieri non interessati da balneazione.

Le analisi microbiologiche condotte in questo contesto hanno avuto lo scopo di saggiare lo stato di salute dei campioni di sedimento prelevati, in relazione alla eventuale contaminazione di tipo fecale. È stata quindi valutata la presenza di indicatori di contaminazione in atto, come i batteri del genere *Salmonella*, di contaminazione recente sia di origine animale, Coliformi fecali e batteri della specie *Escherichia coli*, sia derivante dai suoli o terreni circostanti, come i Coliformi totali. Inoltre è stata valutata la eventuale presenza di una contaminazione fecale pregressa, correlata alla presenza di Streptococchi fecali; di una contaminazione da Stafilococchi, da far risalire anch'essa al passato poiché rappresentata da batteri persistenti, in quanto resistenti alle condizioni ambientali e alle condizioni di alofilia; di quella remota come indicato dalla eventuale presenza di spore di Clostridi solfito-riducenti; di miceti (funghi e muffe), come indice di contaminazione correlata ad attività di balneazione e comunque ad attività antropiche.

I risultati delle analisi microbiologiche effettuate sui campioni di sedimento prelevati nel corso del monitoraggio *ante operam* sono riportati in Tabella 3.5.1.

Le analisi microbiologiche effettuate nel campione di sedimento superficiale A08 hanno mostrato una lieve contaminazione fecale recente di provenienza ambientale, con un valore di Coliformi totali pari a 0,6 *Most Probable Number* per grammo di peso secco (MPN g⁻¹ p.s.), mentre la contaminazione di origine animale, data dai Coliformi fecali e da batteri della specie *Escherichia coli*, è risultata assente. Più significativa è invece risultata la contaminazione pregressa data dagli Streptococchi fecali, con un valore di 14 MPN g⁻¹ p.s. La contaminazione fecale di tipo remoto, data dalle spore di Clostridi solfito-riducenti, è risultata assente. In questo campione di sedimento è stata inoltre riscontrata la presenza di Miceti, con valori di Unità Formanti Colonia per grammo di peso secco (UFC g⁻¹ p.s.) pari a $5,8 \times 10^2$. I batteri patogeni dei generi *Salmonella* sono risultati assenti, mentre è stata riscontrata la presenza di batteri del genere *Staphylococcus* potenzialmente patogeni in quanto positivi al saggio di agglutinazione.

Tabella 3.5.1. Risultati delle analisi microbiologiche dei campioni di sedimento

Campione sedimento	Coliformi totali MPN g ⁻¹ p.s.	Coliformi fecali MPN g ⁻¹ p.s.	<i>Escherichia coli</i> MPN g ⁻¹ p.s.	Streptococchi fecali MPN g ⁻¹ p.s.	Salmonelle P/A	Stafilococchi P/A	Miceti UFC g ⁻¹ p.s.	Spore di Clostridi solfito-riducenti UFC g ⁻¹ p.s.
A08	0,6	0	0	14	A	P(agg. +)	5,8 × 10 ²	0
A11	0,5	0,5	0,5	0	A	P(agg. -)	4,4 × 10 ⁴	2,3 × 10
A14	210	180	74	140	A	P(agg. +)	4,0 × 10 ⁴	1,0 × 10
A17	2	0,5	0,5	1,7	A	A	2,2 × 10 ³	4
A47	0	0	0	10,5	A	P(agg. +)	1,5 × 10 ⁵	1,0 × 10 ²
A50	1,8	1,8	1,4	0	A	P(agg. +)	1,6 × 10 ⁵	5,0 × 10
A53	10,7	3,2	3,2	0,5	P	P(agg. +)	6,0 × 10 ³	0
A59	0	0	0	3,5	A	A	2,4 × 10 ³	4,4
A62	0	0	0	3,4	A	P(agg. +)	7,9 × 10 ³	0
A65	0	0	0	1,8	A	P(agg. +)	2,6 × 10 ³	5
A68	0	0	0	3,2	A	P(agg. +)	1,6 × 10 ³	0
A72	0	0	0	18,8	A	P(agg. +)	4,0 × 10 ⁴	6,6

 MPN = *Most Probable Number*; UFC = Unità Formanti Colonia; P/A = Presenza/Assenza; agg. + = positività prova agglutinazione; agg. - = negatività prova agglutinazione.

Nel campione di sedimento A11 è stata riscontrata contaminazione fecale recente, di origine sia ambientale, sia animale, con valori di coliformi totali, coliformi fecali ed *Escherichia coli* pari a 0,5 MPN g⁻¹ p.s. La contaminazione fecale pregressa è invece risultata assente. La contaminazione fecale di tipo remoto ha mostrato valori modesti, pari a 2,3 × 10 UFC g⁻¹ p.s. di sedimento. Importante è stata la contaminazione da miceti riscontrata in questo campione, con valori di UFC g⁻¹ p.s. pari a 4,4 × 10⁴. Le Salmonelle non sono state riscontrate, mentre sono risultati presenti Stafilococchi ma del tipo non agglutinante, quindi a ridotta patogenicità.

Dal campione di sedimento A14 è emersa la presenza di contaminazione fecale recente a valori molto elevati, in particolare per quella di origine ambientale con valori di Coliformi totali pari a 210 MPN g⁻¹ p.s., e una contaminazione fecale recente di tipo animale con valori di Coliformi fecali pari a 180 MPN g⁻¹ p.s. e di batteri della specie *Escherichia coli* con 74 MPN g⁻¹ p.s. In questo campione è stata inoltre individuata una elevata contaminazione fecale di tipo pregresso, con valori di Streptococchi fecali pari a 140 MPN g⁻¹ p.s. Per quanto riguarda la contaminazione remota, nel campione A14 è stato riscontrato un contenuto in spore di Clostridi solfito-riducenti pari a 1,0 × 10 UFC g⁻¹ p.s. Elevati valori sono stati inoltre riscontrati per i Miceti, con un valore di UFC g⁻¹ p.s. pari a 4,0 × 10⁴. In questo campione di sedimento non sono stati riscontrati batteri patogeni dei generi *Salmonella*, mentre è stata rilevata la presenza di batteri patogeni agglutinanti del genere *Staphylococcus*.

Nel campione di sedimento A17 è stata riscontrata una lieve contaminazione fecale recente, sia di origine ambientale con valori pari a 2 MPN g⁻¹ p.s. di Coliformi totali, sia animale con valori pari a 0,5 MPN g⁻¹ p.s. sia per i Coliformi fecali, sia per *Escherichia coli*. La contaminazione fecale pregressa ha mostrato anch'essa valori non elevati, pari a 1,7 MPN g⁻¹ p.s. di Streptococchi fecali. La contaminazione fecale di tipo remoto è stata rilevata a valori bassi, pari a 4 UFC g⁻¹ p.s. di spore di Clostridi solfito-riducenti. La contaminazione da Miceti ha mostrato valori medio-alti, pari a 2,2 × 10³ UFC g⁻¹ p.s. Non sono stati riscontrati batteri patogeni né *Salmonella* spp., né *Staphylococcus* spp.

Il campione A47 ha mostrato l'assenza di contaminazione fecale recente, sia di origine ambientale, come Coliformi totali, sia animale, rappresentata dai Coliformi fecali e da batteri della specie *Escherichia coli*. Elevata è risultata invece la contaminazione fecale di tipo pregresso, con un valore di Streptococchi fecali pari a 10,5 MPN g⁻¹ p.s. di sedimento. Per la contaminazione fecale remota sono stati riscontrati valori elevati, pari a 1,0 × 10² UFC g⁻¹ p.s. di spore di Clostridi solfito-riducenti. Anche la contaminazione da Miceti ha mostrato livelli elevati, con valori pari a 1,5 × 10⁵ UFC g⁻¹ p.s. In questo campione i batteri patogeni del genere *Salmonella* sono risultati assenti, mentre quelli del genere *Staphylococcus* sono stati riscontrati nella forma patogena agglutinante.

Nel campione di sedimento A50, i livelli di contaminazione fecale di tipo recente sia di origine ambientale, sia di origine animale, hanno mostrato valori pari a 1,8 MPN g⁻¹ p.s. per i Coliformi totali e Coliformi fecali e valori pari a 1,4 MPN g⁻¹ p.s. per i batteri della specie *E. coli*. La contaminazione fecale di tipo pregresso è risultata, invece, assente. Per i valori di contaminazione fecale remota, le spore di Clostridi solfito-riducenti hanno mostrato livelli pari a 5,0 × 10 UFC g⁻¹ p.s. Una elevata concentrazione è stata inoltre rilevata per i Miceti, con valori pari a 1,6 × 10⁵ UFC g⁻¹ p.s. In questo campione di sedimento superficiale non sono state riscontrate Salmonelle, mentre è stata rilevata la presenza di Stafilococchi positivi ai saggi di agglutinazione, quindi caratterizzati da probabile patogenicità.

Il campione di sedimento A53 ha mostrato la presenza di contaminazione fecale recente, più significativa per quella di origine animale, con valori di Coliformi totali pari a 10,7 MPN g⁻¹ p.s., rispetto a quella di origine animale, dove sono stati messi in evidenza valori pari a 3,2 MPN g⁻¹ p.s. sia per Coliformi fecali, sia per *E. coli*. La contaminazione fecale pregressa ha mostrato valori lievi, pari a 0,5 MPN g⁻¹ p.s. di Streptococchi fecali. La contaminazione fecale remota non è stata rilevata in questo campione di sedimento. La concentrazione dei Miceti è risultata pari a 6,0 × 10³ UFC g⁻¹ p.s. Nel campione A53 è stata riscontrata la presenza di batteri patogeni sia del genere *Salmonella*, sia del genere *Staphylococcus* e in quest'ultimo caso i batteri sono risultati positivi al saggio di agglutinazione, quindi probabili patogeni.

Nel campione A59 non è stata rilevata contaminazione fecale recente, testimoniata da Coliformi totali e fecali e da batteri della specie *E. coli*. Sono stati invece riscontrati valori di Streptococchi fecali, bioindicatori di contaminazione fecale di tipo pregresso, pari a 3,5 MPN g⁻¹ p.s. Nello stesso campione, la contaminazione fecale di tipo remoto è stata rilevata a valori di spore di Clostridi solfito-riducenti pari a 4,4 UFC g⁻¹ p.s. di sedimento. Per quanto riguarda la contaminazione da Miceti, il campione A59 ha mostrato valori pari a 2,4 × 10³ UFC g⁻¹ p.s. Non sono stati rilevati batteri patogeni, né del genere *Salmonella*, né del genere *Staphylococcus*.

Nel campione di sedimento A62 la contaminazione fecale di tipo recente, comprovata dalla presenza di Coliformi totali e fecali e da batteri della specie *E. coli*, è risultata mancante. La contaminazione fecale di tipo pregresso ha mostrato valori pari a 3,4 MPN g⁻¹ p.s. di Streptococchi fecali. La contaminazione fecale di tipo remoto, rilevata da spore di Clostridi solfito-riducenti, è risultata assente. I Miceti sono stati riscontrati con valori pari a 7,9 × 10³ UFC g⁻¹ p.s. Le Salmonelle sono risultate assenti, mentre è stata riscontrata la presenza di Stafilococchi con positività al saggio di agglutinazione.

Il campione A65 non ha mostrato la presenza di Coliformi totali e fecali e batteri della specie *E. coli*, escludendo quindi una contaminazione fecale recente. Lo stesso campione di sedimento ha invece mostrato contaminazione fecale pregressa, con un valore pari a 1,8 MPN g⁻¹ p.s. di Streptococchi fecali.

La contaminazione fecale remota ha mostrato valori di spore di Clostridi solfito-riducenti pari a 5 UFC g⁻¹ p.s. I Miceti sono stati rilevati con un valore di 2,6 ×10³ UFC g⁻¹ p.s. Le Salmonelle sono risultate assenti, mentre è stata riscontrata la presenza di Stafilococchi di tipo agglutinante, quindi probabili patogeni.

Dalle analisi del campione di sedimento A68 non è emersa contaminazione fecale recente, essendo risultati pari a zero i valori per Coliformi totali e fecali e batteri della specie *E. coli*. Nel campione è stata messa in evidenza una contaminazione fecale pregressa, con valori di Streptococchi fecali pari a 3,2 MPN g⁻¹ p.s. La contaminazione fecale remota, rilevata come spore di Clostridi solfito-riducenti, è risultata assente. I livelli dei Miceti sono risultati pari a 1,6 ×10³ UFC g⁻¹ p.s. Non sono stati riscontrati batteri patogeni del genere *Salmonella*, ma è stata messa in evidenza la presenza di batteri *Staphylococcus* spp. agglutinanti e potenziali patogeni.

Nel campione A72 non è stata riscontrata contaminazione fecale recente, per l'assenza di per Coliformi totali e fecali e di batteri della specie *E. coli*. La contaminazione fecale di tipo pregresso è stata messa in evidenza con un valore di Streptococchi fecali piuttosto elevato, pari a 18,8 MPN g⁻¹ p.s. La contaminazione fecale remota ha mostrato valori pari a 6,6 UFC g⁻¹ p.s. per spore di Clostridi solfito-riducenti. La presenza di Miceti è stata rilevata a valori medio-alti, pari a 4,0 ×10⁴ UFC g⁻¹ p.s. La contaminazione fecale in atto, rilevata tramite Salmonelle, è risultata assente, mentre sono stati rilevati batteri del genere *Staphylococcus* positivi all'agglutinazione e quindi potenziali patogeni.

Dai risultati illustrati emerge che i sedimenti che destano più preoccupazione dal punto di vista della microbiologia sanitaria sono i seguenti: A14, A47 e A53. Si tratta di campioni che presentano elevati livelli di contaminazione recente e/o pregressa. Soprattutto per il campione A53 per il quale è stata riscontrata la presenza di batteri del genere *Salmonella*.

Vale la pena mettere in evidenza che in quasi tutti i campioni di sedimento analizzati sono stati riscontrati batteri patogeni del genere *Staphylococcus*. Un altro aspetto importante emerso dalle analisi microbiologiche è stato il rilevamento costante di Miceti in tutti i campioni, suggerendo un impatto antropico importante nelle aree da cui i campioni sono stati prelevati.

Dal punto di vista microbiologico è stata quindi rilevata una contaminazione diffusa, con alcuni valori elevati di contaminazione fecale recente e pregressa. Un andamento più costante e presente nella maggior parte dei campioni è stato rilevato per i batteri patogeni del genere *Staphylococcus* e per i Miceti, probabilmente derivati da un impatto di tipo antropico.

3.6 Caratterizzazione biologica

3.6.1 Stadi di resistenza del fitoplancton

Un totale di 34 morfotipi di cisti di Dinophyceae e 2 morfotipi di cisti di ciliati sono stati identificati nel corso del presente studio nell'area sottoposta a dragaggio, di cui 11 a livello di specie, 2 a livello di genere e i restanti a livello di gruppo. Una lista dei taxa identificati è mostrata in tabella 3.6.1.1. I morfotipi identificati sono stati suddivisi nei seguenti gruppi:

- a) 'Peridinales calcaree' (Tavola 3.6.1.1, Foto 1 - 9, Tavola 3.6.1.2, Foto 10 - 15): gruppo composto da cisti caratterizzate dalla presenza di un rivestimento organico e da un ulteriore rivestimento esterno di natura calcarea. In questa categoria sono raggruppate cisti di specie autotrofe, soprattutto del genere *Scrippsiella*;
- b) 'Peridinales organiche' (Tavola 3.6.1.3, Foto 16-23): cisti rivestite da una parete di natura esclusivamente organica. In questa categoria sono raggruppate cisti prodotte soprattutto da specie eterotrofe, principalmente del genere *Proto-peridinium*;
- c) Gonyaulacales (Tavola 3.6.1.4, Foto 24 - 27): cisti di forma variabile, da sferica a ellissoidale, rivestite da parete di natura organica, spesso ornamentate da processi spinosi;
- d) 'altre cisti' (Tavola 3.6.1.4, Foto 28 - 35): gruppo composto da cisti di organismi autotrofi e eterotrofi non determinati;
- d) 'cisti di ciliati': gruppo composto da morfotipi caratterizzati da forma a botte appartenenti al Phylum Ciliophora.

L'analisi dei campioni di sedimento durante questa prima campagna evidenzia concentrazioni di cisti da basse a moderate secondo la classificazione riportata in McMinn (1991), con un minimo alla stazione A01 (50 cisti cm^{-3}), un massimo alla stazione A03 (624 cisti cm^{-3}) ed una media di 292 cisti cm^{-3} . Le concentrazioni di cisti risultano comparabili per le tutte le stazioni campionate tranne che per le stazioni A03 interna al porto e A06 vicina all'imboccatura del porto che hanno fatto registrare le concentrazioni più elevate (Figura 3.6.1.1).

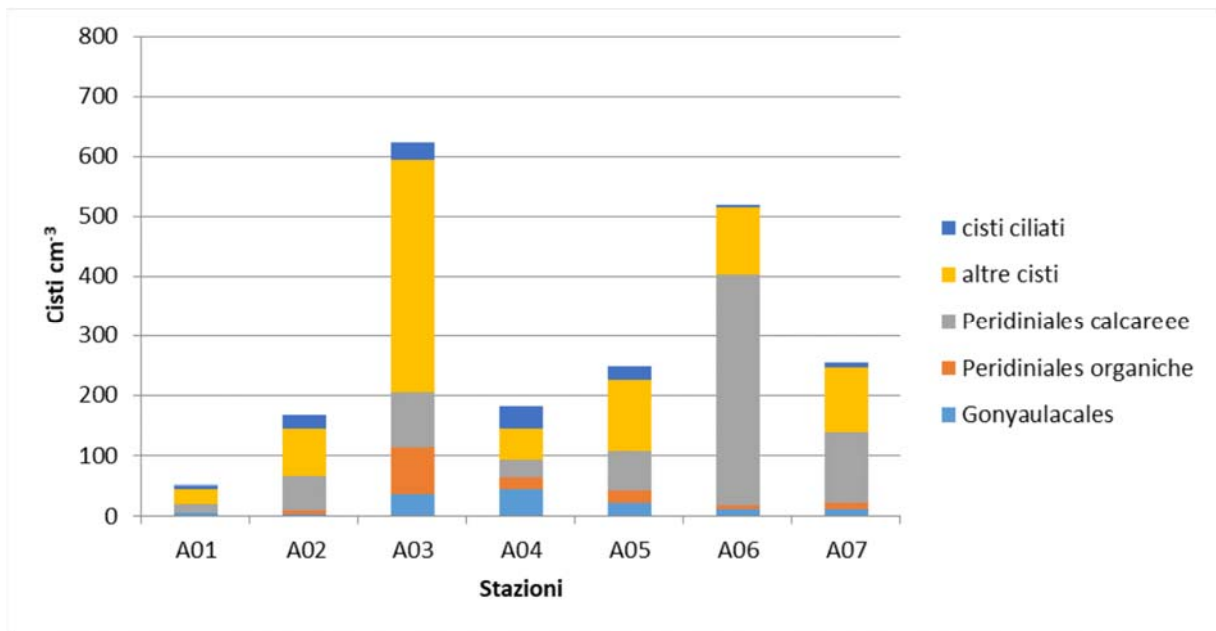


Figura 3.6.1.1. Concentrazioni delle cisti (cisti cm⁻³) che presentavano contenuto citoplasmatico nelle 7 stazioni campionate.

A livello qualitativo si osserva la dominanza in quasi tutte le stazioni del gruppo “altre cisti” che comprende prevalentemente forme di piccole dimensioni (<30µm) appartenenti a specie autotrofe o eterotrofe non determinate (Figura 3.6.1.2, Tavola 3.6.1.4, Foto 29-34). Solo nelle stazioni A06 e A07 si osserva un’elevata percentuale di cisti appartenenti al gruppo delle Peridinee calcaree, composto quasi esclusivamente dalla specie *Scrippsiella acuminata* (74% e 45% del totale, rispettivamente) (Figura 3.6.1.2, Tavola 3.6.1, Foto 1-3). Molto meno abbondanti le cisti appartenenti ai gruppi delle Gonyaulacales, delle Peridinales organiche e delle cisti di ciliati (9%, 6% e 9%, rispettivamente). Solo alla stazione A04 si osserva un maggiore contributo percentuale di cisti di Gonyaulacales, rappresentate esclusivamente da *Gonyaulax spinifera* (24,7%).

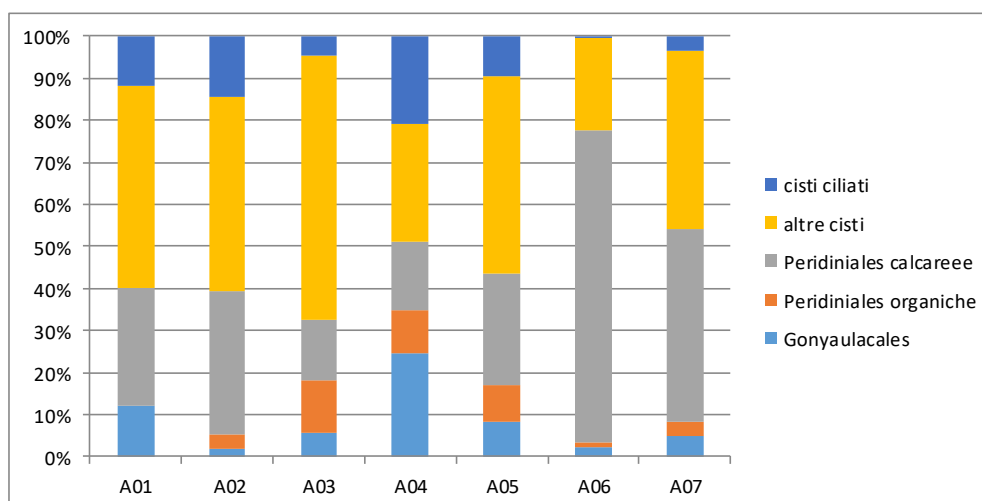


Figura 3.6.1.2. Composizione percentuale dei gruppi di cisti nelle 7 stazioni campionate.

Tra le cisti appartenenti al gruppo delle Gonyaulacales sono state identificate diverse specie potenzialmente tossiche: *Gonyaulax spinifera*, *Lingulodinium polyedra* specie produttrici di yessitossina e *Alexandrium* sp. #1# e *Alexandrium* sp. #2# possibili produttori di saxitossina (<http://www.marinespecies.org/hab/index.php>).

Tabella 3.6.1.1. Lista di cisti microalgali identificate nelle 7 stazioni.

Gruppo	Specie
Peridinales calcaree	<i>Calciodinellum operosum</i> Deflandre
	<i>Scrippsiella lachrymosa</i> Lewis
	<i>Scrippsiella precaria</i> Montresor et Zingone
	<i>Scrippsiella acuminata</i> (Ehrenberg) Kretschmann, Elbrächter, Zinssmeister, S.Soehner, Kirsch, Kusber & Gottschling
	<i>Bicarinellum tricarinelloides</i> Versteegh
	Calcarea indeterminata #1#
	Calcarea indeterminata #2#
	Calcarea indeterminata #3#
	Calcarea indeterminata #4#
	Calcarea indeterminata #5#
Calcarea indeterminata #6#	
Peridinales organiche	Round brown#1#
	Round brown#2#
	Round brown#3#
	Round brown#4#
	Round brown#5#
	<i>Protoperidinium</i> cf. <i>avellana</i> (Meunier) Balech
	<i>Protoperidinium subinermis</i> (Paulsen) LoeblichIII
	<i>Protoperidinium monospinum</i> Zonnevelde et Dale
Gonyaulacales	<i>Alexandrium</i> sp. #1#
	<i>Alexandrium</i> sp. #2#
	<i>Lingulodinium polyedra</i> (F.Stein) J.D.Dodge
	<i>Gonyaulax spinifera</i> Wall et Dale
	<i>Gonyaulax scrippsae</i> Wall et Dale
Altre cisti	Cisti autotrofo #1#
	Cisti autotrofo #2#
	Cisti autotrofo #3#
	Cisti autotrofo #4#
	Cisti autotrofo #5#
	Cisti autotrofo #6#
	Cisti eterotrofo #1#
	Cisti eterotrofo #2#
	Cisti eterotrofo #3#
Cisti ciliati	Cisti ciliato indeterminato #1#
	Cisti ciliato indeterminato #2#

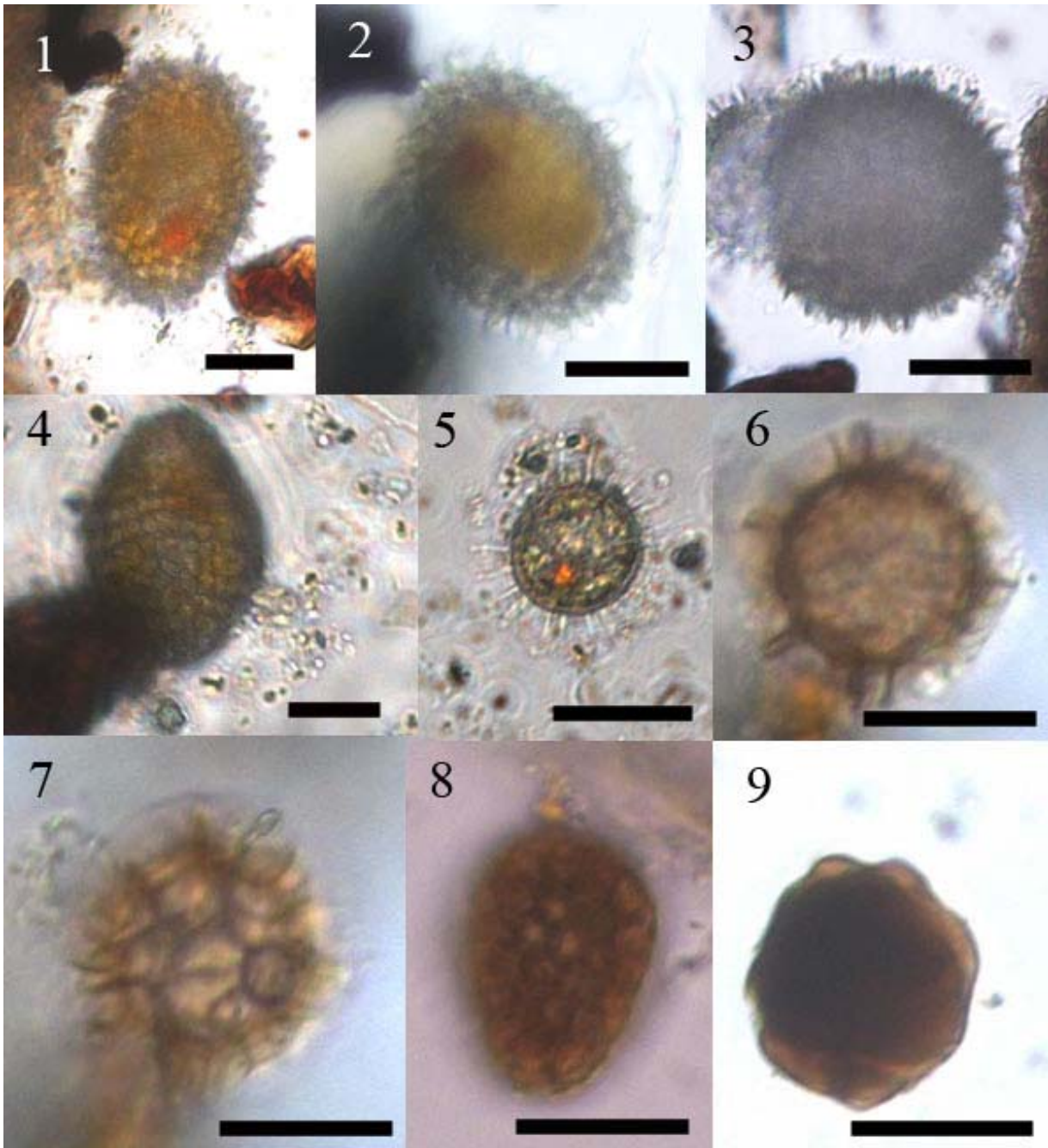


Tavola 3.6.1.1. Peridinales calcaree: (1-3) *Scripsiella acuminata*: (1-2) cisti piene con cristalli di calcite, (3) cisti vuota, (4) *Scripsiella lachrymosa*, (5) *Scripsiella precaria*, (6-7) *Calciodinellum operosum*, (8) Peridinales indeterminata #1#, (9) *Bicarinellum tricarinelloides*. Scala: Foto 1-4 = 10 μ m; Foto 5-9 = 20 μ m.

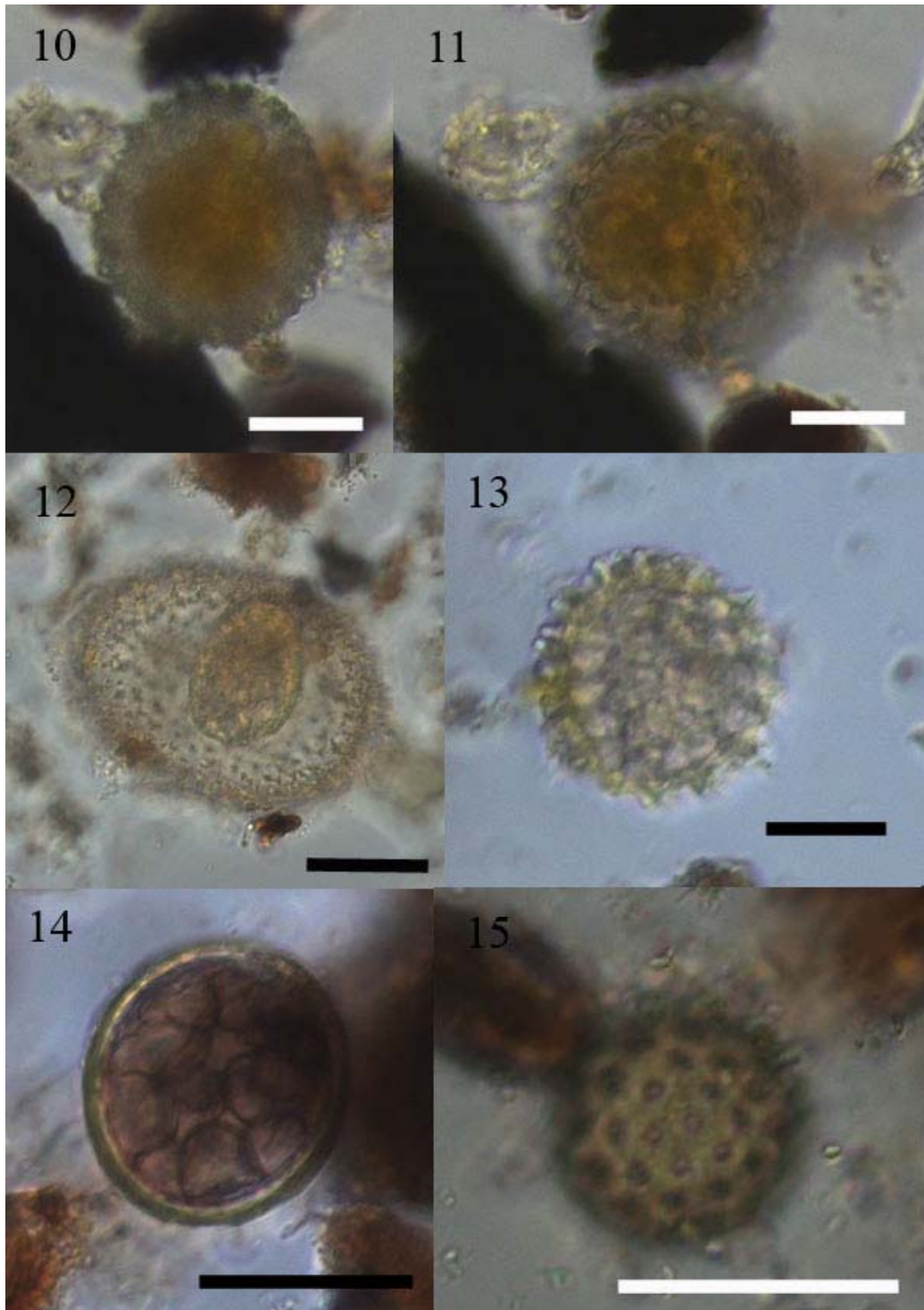


Tavola 3.6.1.2. Peridinales calcaree indeterminate: (10-11) Peridinales indeterminata #2#, (12) Peridinales indeterminata #3# (13) Peridinales indeterminata #4#, (14) Peridinales indeterminata #5#, (15) Peridinales indeterminata #6#. Scala: Foto 10-13 = 10 μ m; Foto 14-15) = 20 μ m.

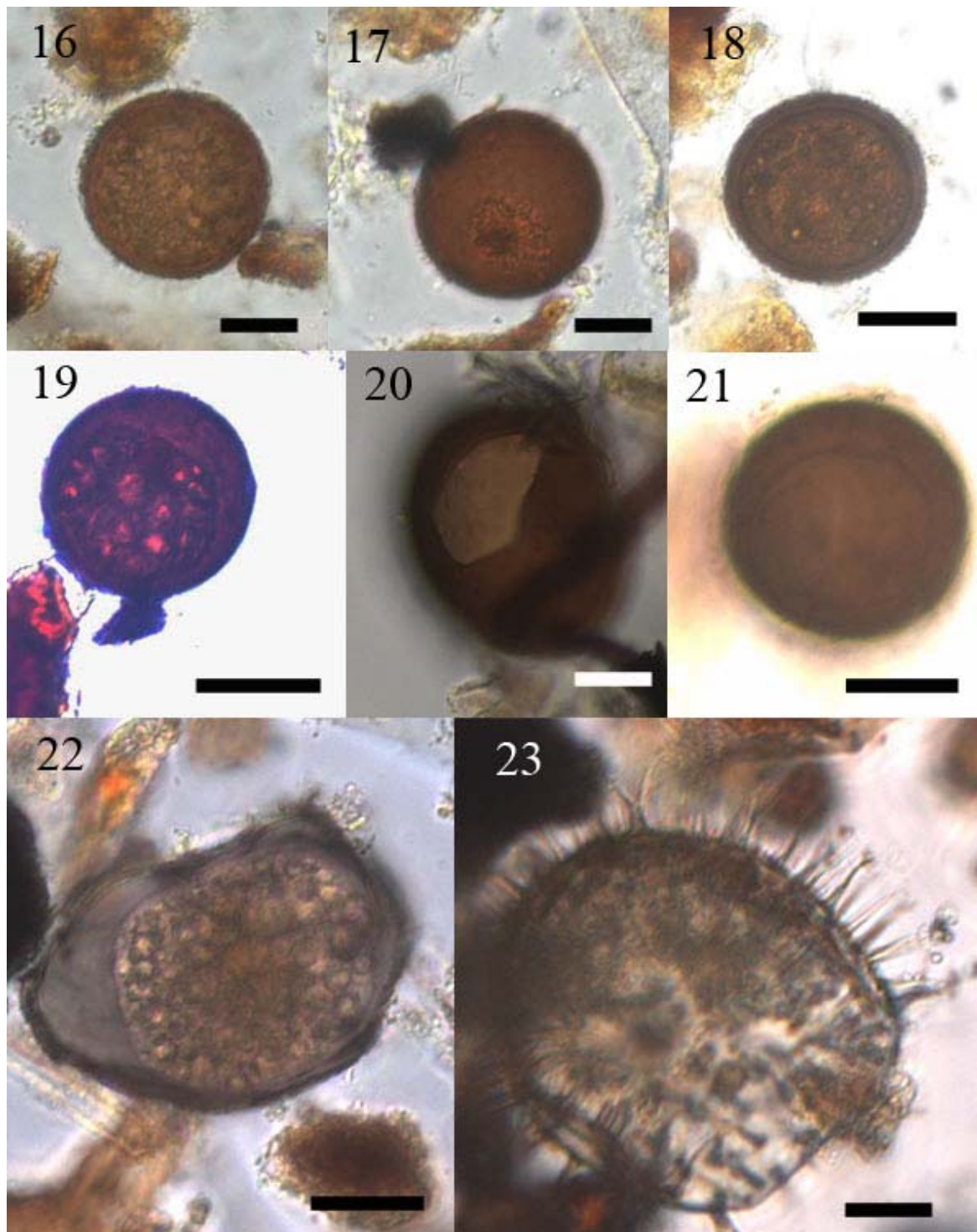


Tavola 3.6.1.3. Peridinales organiche: (16-19) Cisti round brown, (16-18) cisti round brown indeterminate con superficie liscia senza archeopilo, (19) Round brown indeterminata con archeopilo visibile, (20) *Protoperidinium* cf. *avellana*, (21) Round brown indeterminata con archeopilo visibile, (22) *Protoperidinium subinermis* (23) *Protoperidinium monospinum*. Scala Foto 16-23 = 10 μ m.

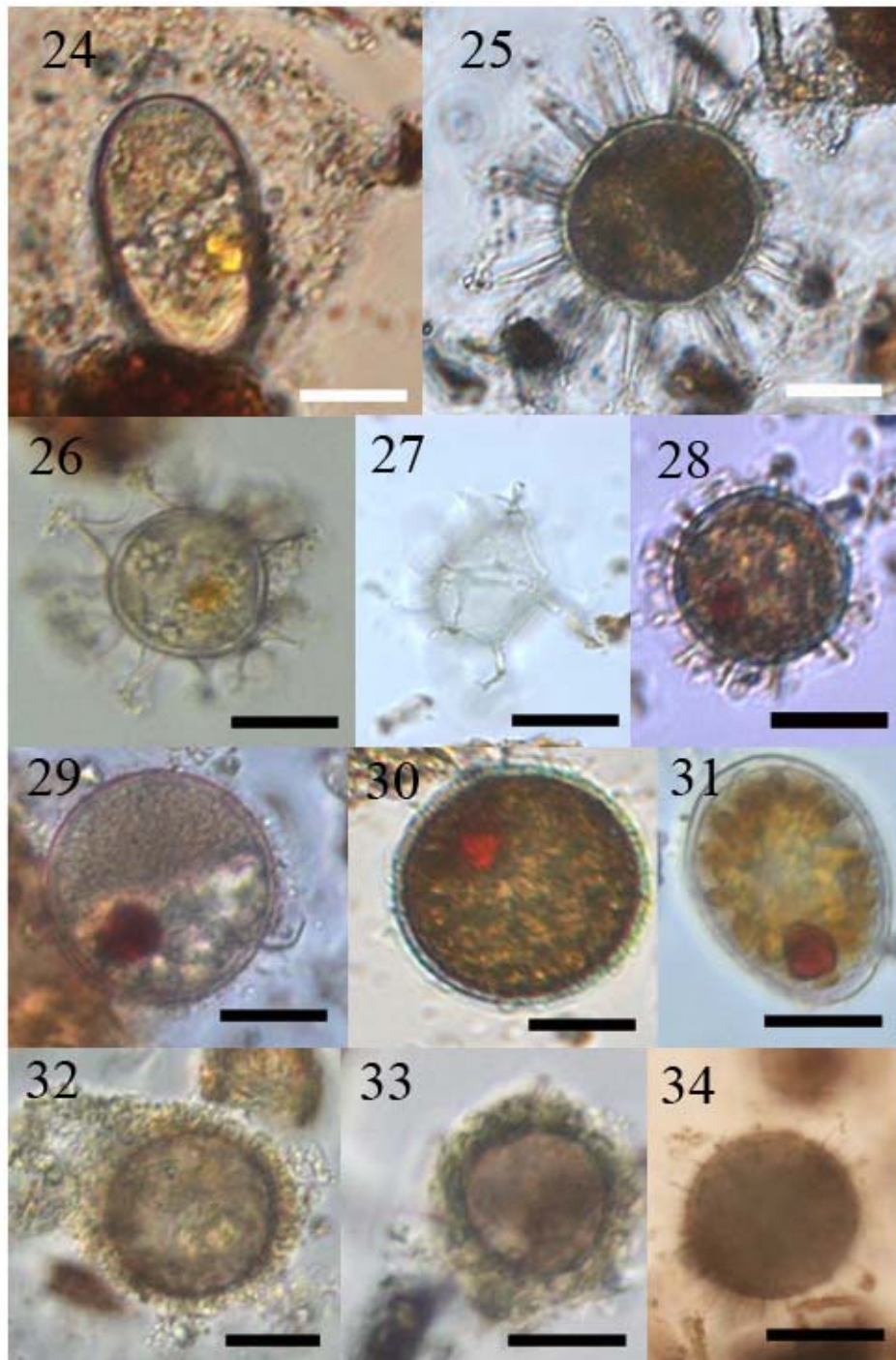


Tavola 3.6.1.4. Gonyaulacales (24-27), altre cisti (29-34). (24) *Alexandrium* sp. #1#, (25) *Lingulodinium polyedra*, (26) *Gonyaulax spiinifera*, (27) *Gonyaulax scrippsae*, (28-31) cisti autotrofe con un evidente corpo di accumulo rosso-arancio, (32-34) cisti di dinoflagellati eterotrofi. (24, 29-34) Scala Foto 24, 29-34 = 10 µm; Foto 25-28 = 20 µm.

Riassumendo:

-Un elevato numero di cisti di dinoflagellati è stato identificato nei campioni di sedimento del porto di Salerno (Tabella 3.6.1) che, quindi, risulta essere una potenziale area di accumulo di cisti di microalghe;

-Le concentrazioni osservate risultano da basse a moderate, e sono comparabili con quelle di altre aree del Mediterraneo come la Baia di Siracusa, (43-828 cisti cm^{-3} , in Rubino et al., 2010), o inferiori a quelle di alcune zone come, per esempio, il Golfo di Olbia (20-5484 cisti cm^{-3} , in Satta et al., 2010);

-In una delle stazioni interne (stazione A03) e all'imboccatura del porto (stazione A06), sono state riscontrate le maggiori concentrazioni di cisti. Gli alti valori rinvenuti nella stazione A03 possono essere spiegati dalle caratteristiche di quella darsena, che essendo meno profonda, è destinata ad imbarcazioni di piccole dimensioni che creano scarsa turbolenza e conseguente risospensione del sedimento. Diversamente, le stazioni A01, A02 e A04 si trovano all'interno delle darsene più profonde, caratterizzate da un elevato traffico di imbarcazioni di grandi dimensioni che, causando maggiore turbolenza, ostacolano l'accumulo indisturbato dei sedimenti. Le alte concentrazioni osservate nella stazione A06, in corrispondenza dell'imboccatura del porto, possono invece essere correlate alla differente data di campionamento delle stazioni 1-5 (13/03/2018) e 6-7 (10/7/2018). Infatti, il periodo tardo primaverile-estivo corrisponde al periodo di maggiore abbondanza dei dinoflagellati nella colonna d'acqua lungo le coste della Campania (Montresor et al., 1998) e ciò spiegherebbe il maggiore accumulo di cisti nei sedimenti di luglio rispetto a quelli raccolti in marzo. Analogamente, la maggiore importanza percentuale delle cisti calcaree nelle stazioni 6 e 7 è correlabile alla stagionalità delle specie di *Scrippsiella*, che hanno il loro periodo di fioritura in maggio-giugno.

-Tre specie potenzialmente tossiche sono state identificate: *Gonyaulax spinifera*, *Lingulodinium polyedra* e due morfotipi appartenenti al genere *Alexandrium*, *Alexandrium* sp. #1# *Alexandrium* sp. #2#. Tutte le specie potenzialmente tossiche sono state osservate in bassissime concentrazioni tranne il caso di *Gonyaulax spinifera* che è stata osservata in concentrazioni più elevate (45 cell/ cm^3) alla stazione A04. Nel caso della ciste appartenente al genere *Alexandrium*, che comprende sia specie potenzialmente tossiche che specie non tossiche, l'identificazione della ciste a livello di specie è possibile utilizzando esperimenti di germinazione o metodi di identificazione molecolare.

-Nessuno delle cisti identificate a livello di specie (11) nel corso di questa campagna risulta appartenere a specie non indigene (NIS), che potrebbero essere state introdotte al di fuori del loro naturale areale distributivo attraverso lo scarico delle acque di zavorra delle imbarcazioni. Tutti i taxa infatti erano già stati rinvenuti da precedenti studi sia nel porto di Salerno che in zone limitrofe (Golfo di Napoli in Montresor et al., 1998; Zingone et al., 2005).

3.6.2 Caratterizzazione delle comunità macro-zoobentoniche

L'identificazione tassonomica del popolamento bentonico ha condotto all'individuazione complessiva di 4319 individui appartenenti a 157 taxa, di cui 143 a livello di specie. Ciascuna specie è stata caratterizzata dal punto di vista biocenotico secondo le preferenze ecologiche di Pérès et Picard (1964).

Tra i gruppi bentonici riscontrati, gli anellidi policheti (67 specie e 2343 individui) e i molluschi (52 specie e 1248 individui) annoverano il maggior numero sia di specie che di individui. I rimanenti gruppi sono rappresentati da poche specie che contribuiscono, seppur in minima parte, alla struttura della comunità.

Per una migliore caratterizzazione biologica delle comunità bentoniche, lo studio è presentato separatamente per le differenti aree di indagine (area sottoposta a dragaggio, area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio, area di immersione e area potenzialmente impattata dalle operazioni di immersione). La comunità di ciascuna area è stata analizzata sia dal punto di vista strutturale che ambientale.

La struttura della comunità è stata analizzata considerando l'indice di diversità (Shannon & Weaver, 1949), l'indice di ricchezza specifica (Margalef, 1958) e l'indice di uniformità nella ripartizione delle abbondanze tra le specie, indice *evenness* (Pielou, 1966).

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. L'indice 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 3.6.2.1.

Tabella 3.6.2.1. Valori dell'indice Ambi e riferimenti di ECoQ

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

3.6.2.1 Aree sottoposte a dragaggio

L'analisi tassonomica del popolamento bentonico ha condotto all'individuazione complessiva di 1561 individui appartenenti a 77 taxa di cui 72 determinati a livello di specie (39 specie di policheti, 22 di molluschi, 3 di sipunculidi, 2 di artropodi, 6 di echinodermi).

In termini di preferenze ecologiche la comunità è caratterizzata da specie appartenenti a differenti categorie bionomiche (Biocenosi SFBC, VTC, SVMC, SGCF, DC). Inoltre un elevato numero di specie sono risultate strettamente sabulicole e vasicole, altre invece indicatrici di instabilità o sono descritte in letteratura come specie a larga ripartizione ecologica (Lre).

Delle specie identificate, il mollusco bivalente *Corbula gibba*, specie a larga ripartizione ecologica e descritto in letteratura come indicatore di instabilità dei fondali, e il polichete *Glycera unicornis*, descritto come specie tollerante ad un certo arricchimento in peliti, sono quelle che compaiono in tutte le stazioni esaminate. Il mollusco bivalente *Spisula subtruncata*, appartenente alle biocenosi SFBC, è la specie che annovera il più alto numero di individui sebbene sia presente solo in due stazioni.

L'analisi degli indici strutturali ha evidenziato un popolamento altamente diversificato con elevati valori del numero di specie e di individui soprattutto in due stazioni (Figure 3.6.2.1.1-3.6.2.1.2). L'indice di diversità di Shannon Weaver (H') mostra un andamento poco lineare caratterizzato da picchi massimi e minimi. I valori più elevati sono stati riscontrati nelle stazioni, A06 (3.5) e A07(3), aventi un più alto numero di specie (Figura 3.6.3.1.1). I valori elevati dell'indice di equiripartizione di Pielou (J) in tutte le stazioni dell'area esaminata indicano invece una distribuzione uniforme degli individui tra le specie (Figura 3.6.2.1.2).

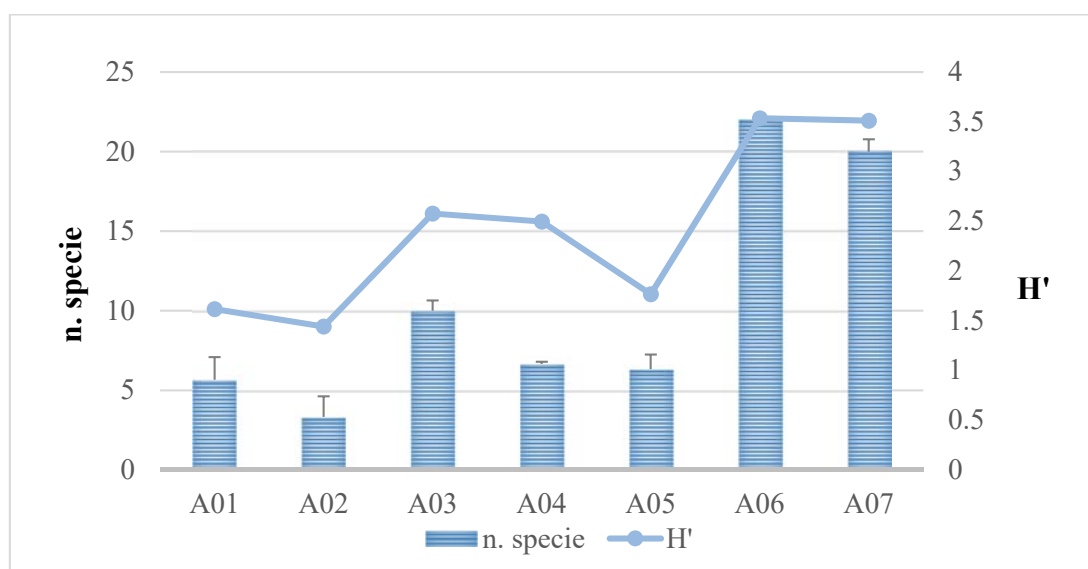


Figura 3.6.2.1.1. Indice di diversità specifica di Shannon Weaver nelle aree sottoposte a dragaggio.

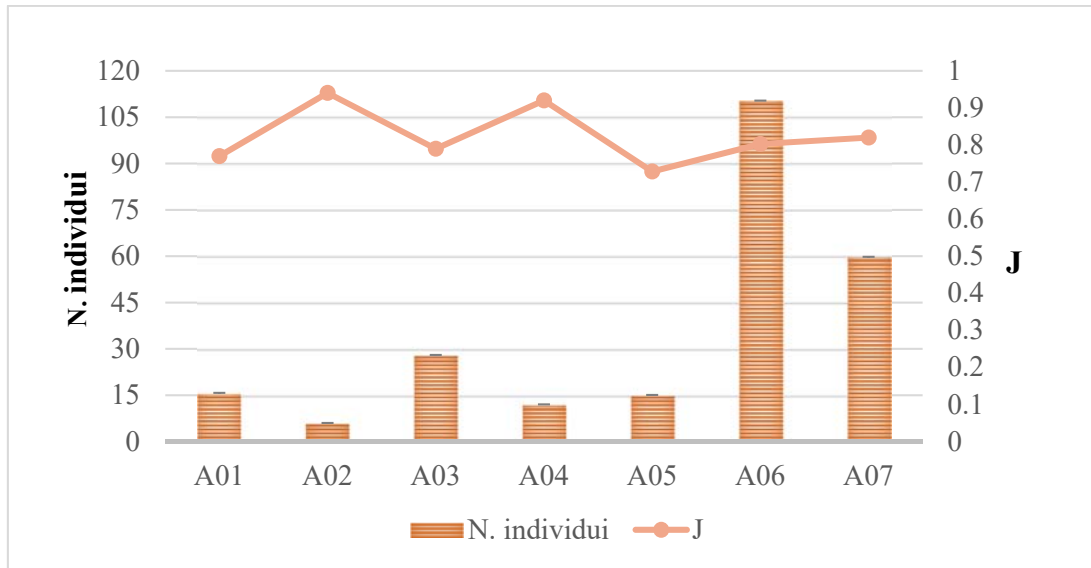


Figura 3.6.2.1.2. Indice di equiripartizione di Pielou nelle aree sottoposte a dragaggio.

Il calcolo dell'indice AMBI e la distribuzione delle specie all'interno di ciascun gruppo ecologico è stato riportato nel grafico di figura 3.6.2.1.3. I gruppi ecologici che riscontriamo in tutte le stazioni sono tre (GI, GII e GIV). La loro distribuzione è differente nelle stazioni esaminate. Il gruppo GI, caratterizzato da specie molto sensibili all'arricchimento organico, è maggiormente rappresentato nelle stazioni A06 e A07. Il gruppo GII, caratterizzato da specie indifferenti, è maggiormente evidente nelle stazioni A02 e A04 mentre il gruppo GIV, caratterizzato da specie opportunistiche di secondo ordine, è quello meglio rappresentato con valori elevati nelle stazioni A01, A02, A03, A05. Il gruppo GIII, caratterizzato da specie tolleranti, e il gruppo GV, caratterizzato da specie opportuniste di primo ordine, sono presenti in minima parte in qualche stazione.

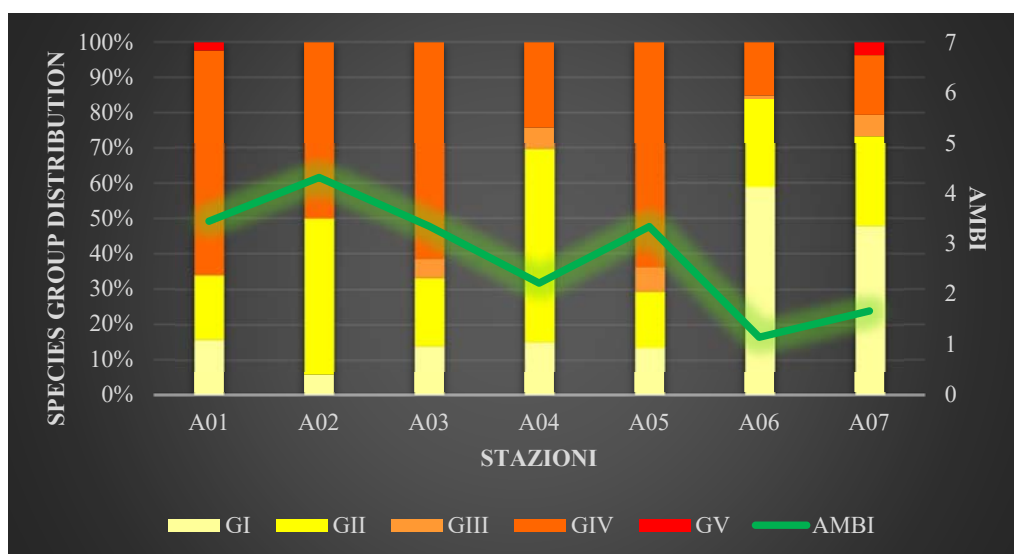


Figura 3.6.2.1.3. Indice AMBI e distribuzione delle specie nei 5 gruppi ecologici (G) all'interno di ciascuna stazione delle aree sottoposte a dragaggio.

Per quanto concerne i valori dell'indice, la quasi totalità delle stazioni ricade nella fascia con valori compresi $1,2 < \text{AMBI} < 4,3$ (Figura 3.6.2.1.3) indicanti un ambiente leggermente o moderatamente disturbato ed un ECoQ buono (Figura 3.6.2.1.4).

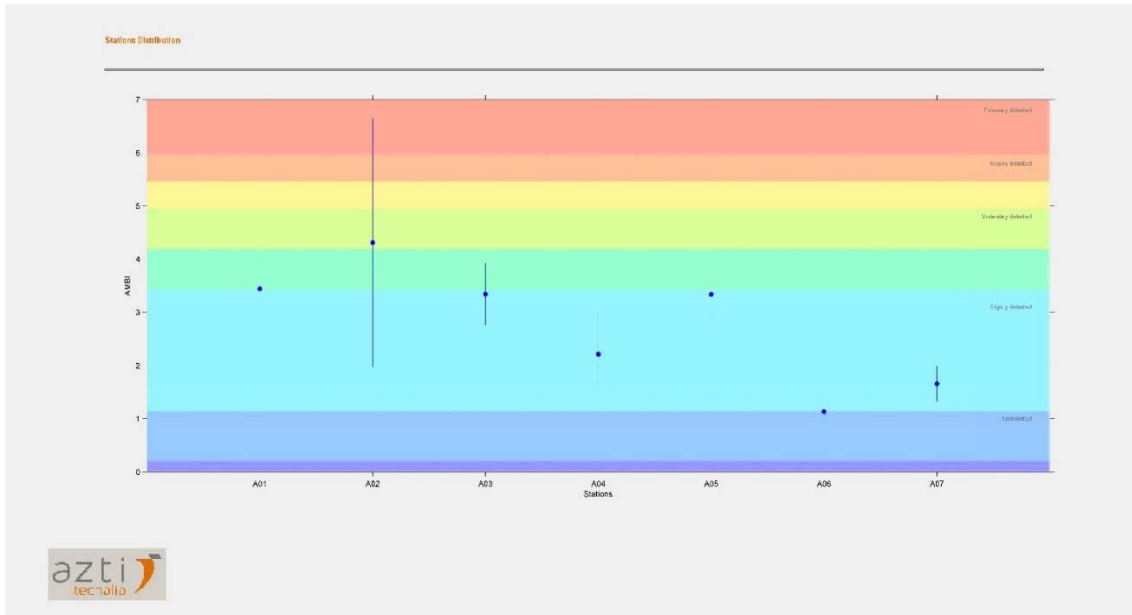
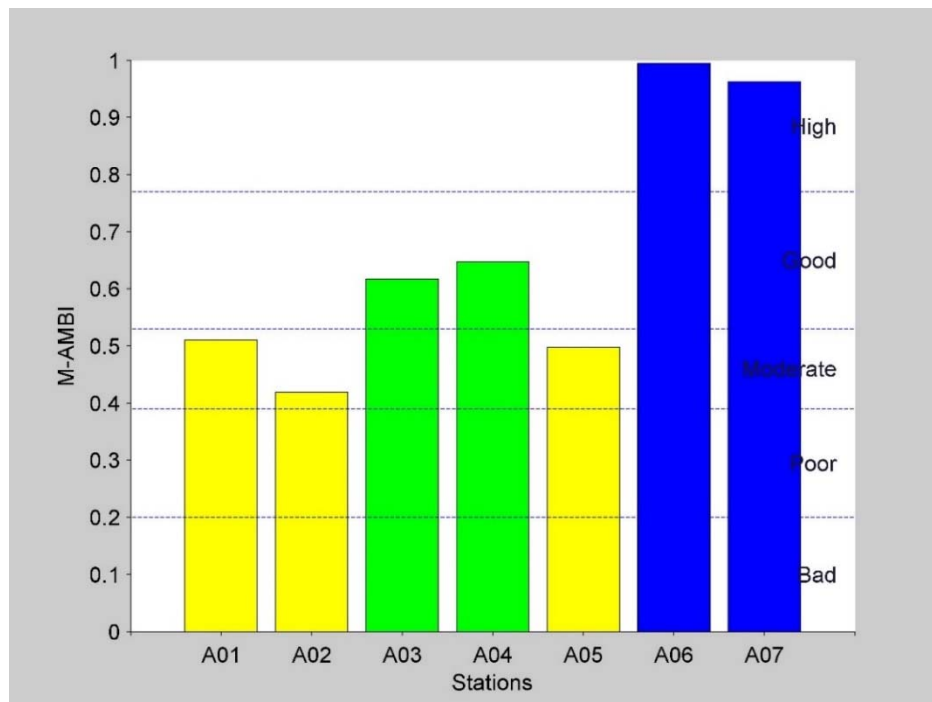


Figura 3.6.2.1.4. Indice AMBI e valori di ECoQ in tutte le stazioni delle aree sottoposte a dragaggio.

In Figura 3.6.2.1.5 vengono riportati i valori dell'indice M-AMBI nelle stazioni considerate e il Rapporto di Qualità Ecologica (RQE). Tutte le stazioni presentano un RQE tra Good (verde) e Moderate (giallo) ad eccezione delle stazioni A06 e A07 che presentano un RQE High (blu).



AMBI	Diversity	Richness	X	Y	Z	M-AMBI	Status
6	0	0	-36.062	-31.326	2.318	0	Bad
1.14	3.87	40	1.947	20.642	-13.755	1	High

Figura 3.6.2.1.5. Andamento dell'indice M-AMBI nelle stazioni delle aree sottoposte a dragaggio ed il Rapporto di Qualità Ecologica (RQE).

3.6.2.2 Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio

L'analisi tassonomica del popolamento bentonico ha condotto all'individuazione complessiva di 1274 individui appartenenti a 94 taxa di cui 89 determinati a livello di specie (44 specie di policheti, 30 di molluschi, 3 di sipunculidi, 5 di artropodi, 6 di echinodermi).

In termini di preferenze ecologiche la comunità è caratterizzata da specie appartenenti a differenti categorie bionomiche oltre un elevato numero di specie strettamente sabulicole e vasicole, a larga ripartizione ecologica e altre descritte in letteratura come indicatrici di instabilità. Tre delle specie identificate compaiono in 5 stazioni su cinque. Di queste solo il polichete tubicolo *Owenia fusiformis* oltre ad essere una specie preferenziale della biocenosi SFBC è descritta in letteratura come indicatore di elevata concentrazione di materia organica (MO).

L'analisi degli indici strutturali ha evidenziato un popolamento ricco in specie in tutte le stazioni. Il numero delle specie aumenta dalla stazione A08 fino alla A14 (dove raggiunge il massimo) per poi restare abbastanza costante fino alla A72 (Figura 3.6.2.2.1). Il numero di individui è particolarmente elevato nelle stazioni A14, A17, A72 (Figura 3.6.2.2.2). L'indice di diversità di Shannon Weaver (H') mostra valori maggiori di 3 in tutte le stazioni. I valori più elevati si riscontrano in A11 e A17 e il valore più basso in A72 (Figura 3.6.2.2.1). I valori elevati dell'indice di equiripartizione di Pielou (J) in tutte le stazioni dell'area esaminata indicano invece che gli individui si distribuiscono in modo uniforme tra le specie (Figura 3.6.2.2.2).

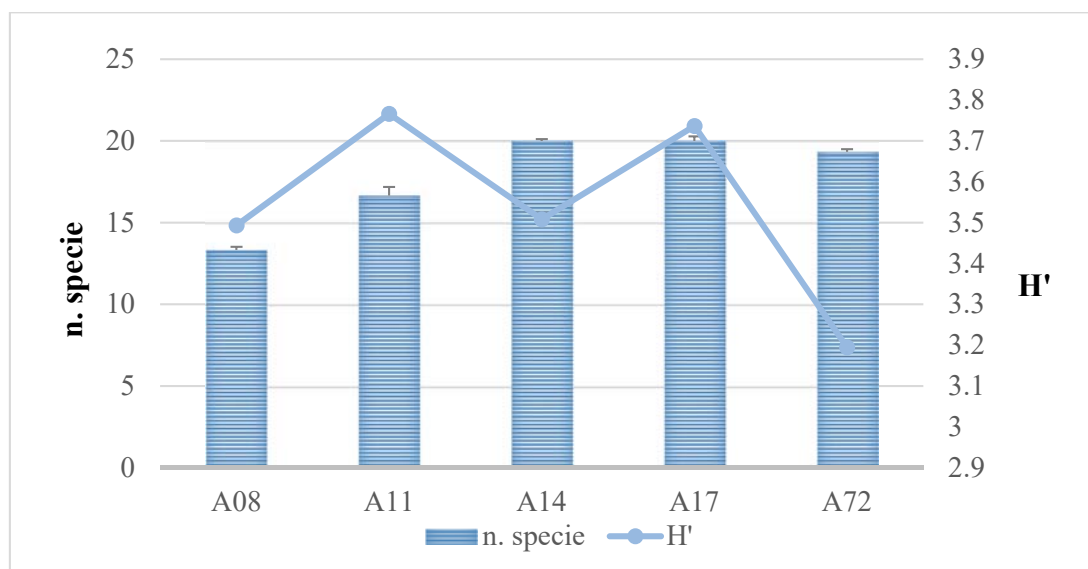


Figura 3.6.2.2.1. Indice di diversità specifica di Shannon Weaver nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio.

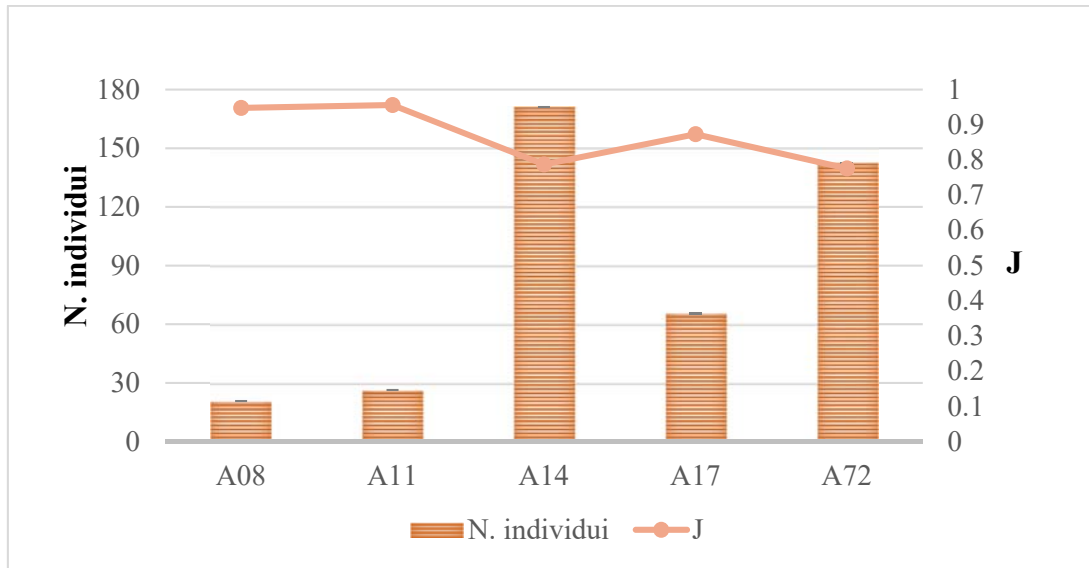


Figura 3.6.2.2.2. Indice di equiripartizione di Pielou nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio.

Il calcolo dell'indice AMBI e la distribuzione delle specie all'interno di ciascun gruppo ecologico è stato riportato nel grafico di figura 3.6.2.2.3. Seppur con differente valore percentuale, i gruppi ecologici presenti in tutte le stazioni sono il gruppo GI, GII e GIV. Sebbene i primi due gruppi siano i più rappresentati, il gruppo GIV invece è caratterizzato da valori molto bassi anche rispetto ai gruppi GIII e GV (Figura 3.6.2.2.3). L'indice AMBI presenta invece valori inferiori a 2 (Figura 3.6.2.2.3) indicanti un ambiente non disturbato o leggermente disturbato con un ECoQ alto e buono (Figura 3.6.2.2.4).

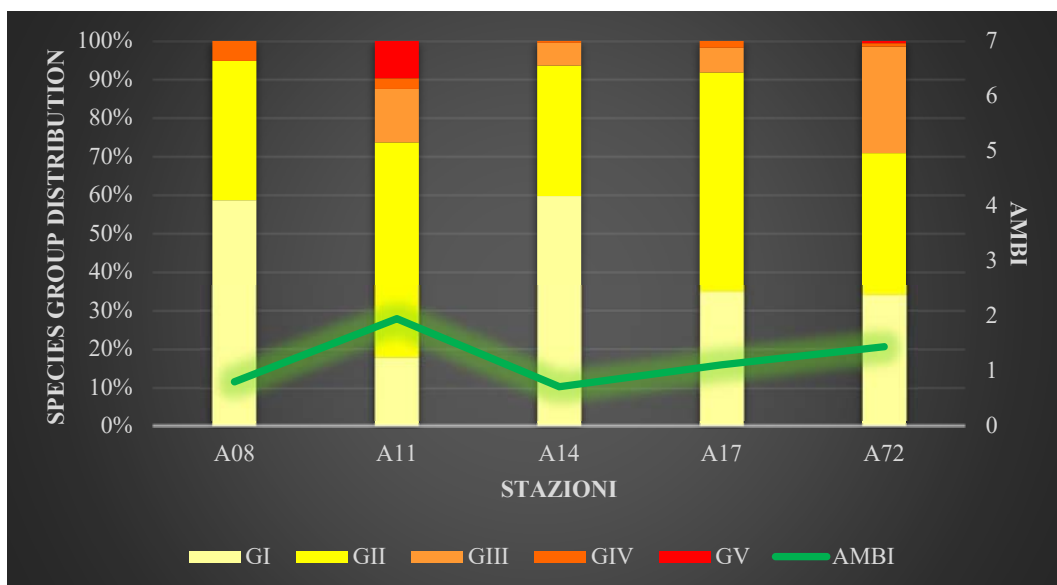


Figura 3.6.2.2.3. Indice AMBI e distribuzione delle specie nei 5 gruppi ecologici (G) all'interno di ciascuna stazione delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio.

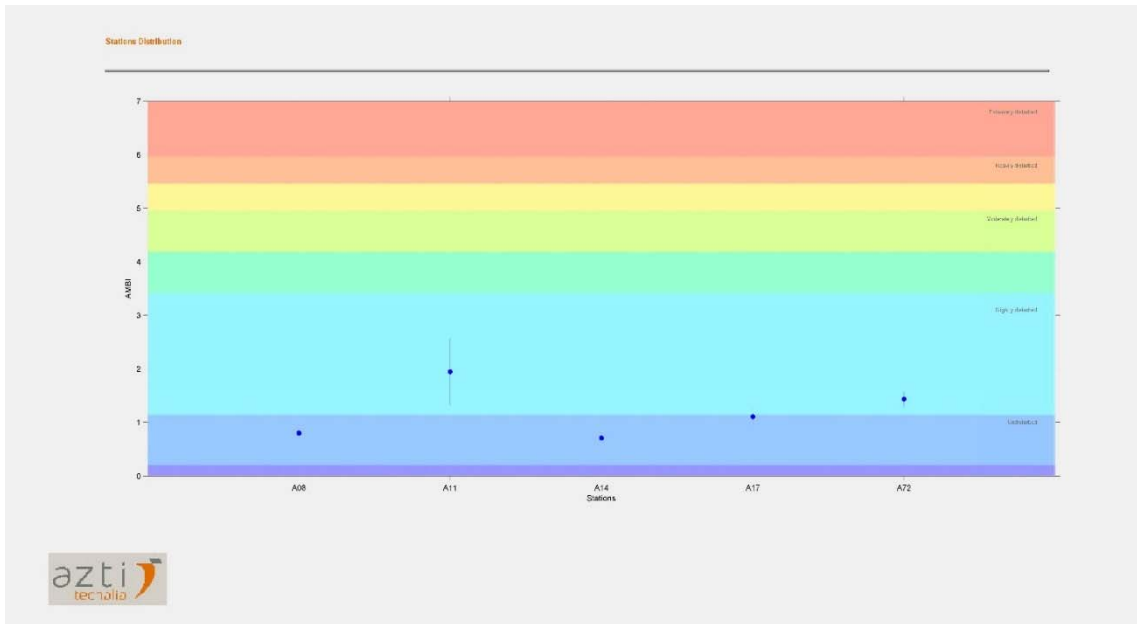
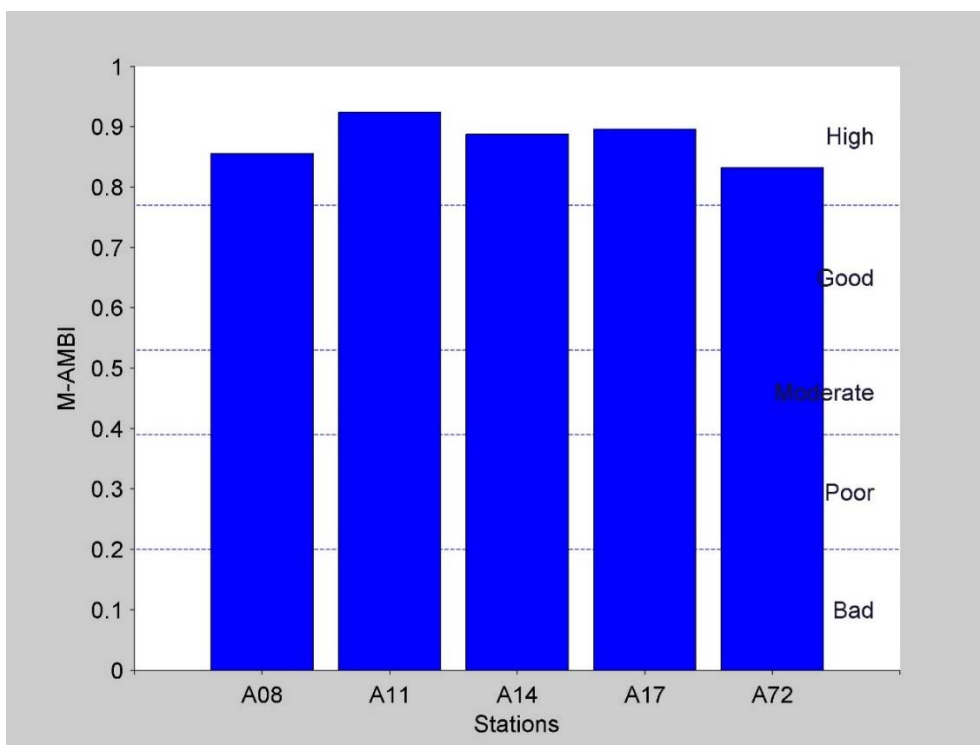


Figura 3.6.2.2.4. Indice AMBI e valori di EcoQ in tutte le stazioni delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio.

In figura 3.6.2.2.5 sono riportati i valori dell'indice M-AMBI nelle stazioni considerate e il Rapporto di Qualità Ecologica (RQE). Tutte le stazioni presentano un RQE High (blu).



AMBI	Diversity	Richness	X	Y	Z	M-AMBI	Status
6	0	0	38.993	39.602	-31.173	0	Bad
0.71	4.68	36	-11.714	-11.574	0.94219	1	High

Figura 3.6.2.2.5. Indice M-AMBI nelle stazioni delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio Rapporto di Qualità Ecologica (RQE).

3.6.2.3 Area di immersione

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 3.6.2.3.1.

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 3.6.3.3.1).

Tabella 3.6.2.3.1. Valori di abbondanza e preferenze ecologiche delle specie bentoniche identificate nell'area di immersione.

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		
-	<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</i> cf. <i>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> (Scacchi, 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>Tuberapseudes 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, sono stati calcolati i principali parametri strutturali della comunità: l'indice di diversità (Shannon & Weaver, 1949), l'indice di ricchezza specifica (Margalef, 1958) e l'indice di uniformità nella ripartizione delle abbondanze tra le specie, indice *evenness* (Pielou, 1966).

I valori dei tre indici sono stati calcolati per ciascuna stazione e singola replica e riportati in tabella 3.6.3.3.2.

L'andamento dell'indice di Shannon Weaver (H') varia in funzione della profondità (Figura 3.6.3.3.1). 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 3.6.2.3.2. Valori degli indici strutturali della comunità: d (Margalef), J (Pielou), H' (Shannon Weaver) nell'area di immersione.

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

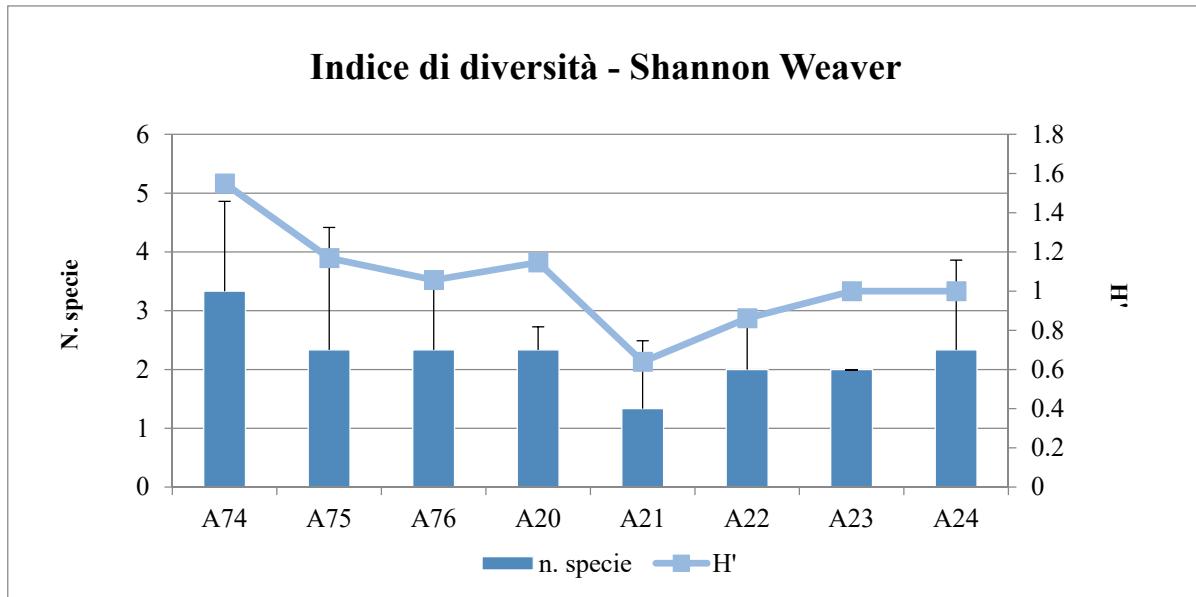


Figura 3.6.2.3.1. Andamento dell'indice di diversità specifica di Shannon Weaver nell'area di immersione.

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 3.6.2.3.2).

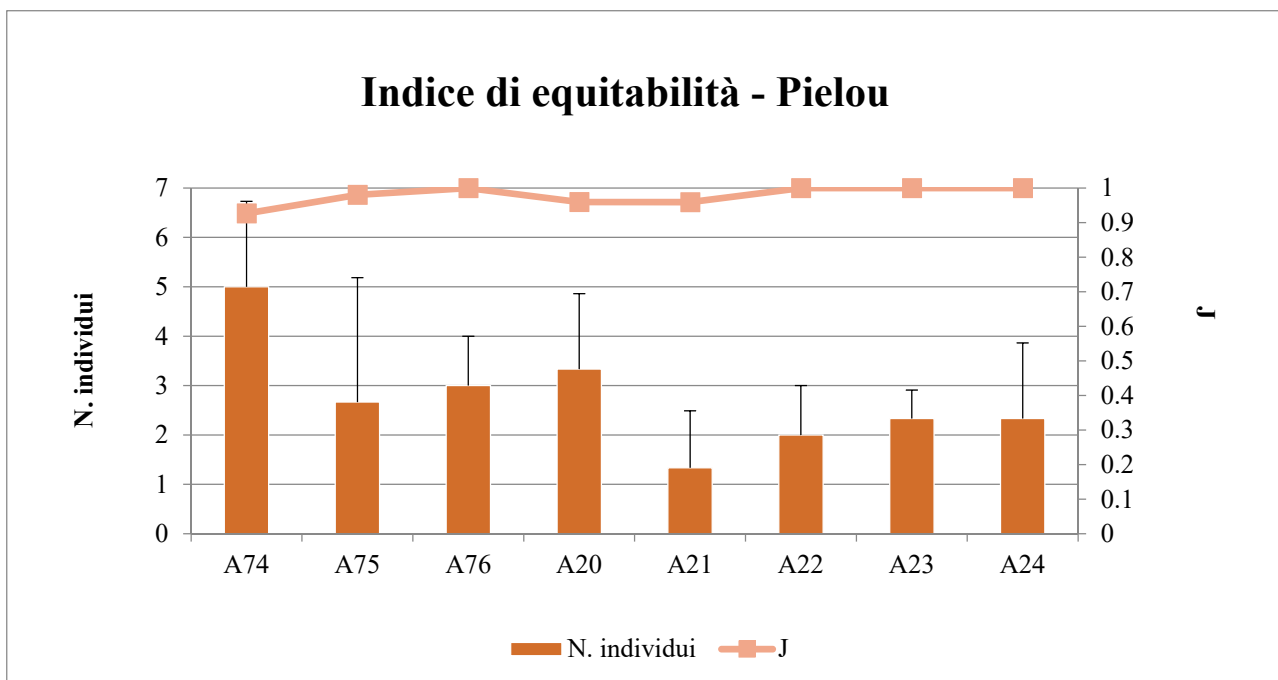


Figura 3.6.2.3.2. Andamento dell'indice di equitabilità di Pielou nell'area di immersione.

Il calcolo dell'indice AMBI e la distribuzione delle specie all'interno di ciascun gruppo ecologico è stato riportato nel grafico di figura 3.6.2.3.3. 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.

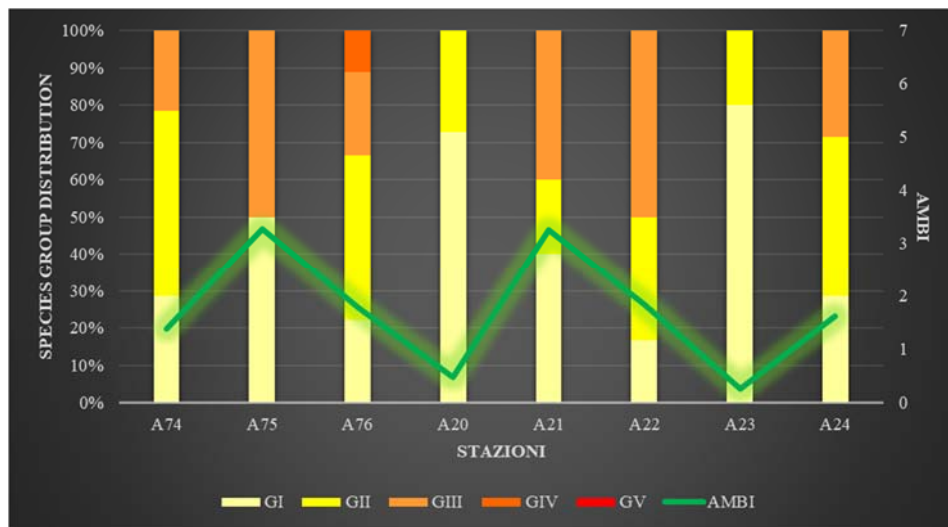


Figura 3.6.3.2.3. Andamento dell'indice AMBI e distribuzione delle specie nei 5 gruppi ecologici (G) all'interno di ciascuna stazione nell'area di immersione dell'area di immersione.

In 6 stazioni su 8 l'indice ha evidenziato valori compresi $1,2 < \text{AMBI} < 3,3$ indicanti un ambiente leggermente disturbato ed un ECoQ buono. Solo le stazioni A20 e A23 hanno evidenziato valori compresi $0,0 < \text{AMBI} < 1,2$ indicanti un ambiente non disturbato ed un ECoQ alto (Figura 3.6.2.3.4).

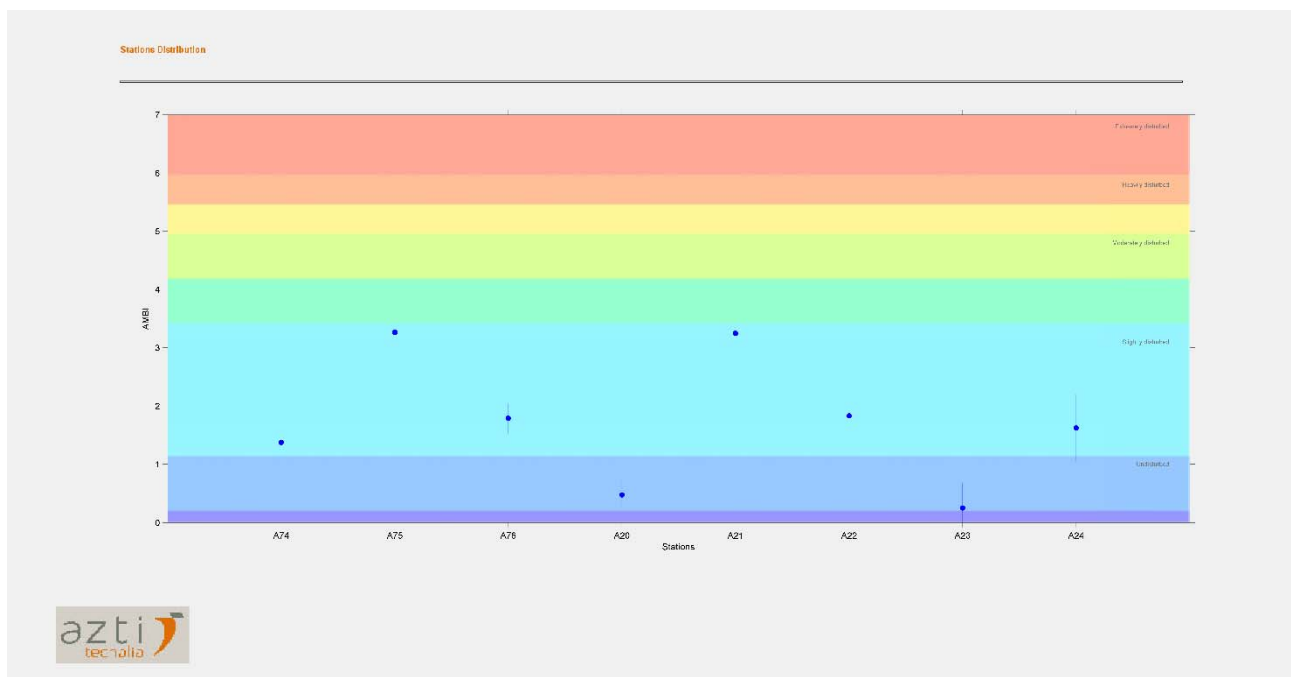
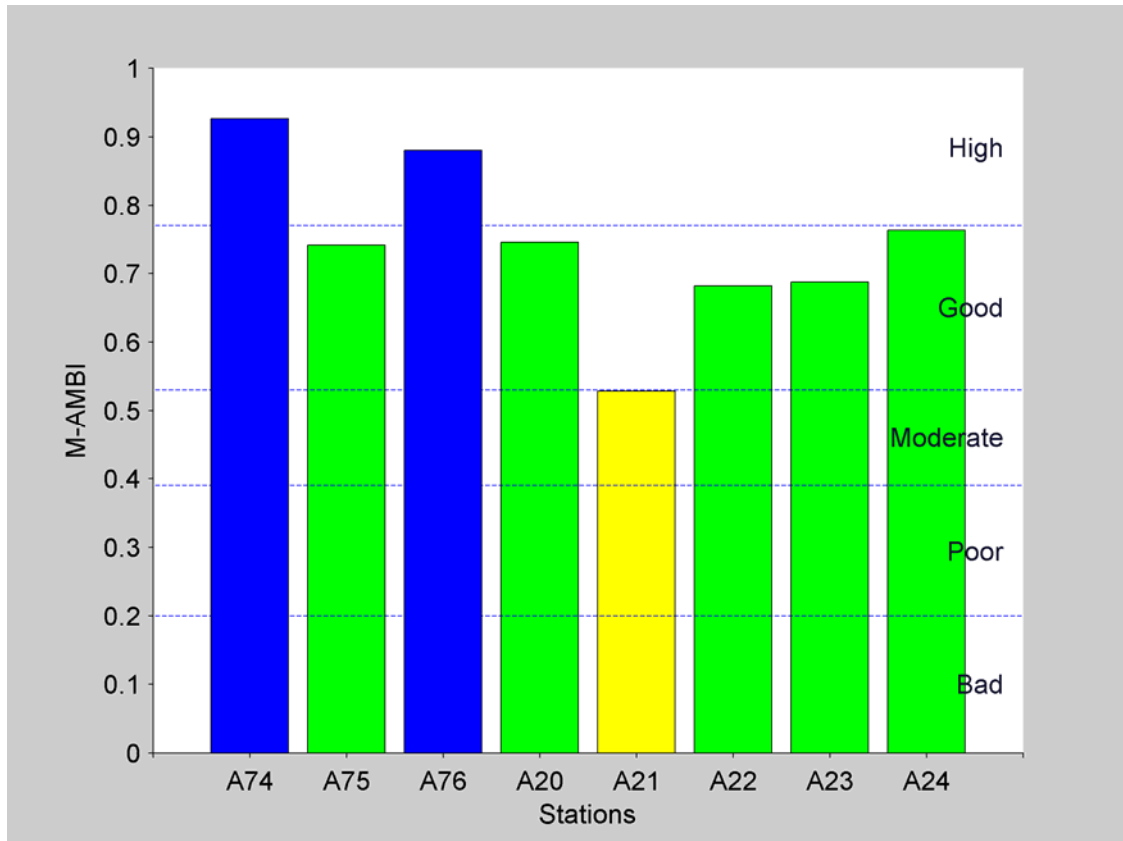


Figura 3.6.2.3.4. Indice AMBI e valori di ECoQ in tutte le stazioni dell'area di immersione.

Per quanto concerne i valori dell'indice, la metà delle stazioni ha evidenziato valori compresi $0,0 < \text{AMBI} < 1,2$ 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 3.6.2.3.4).



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 3.6.2.3.5. Andamento dell'indice M-AMBI nelle stazioni campionate ed il Rapporto di Qualità Ecologica (RQE) nell'area di immersione.

In figura 3.6.2.3.5 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.

3.6.2.4 Aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione

L'analisi tassonomica del popolamento bentonico ha condotto all'individuazione complessiva di 2228 individui appartenenti a 101 taxa di cui 98 determinati a livello di specie (52 specie di policheti, 34 di molluschi, 2 di sipunculidi, 4 di artropodi, 6 di echinodermi).

In termini di preferenze ecologiche la comunità è caratterizzata da specie appartenenti a differenti categorie bionomiche (Biocenosi SFBC, VTC, SVMC, SGCF, DC). Inoltre un elevato numero di specie sono risultate strettamente sabulicole e vasicole, altre invece indicatrici di instabilità o sono descritte in letteratura come specie a larga ripartizione ecologica (Lre).

Nonostante il polichete *Glycera unicornis* sia presente in tutte le stazioni, il polichete tubicolo *Owenia fusiformis*, specie preferenziale della biocenosi SFBC descritta in letteratura come indicatore di elevata concentrazione di materia organica (MO), presente in 5 stazioni su 7, è la specie con il maggior numero di individui.

L'analisi degli indici strutturali ha evidenziato un popolamento ricco e diversificato in tutte le stazioni dell'area. Il numero delle specie e il numero degli individui è risultato particolarmente elevato nelle stazioni A59, A62, A65, A68 (Figure 3.6.2.4.1-3.6.2.4.2). L'indice di diversità di Shannon Weaver (H') mostra valori maggiori di 3 in tutte le stazioni con un picco massimo nella stazione A50 e minimo nella stazione A62 (Figura 3.6.2.4.1). L'indice di equiripartizione di Pielou (J) invece mostra un punto di cuspidè in corrispondenza della stazione A62 con il valore più basso pari a 0,53 (Figura 3.6.2.4.2).

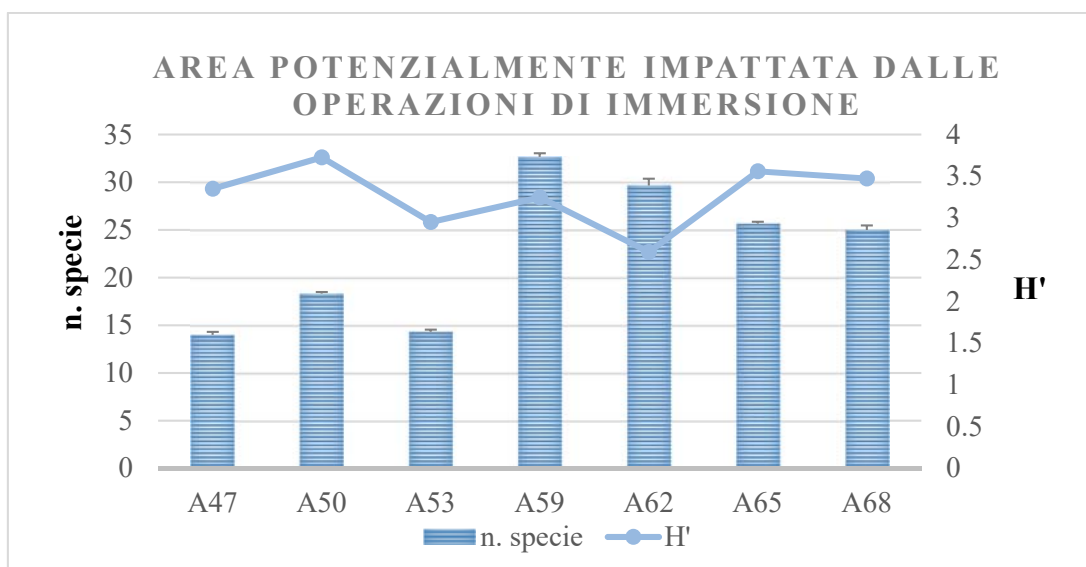


Figura 3.6.2.4.1. Indice di diversità specifica di Shannon Weaver nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione.

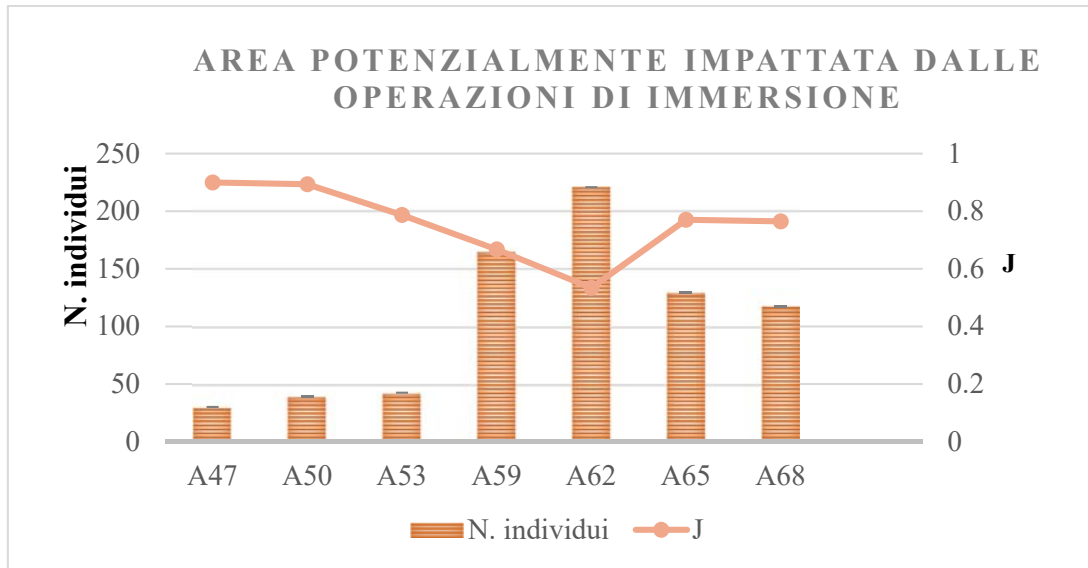


Figura 3.6.2.4.2. Indice di equiripartizione di Pielou nelle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione.

Il calcolo dell'indice AMBI e la distribuzione delle specie all'interno di ciascun gruppo ecologico è stato riportato nei seguenti grafici. I gruppi ecologici GI, GII oltre ad essere presenti in tutte le stazioni hanno i più alti valori percentuali. I rimanenti gruppi si distribuiscono diversamente in ciascuna stazione (Figura 3.6.2.4.3). L'indice AMBI presenta invece valori inferiori a 2 (Figura 3.6.2.4.3) indicanti un ambiente non disturbato o leggermente disturbato con un ECoQ alto e buono (Figura 3.6.2.4.4).

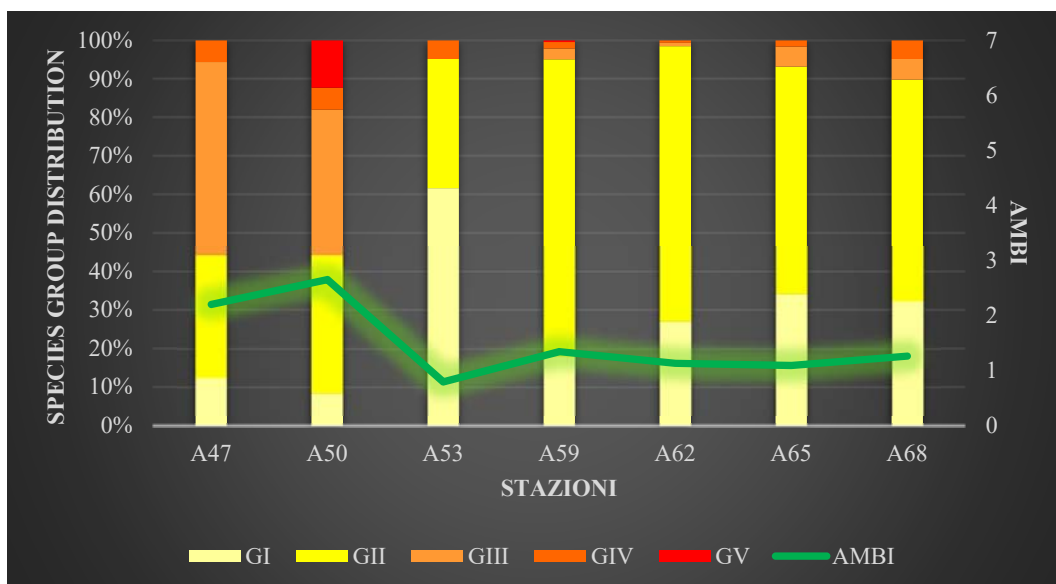


Figura 3.6.2.4.3. Indice AMBI e distribuzione delle specie nei 5 gruppi ecologici (G) all'interno di ciascuna stazione delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione.

In figura 3.6.2.4.5 sono riportati i valori dell'indice M-AMBI nelle stazioni considerate e il Rapporto di Qualità Ecologica (RQE). Cinque stazioni presentano un RQE High (blu) e due un RQE Good (verde).

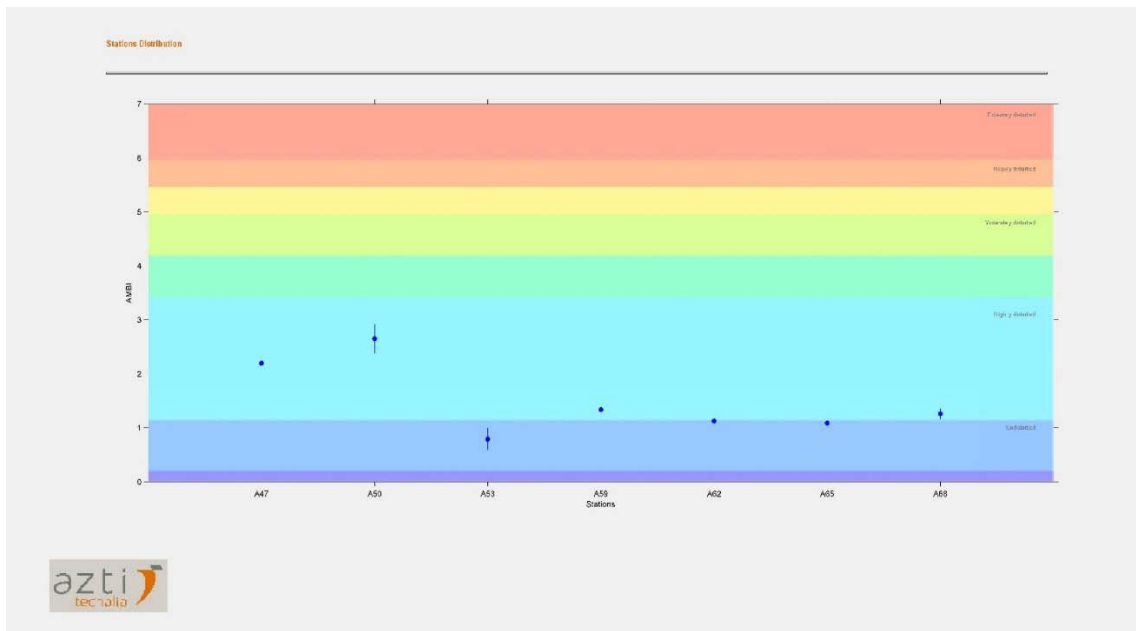
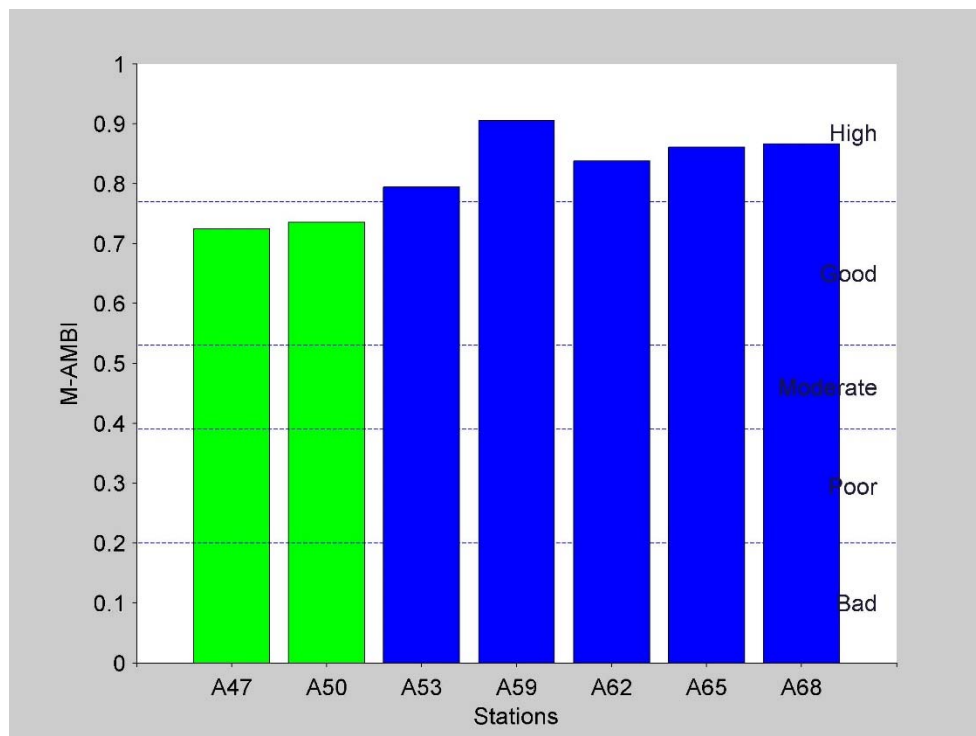


Figura 3.6.2.4.4. Indice AMBI e valori di ECOQ in tutte le stazioni delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di immersione.



AMBI	Diversity	Richness	X	Y	Z	M-AMBI	Status
6	0	0	-40.493	-41.332	31.963	0	Bad
0.79	4.15	51	15.006	13.047	-10.319	1	High

Figura 3.6.2.4.5. Andamento dell'indice M-AMBI nelle stazioni campionate ed il Rapporto di Qualità Ecologica (RQE) nelle aree potenzialmente impattata dalle operazioni di immersione.

3.6.3 Inquinanti prioritari nelle comunità macro-zoobentoniche

Per quanto riguarda le analisi di bioaccumulo sugli organismi del benthos, i 6 campioni sono stati prelevati da 3 aree corrispondenti al sito A47 (campione A47), al sito A50 (campioni A50_1 e A50_2) e al sito A14 (campioni A14_1, A14_2 e A14_3). I campioni analizzati si riferiscono nella maggior parte a policheti, che tipicamente rappresentano uno dei taxa più abbondanti tra la macrofauna dei sedimenti superficiali costieri, e ad un'oloturia nel campione A14_1 (Figura 3.6.3.1). Gli organismi sono stati raggruppati sulla base della tipologia delle specie sebbene il numero degli organismi campionati sia basso e non sufficientemente rappresentativo per ciascuna area di campionamento. Anche la disponibilità complessiva dei tessuti da analizzare è risultata molto scarsa, e si è pertanto deciso di misurare le concentrazioni per i metalli in traccia, non riuscendo a completare ulteriori analisi sui composti organici che, nella maggior parte dei casi, avrebbero probabilmente restituito risultati al di sotto delle soglie minime di rivelabilità dei metodi analitici utilizzati.

I risultati riportati in Tabella 3.6.3.1, mostrano una spiccata variabilità, tra i vari campioni per tutti gli elementi analizzati. Tuttavia, le concentrazioni misurate sono risultate generalmente in linea con i range noti per i policheti, che spesso presentano elevate concentrazioni di alcuni elementi come As, Cu, Mn e Zn (Bocchetti et al., 2004; Fattorini et al., 2005, 2010; Di Carlo et al., 2017). Vale comunque la pena di evidenziare alcune singolarità come il campione A50_2 con livelli elevati per l'alluminio (superiori a 20 000 µg/g), cromo (23 µg/g), piombo (20 µg/g) e manganese (500 µg/g). Questi livelli tuttavia, basandosi anche sul confronto con l'altro campione dello stesso sito (A50_1), non sono tali da suggerire peculiarità ambientali dell'area di provenienza, ma piuttosto qualche specificità degli organismi analizzati. In questo senso, una maggiore conoscenza delle specie utilizzate, e soprattutto una più grande dimensione del campione disponibile, consentirebbe di formulare considerazioni più accurate e definitive sui risultati ottenuti.

Figura 3.6.3.1. Campioni di organismi bentonici recuperati nelle diverse stazioni.

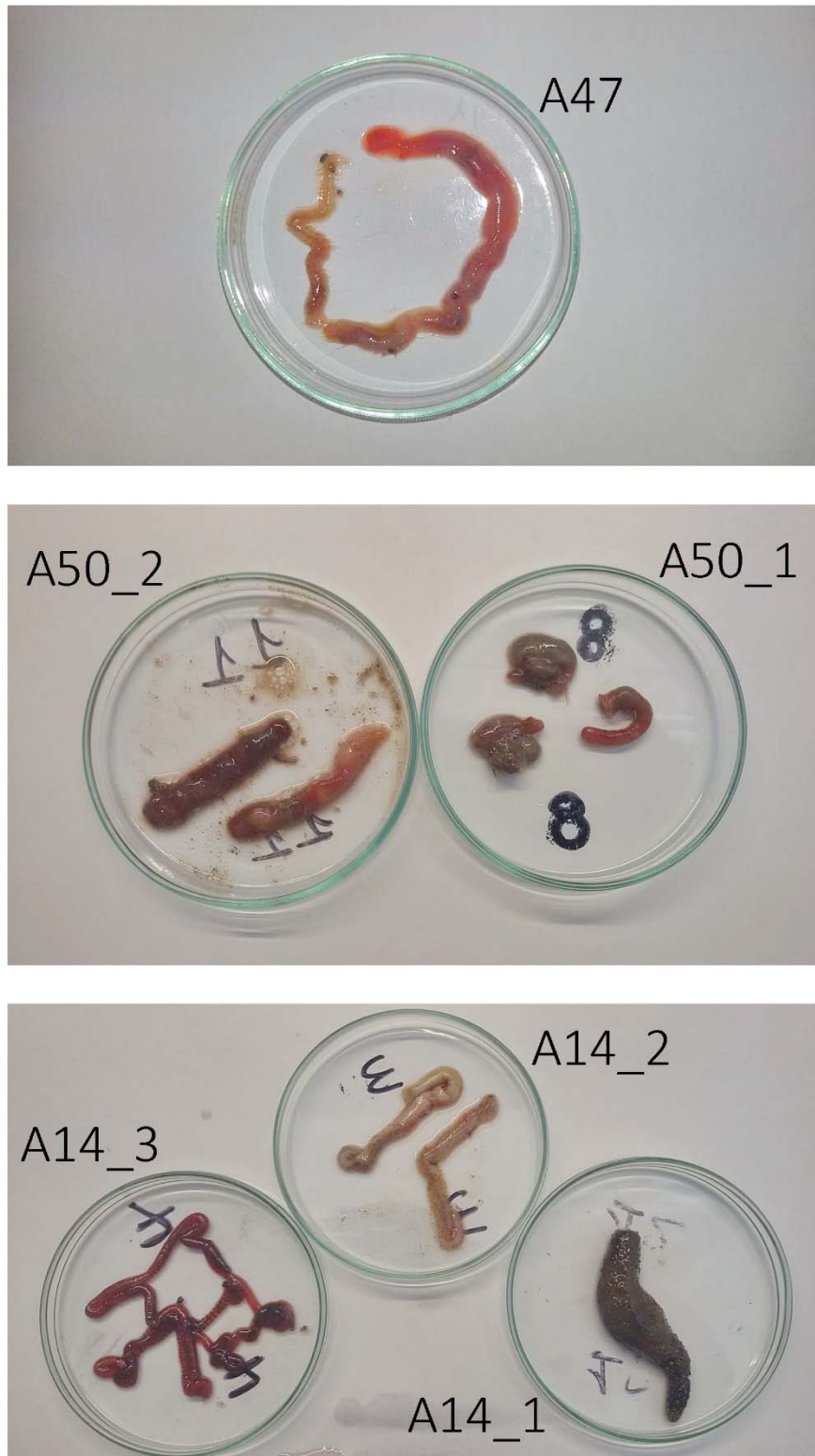


Tabella 3.6.3.1. Concentrazioni di metalli in traccia negli organismi bentonici ($\mu\text{g/g}$, peso secco).

Stazione	repliche	Al	As	Cd	Cr	Cu	Fe	Hg	Mn	Ni	Pb	Zn
		$\mu\text{g/g}$ (ps)	$\mu\text{g/g}$ (ps)	$\mu\text{g/g}$ (ps)	$\mu\text{g/g}$ (ps)	$\mu\text{g/g}$ (ps)	$\mu\text{g/g}$ (ps)	$\mu\text{g/g}$ (ps)	$\mu\text{g/g}$ (ps)	$\mu\text{g/g}$ (ps)	$\mu\text{g/g}$ (ps)	$\mu\text{g/g}$ (ps)
A47	A47	800.74	130.04	0.807	0.61	50.11	651.44	0.0738	13.21	0.443	1.29	263.76
A50	A50_1	1544.29	142.69	0.531	1.49	18.58	1022.15	0.0648	35.84	0.792	2.83	312.56
	A50_2	21790.05	93.82	0.151	26.23	22.72	517.80	0.0686	482.46	0.471	19.97	84.79
A14	A14_1	996.13	13.88	0.191	2.11	5.87	1281.55	0.0692	1072.06	1.125	1.47	38.17
	A14_2	660.21	60.90	0.231	0.89	16.89	1129.76	0.0313	152.73	1.965	3.82	161.56
	A14_3	391.91	54.29	0.119	0.37	4.53	505.88	0.0352	43.77	0.383	1.08	61.21

4 Risultati – Biota

4.1 Bioaccumulo di contaminanti organici e inorganici

Nella Tabella 4.1.1 sono riportati tutti i risultati analitici misurati nei tessuti dei mitili prima e dopo i 15 giorni di traslocazione nelle stazioni MW1, MW2, MW4 e MW5. I composti analizzati hanno incluso metalli in traccia, composti organo-stannici (OSn), idrocarburi policiclici aromatici (IPA), idrocarburi alifatici (C10-C40), pesticidi clorurati, clorofenoli, clorobifenili e policlorobifenili (PCB), pesticidi organofosfati e ritardanti di fiamma.

Per quanto riguarda l'alluminio (Al), le concentrazioni misurate nei mitili al termine della traslocazione sono risultate significativamente maggiori rispetto a quelle iniziali passando da circa 30 $\mu\text{g/g}$ (T=0) a valori compresi tra 170 e 200 $\mu\text{g/g}$, senza variazioni significative tra le 4 stazioni di traslocazione MW1, MW2, MW4 e MW5 (Figura 4.1.1). Benché tale incremento possa suggerire una maggiore biodisponibilità di alluminio nell'area oggetto di studio, va tuttavia evidenziato che i valori misurati non indicano alcuna criticità ambientale, considerando che le concentrazioni tissutali di questo elemento normalmente oscillano tra circa 100 e 260 $\mu\text{g/g}$ in mitili provenienti da aree non contaminate del Mediterraneo (Squadroni et al., 2016). Un risultato simile è stato ottenuto anche per il ferro (Fe), con concentrazioni di circa 75 $\mu\text{g/g}$ nei mitili all'inizio della traslocazione (T=0) e valori significativamente più elevati, compresi tra circa 200 e 250 $\mu\text{g/g}$ negli organismi traslocati nei vari siti (Figura 4.1.1). Anche in questo caso tuttavia, rispetto ai valori tipici per questi organismi, sembrano bassi quelli misurati al T=0 e normali quelli ottenuti dopo i 15 giorni di traslocazione. È possibile pertanto ipotizzare che le concentrazioni di Al e Fe fossero fisiologicamente basse per gli organismi stabulati e che, con la traslocazione in un ambiente naturale, si siano ripristinate a valori normali (che per il Fe oscillano tra 200 e 1000 $\mu\text{g/g}$, Fattorini et al., 2008). Ciò non stupisce, se si considera che alluminio e ferro molto spesso coesistono nel materiale particolato in sospensione sotto forma di idrossidi, associati tra loro e talvolta particolarmente abbondanti (Neff, 2002).

L'arsenico (As) mostra valori compresi tra 13 e 16 $\mu\text{g/g}$ (Figura 4.1.1) e non si evidenziano differenze significative tra i vari gruppi di organismi analizzati. Tali valori sono bassi e tipici per questi organismi, dove normalmente l'arsenico può variare stagionalmente tra circa 10 e 40 $\mu\text{g/g}$ (Fattorini et al., 2008). Analogamente, anche il cadmio (Cd) ed il cromo (Cr) mostrano valori sempre bassi (inferiori a 2.5 $\mu\text{g/g}$) (Figura 4.1.1), del tutto simili a quelli di mitili provenienti da aree di riferimento (Fattorini et al., 2008) e senza differenze tra i vari gruppi analizzati.

Per quanto riguarda il rame (Cu), valori significativamente maggiori sono stati misurati nei mitili traslocati nelle aree MW1 e MW2 (Figura 4.1.1), ma tali concentrazioni, che al massimo arrivano a 5 $\mu\text{g/g}$, sono ancora una volta basse e tipiche per questi organismi che mostrano fluttuazioni stagionali di questo elemento tra circa 2 e 10 $\mu\text{g/g}$ (Fattorini et al., 2008).

Valori bassi e nessuna variazione significativa sono stati osservati per il mercurio (Hg), manganese (Mn), nichel (Ni) e piombo (Pb) (Figura 4.1.1), che mostrano concentrazioni sempre all'interno dei normali range di fluttuazione stagionale noti per *M. galloprovincialis* provenienti da aree di riferimento del Mediterraneo (Fattorini et al., 2008).

Vanadio (V) e zinco (Zn) mostrano variazioni piuttosto simili, benché solo quelle del primo elemento risultano, di fatto, significative (Figura 4.1.1). Come nel caso dell'alluminio e del ferro, gli aumenti di concentrazione nei mitili traslocati, che variano tra circa 0.7 e 1.0 µg/g per il vanadio e 100-150 µg/g per lo zinco, non si discostano dai normali range di fluttuazione stagionale noti per i mitili del Mediterraneo (Fattorini et al., 2008) e possono pertanto essere considerati come valori di riferimento.

I risultati relativi ai composti organo-stannici (OSn) mostrano un tendenziale aumento nei mitili traslocati (Figura 4.1.1) ma le concentrazioni misurate, mai superiori a 0.025 µg/g (Tabella 4.1.1), si posizionano ai livelli inferiori dei range normalmente riscontrabili in mitili di aree costiere del Mediterraneo (Ščančar et al., 2007), permettendo quindi di escludere la presenza di problematiche ambientali.

Anche le concentrazioni tissutali degli idrocarburi policiclici aromatici (IPA) sono risultate sempre piuttosto basse e senza differenze tra mitili analizzati prima e dopo il periodo di traslocazione nei vari siti (Tabella 4.1.1 e Figura 4.1.1). Gli IPA totali oscillano tra 170 e 270 ng/g, valori normalmente riscontrabili in organismi provenienti da aree non contaminate (Bocchetti et al., 2008). Gli IPA infatti rappresentano oggi una classe di contaminanti ubiquitari negli ecosistemi acquatici con concentrazioni sempre misurabili nei sedimenti e nei tessuti degli organismi marini (Neff, 2002). In tutti i gruppi di mitili analizzati, gli IPA a basso peso molecolare (PM) predominano largamente, costituendo sempre più del 95% del contributo degli IPA totali (Figura 4.1.1); tale risultato contribuisce ad escludere la presenza di una contaminazione ambientale di origine antropica, considerando che i composti ad alto peso molecolare (4, 5 o più anelli aromatici), risultano maggiormente abbondanti in risposta ad attività umane, in particolare quelle di tipo industriale (Bocchetti et al., 2008).

I risultati relativi agli idrocarburi alifatici, che comprendono composti con un numero di atomi di carbonio compreso tra 10 e 40 (C₁₀-C₄₀), sono mostrati nella Tabella 4.1.1 e nella Figura 4.1.2. Le concentrazioni medie di questi composti oscillano tra circa 400 e 700 µg/g, nei mitili al tempo T=0 e in quelli traslocati nei siti MW1, MW4 e MW5, mentre risultano pari a circa 1200 µg/g nei mitili traslocati nel sito MW2 (Figura 4.1.2). Livelli apprezzabili di questi composti sono normalmente osservati nei tessuti della maggior parte degli organismi marini (Wetzel e Van Vleet, 2004), ed i valori basali sono spesso molto variabili, perché queste sostanze possono avere anche una origine trofica (Jeng e Huh, 2008; Winters et al., 1969; Blumer et al., 1971). Secondo studi pregressi, le concentrazioni medie degli idrocarburi alifatici totali nei mitili oscillano nell'intervallo 170-220 µg/g in mitili provenienti dall'Adriatico centrale, tra 100-500 µg/g in organismi trapiantati in diverse aree del Mar Tirreno (Benedetti et al., 2014; Regoli et al., 2014), e fino a 1500 µg/g in

mitili nella laguna di Venezia, soggetta ad un più elevato impatto urbano (Wetzel e Van Vleet, 2004). In questo senso, le concentrazioni misurate nel presente studio, mostrano valori che rientrano nei range noti per questi organismi, con una maggiore biodisponibilità di idrocarburi alifatici nei mitili traslocati nell'area MW2 posizionata all'interno del porto. Tali valori possono tuttavia riflettere anche un trasferimento trofico di idrocarburi di origine naturale, in funzione del diverso apporto di fitoplancton e nutrienti disponibile nei siti di traslocazione (Jeng e Huh, 2008; Winters et al., 1969; Blumer et al., 1971). Osservando infatti la distribuzione dei diversi congeneri degli idrocarburi nei mitili (Figura 4.1.2), si può facilmente evidenziare la presenza di una componente predominante compresa tra C16 e C22 ed una mancanza della componente C24-C30, suggerendo una origine biogenica naturale derivante dalla decomposizione di macrofite sommerse o galleggianti (Ficken et al., 2000; Ekpo et al., 2012). Allo stesso modo, precedenti osservazioni suggeriscono che la componente C32-C36, anch'essa abbondante nei mitili traslocati, abbia una origine naturale e derivante da una aumentata produzione primaria del fitoplancton. Il contributo della componente C36-C38, legato invece ad una origine petrogenica degli idrocarburi (Jeng e Huh, 2008; Winters et al., 1969; Blumer et al., 1971; Ficken et al., 2000; Ekpo et al., 2012), è scarso in tutta l'area investigata. In questo senso, la distribuzione dei congeneri degli idrocarburi è molto simile nei mitili di riferimento (T=0) ed in quelli traslocati suggerendo quindi, a prescindere dalle fluttuazioni dei livelli, una scarsa presenza di idrocarburi derivanti da attività antropiche.

Infine, tutti i contaminati di sintesi, che includono pesticidi clorurati, clorofenoli, clorobifenili e policlorobifenili (PCB), pesticidi organofosfati e ritardanti di fiamma, sono sempre risultati al di sotto dei limiti di misurazione dei rispettivi metodi analitici (Tabella 4.1.1).

Tabella 4.1.1. - Concentrazioni di metalli in traccia, composti organo-stannici, idrocarburi policiclici aromatici, idrocarburi alifatici e composti organici persistenti, che includono pesticidi organoclorurati, pesticidi organofosfati, clorofenoli, clorobifenili, policlorobifenili, polibromo-difenil eteri, altri ritardanti di fiamma organo brominati nei tessuti dei mitili traslocati ($\mu\text{g/g}$ o ng/g , peso secco, valori espressi come media \pm deviazione standard).

			T=0	MW1	MW2	MW4	MW5
Metalli	Al	$\mu\text{g/g}$ (ps)	29.9 \pm 11.4	191 \pm 52.2	171 \pm 76.5	176 \pm 74.4	197 \pm 57.5
	As	$\mu\text{g/g}$ (ps)	14 \pm 1.64	16.1 \pm 1.03	13.6 \pm 0.952	14.9 \pm 1.59	14.6 \pm 1.74
	Cd	$\mu\text{g/g}$ (ps)	1.86 \pm 0.531	2.32 \pm 0.236	1.87 \pm 0.369	1.97 \pm 0.232	1.9 \pm 0.303
	Cr	$\mu\text{g/g}$ (ps)	1.73 \pm 0.506	1.29 \pm 0.121	1.31 \pm 0.168	1.26 \pm 0.199	1.36 \pm 0.199
	Cu	$\mu\text{g/g}$ (ps)	1.67 \pm 0.247	5 \pm 0.93	4.85 \pm 1.17	2.48 \pm 0.555	2.26 \pm 0.384
	Fe	$\mu\text{g/g}$ (ps)	80.4 \pm 17.8	254 \pm 40.3	249 \pm 111	206 \pm 74.4	190 \pm 31.6
	Hg	$\mu\text{g/g}$ (ps)	0.0504 \pm 0.0106	0.0623 \pm 0.00954	0.0467 \pm 0.00777	0.0522 \pm 0.0134	0.0547 \pm 0.00753
	Mn	$\mu\text{g/g}$ (ps)	4.79 \pm 0.587	4.32 \pm 0.684	4.29 \pm 1.16	4.84 \pm 1.46	4.24 \pm 0.778
	Ni	$\mu\text{g/g}$ (ps)	0.551 \pm 0.174	0.395 \pm 0.0947	0.326 \pm 0.0732	0.447 \pm 0.123	0.504 \pm 0.086
	Pb	$\mu\text{g/g}$ (ps)	1.33 \pm 0.452	2.24 \pm 0.235	2.39 \pm 0.951	2.02 \pm 0.503	2.07 \pm 0.638
	V	$\mu\text{g/g}$ (ps)	0.248 \pm 0.0607	0.744 \pm 0.143	0.852 \pm 0.37	0.687 \pm 0.267	0.977 \pm 0.165
	Zn	$\mu\text{g/g}$ (ps)	71.7 \pm 30.6	141 \pm 32	134 \pm 21.9	148 \pm 86.8	106 \pm 38.4
Stagno	Sn organico totale	$\mu\text{g/g}$ (ps)	0.00415 \pm 0.00101	0.00832 \pm 0.00289	0.0184 \pm 0.0116	0.0104 \pm 0.0035	0.0248 \pm 0.00343
Idrocarburi policiclici aromatici	Naftalene	ng/g (ps)	113 \pm 74.8	70.4 \pm 5.56	69.7 \pm 9.79	64 \pm 5.97	121 \pm 91.4
	Acenaftilene	ng/g (ps)	< 0.05	< 0.05	69.7 \pm 43.7	< 0.05	< 0.05
	1-Metilnaftalene	ng/g (ps)	50.2 \pm 2.42	60.3 \pm 6.88	63.4 \pm 5.73	49.3 \pm 5.66	57 \pm 3.32
	2-Metilnaftalene	ng/g (ps)	32 \pm 6.03	35.3 \pm 6.19	43.4 \pm 19.2	32.3 \pm 3.54	34.3 \pm 1.95
	Acenaftene	ng/g (ps)	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01
	Fluorene	ng/g (ps)	2.61 \pm 0.8	4.18 \pm 0.828	2.83 \pm 0.128	2.66 \pm 0.408	2.48 \pm 0.413
	Fenantrene	ng/g (ps)	15.5 \pm 3.15	17.7 \pm 2.46	18 \pm 1.97	18.2 \pm 1.69	19.2 \pm 1.73
	Antracene	ng/g (ps)	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01
	Fluorantene	ng/g (ps)	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01
	Pirene	ng/g (ps)	2.44 \pm 0.908	3.75 \pm 0.696	5.05 \pm 2.29	2.08 \pm 0.333	2.29 \pm 0.523
	Benzo(a)antracene	ng/g (ps)	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01
	Crisene	ng/g (ps)	0.587 \pm 0.329	1 \pm 0.963	0.95 \pm 1.53	1.1 \pm 0.206	1.33 \pm 0.244
	7,12-Dimetilbenzo(a)antracene	ng/g (ps)	< 0.05	< 0.05	< 0.05	< 0.05	< 0.05
	Benzo(b)fluorantene	ng/g (ps)	1.34 \pm 0.911	1.23 \pm 0.236	1.78 \pm 1.17	2.74 \pm 0.777	2.4 \pm 0.5
	Benzo(k)fluorantene	ng/g (ps)	0.999 \pm 0.119	1.07 \pm 0.115	1.07 \pm 0.944	1.55 \pm 0.179	1.42 \pm 0.121
	Benzo(a)pirene	ng/g (ps)	0.716 \pm 0.141	0.0425 \pm 0.0233	0.78 \pm 0.593	1.03 \pm 0.139	1.02 \pm 0.0833
	Dibenzo(ah)antracene	ng/g (ps)	< 0.001	1.25 \pm 0.861	0.491 \pm 0.446	0.566 \pm 0.217	0.389 \pm 0.109
	Benzo(ghi)perilene	ng/g (ps)	0.267 \pm 0.237	< 0.001	0.78 \pm 0.64	0.843 \pm 0.198	0.701 \pm 0.494
	Indeno(123cd)pirene	ng/g (ps)	0.259 \pm 0.287	< 0.05	0.148 \pm 0.22	0.527 \pm 0.456	< 0.05
	IPA basso PM	ng/g (ps)	213 \pm 68.7	188 \pm 16.2	267 \pm 39.2	166 \pm 15	234 \pm 94.3
IPA alto PM	ng/g (ps)	6.58 \pm 1.61	8.36 \pm 1.51	11 \pm 6.82	10.4 \pm 0.851	9.57 \pm 0.444	
IPA totali	ng/g (ps)	220 \pm 67.5	196 \pm 17.3	278 \pm 41.5	177 \pm 14.6	243 \pm 94.2	

Tabella 4.1.1. Concentrazioni di metalli in traccia, composti organo-stannici, idrocarburi policiclici aromatici, idrocarburi alifatici e composti organici persistenti, che includono pesticidi organoclorurati, pesticidi organofosfati, clorofenoli, clorobifenili, policlorobifenili, polibromo-difenil eteri, altri ritardanti di fiamma organo brominati nei tessuti dei mitili traslocati ($\mu\text{g/g}$ o ng/g , peso secco, valori espressi come media \pm deviazione standard). (continua).

			T=0	MW1	MW2	MW4	MW5
Idrocarburi alifatici	>C10-C12	$\mu\text{g/g}$ (ps)	4.16 \pm 2.27	6.45 \pm 4.14	7.37 \pm 5.29	1.08 \pm 1.05	2.44 \pm 1.51
	>C12-C14	$\mu\text{g/g}$ (ps)	6.09 \pm 2.63	8.43 \pm 5.37	9.07 \pm 8.92	3.38 \pm 1.8	5.27 \pm 1.7
	>C14-C16	$\mu\text{g/g}$ (ps)	67.2 \pm 10.9	74.7 \pm 10.1	72.7 \pm 7.55	52.8 \pm 18	60.2 \pm 6.37
	>C16-C18	$\mu\text{g/g}$ (ps)	47.1 \pm 10.4	50.9 \pm 11.9	52.8 \pm 13.4	43.1 \pm 11.5	43.5 \pm 7.45
	>C18-C20	$\mu\text{g/g}$ (ps)	36.3 \pm 4.72	51.7 \pm 15.7	100 \pm 105	33.2 \pm 12	37 \pm 12.7
	>C20-C22	$\mu\text{g/g}$ (ps)	27.8 \pm 7.04	52.1 \pm 28.2	79.3 \pm 73.9	35.3 \pm 14.7	37 \pm 5.53
	>C22-C24	$\mu\text{g/g}$ (ps)	13.5 \pm 4.17	45.4 \pm 42.2	104 \pm 119	21.2 \pm 11.9	32 \pm 21.4
	>C24-C26	$\mu\text{g/g}$ (ps)	10.9 \pm 4.82	18.5 \pm 8.85	69.8 \pm 74.4	10.3 \pm 5.33	23.6 \pm 13
	>C26-C28	$\mu\text{g/g}$ (ps)	9 \pm 3.27	11.7 \pm 7.53	33.3 \pm 38	5.25 \pm 2.67	14.1 \pm 4.91
	>C28-C30	$\mu\text{g/g}$ (ps)	8.16 \pm 2.37	17.9 \pm 11.4	36.3 \pm 33.4	7.85 \pm 3.15	12.2 \pm 2.24
	>C30-C32	$\mu\text{g/g}$ (ps)	91.6 \pm 13.4	205 \pm 156	346 \pm 262	117 \pm 43.2	156 \pm 36.3
	>C32-C34	$\mu\text{g/g}$ (ps)	51.9 \pm 35.1	75.2 \pm 58.1	213 \pm 182	46.5 \pm 15.6	60.7 \pm 13.4
	>C34-C36	$\mu\text{g/g}$ (ps)	41 \pm 34.7	44.2 \pm 36.2	38.5 \pm 39	7.49 \pm 9.06	38 \pm 19.7
	>C36-C38	$\mu\text{g/g}$ (ps)	38.3 \pm 34.3	46.4 \pm 42.6	79.8 \pm 38.8	53.1 \pm 26.5	24.8 \pm 25.6
	>C38-C40	$\mu\text{g/g}$ (ps)	0.881 \pm 1.08	4.84 \pm 5.16	11.1 \pm 15.9	0.652 \pm 0.742	3.47 \pm 2.7
Idrocarburi alifatici totali		$\mu\text{g/g}$ (ps)	454 \pm 89.1	714 \pm 330	1254 \pm 863	439 \pm 151	551 \pm 103
Pesticidi clorurati	Aldrin	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	a-Chlordane	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	g-Chlordane	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	p,p'-DDD	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	p,p'-DDE	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	p,p'-DDT	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Dichlorobenzidine	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Dieldrin	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Endosulfan I	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Endosulfan II	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Endosulfan sulfate	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Endrin	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Endrin aldehyde	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Endrin ketone	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Heptachlor	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Heptachlor epoxide	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Hexachlorobenzene	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Hexachlorobutadiene	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	a-Lindane	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	b-Lindane	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
d-Lindane	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	
g-Lindane	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	
Methoxychlor	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	
Mirex	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	
Clorofenoli	2-Chlorophenol	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	4-Chlorophenol	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	2,4-Dichlorophenol	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	2,4,6-Trichlorophenol	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1

Tabella 4.1.1. Concentrazioni di metalli in traccia, composti organo-stannici, idrocarburi policiclici aromatici, idrocarburi alifatici e composti organici persistenti, che includono pesticidi organoclorurati, pesticidi organofosfati, clorofenoli, clorobifenili, policlorobifenili, polibromo-difenil eteri, altri ritardanti di fiamma organo brominati nei tessuti dei mitili traslocati ($\mu\text{g/g}$ o ng/g , peso secco, valori espressi come media \pm deviazione standard) (continua).

			T=0	MW1	MW2	MW4	MW5
Clorobifenili e PBCs	2-Chlorobiphenyl	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	3-Chlorobiphenyl	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	4-Chlorobiphenyl	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB4	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB7	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB8	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB11	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB13	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB15	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB16	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB17	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB18	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB19	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB23	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB26	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB28	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB32	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB33	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB36	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB38	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB40	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB42	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB44	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB45	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB46	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB47	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB52	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB58	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB66	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB70	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB77	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB81	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB90	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB101	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB105	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB118	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
	PCB126	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1
PCB127	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
PCB128	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
PCB130	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
PCB138	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
PCB146	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
PCB153	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
PCB156	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
PCB169	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
PCB170	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
PCB175	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
PCB180	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
PCB182	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
PCB187	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
PCB195	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
PCB206	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
PCB209	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	
PCB Totali	ng/g (ps)	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	

Tabella 4.1.1. Concentrazioni di metalli in traccia, composti organo-stannici, idrocarburi policiclici aromatici, idrocarburi alifatici e composti organici persistenti, che includono pesticidi organoclorurati, pesticidi organofosfati, clorofenoli, clorobifenili, policlorobifenili, polibromo-difenil eteri, altri ritardanti di fiamma organo brominati nei tessuti dei mitili traslocati ($\mu\text{g/g}$ o ng/g , peso secco, valori espressi come media \pm deviazione standard) (continua).

			T=0	MW1	MW2	MW4	MW5
Pesticidi organofosfati	Azinphos-methyl	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Chlorpyrifos	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Dichlorvos	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Disulfoton	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Ethoprophos	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Fenchlorphos	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Methyl parathion	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Metolcarb	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Prothiofos	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
Ritardanti di fiamma organobrominati	PBDE28	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	PBDE47	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	PBDE99	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	PBDE100	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	PBDE153	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	PBDE154	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	PBDE183	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Hexabromocyclododecane	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1
	Tetrabromobisphenol A	ng/g (ps)	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1	< 0.1

Figura 4.1.1. Concentrazioni di metalli in traccia, composti organo-stannici, idrocarburi policiclici aromatici, idrocarburi alifatici nei mitili traslocati (valori medi \pm deviazione standard).

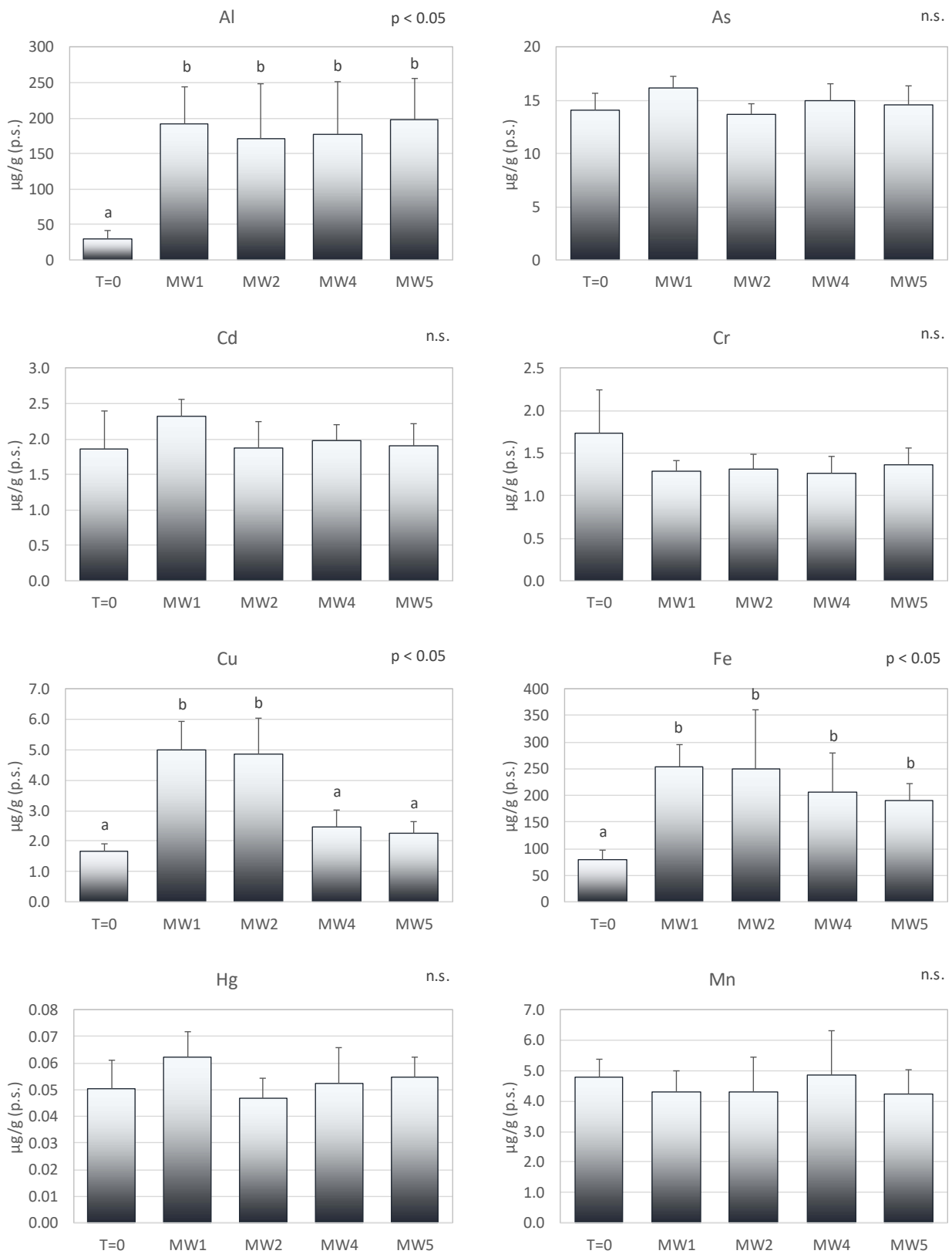


Figura 4.1.1. Concentrazioni di metalli in traccia, composti organo-stannici, idrocarburi policiclici aromatici, idrocarburi alifatici nei mitili traslocati (valori medi \pm deviazione standard) (continua).

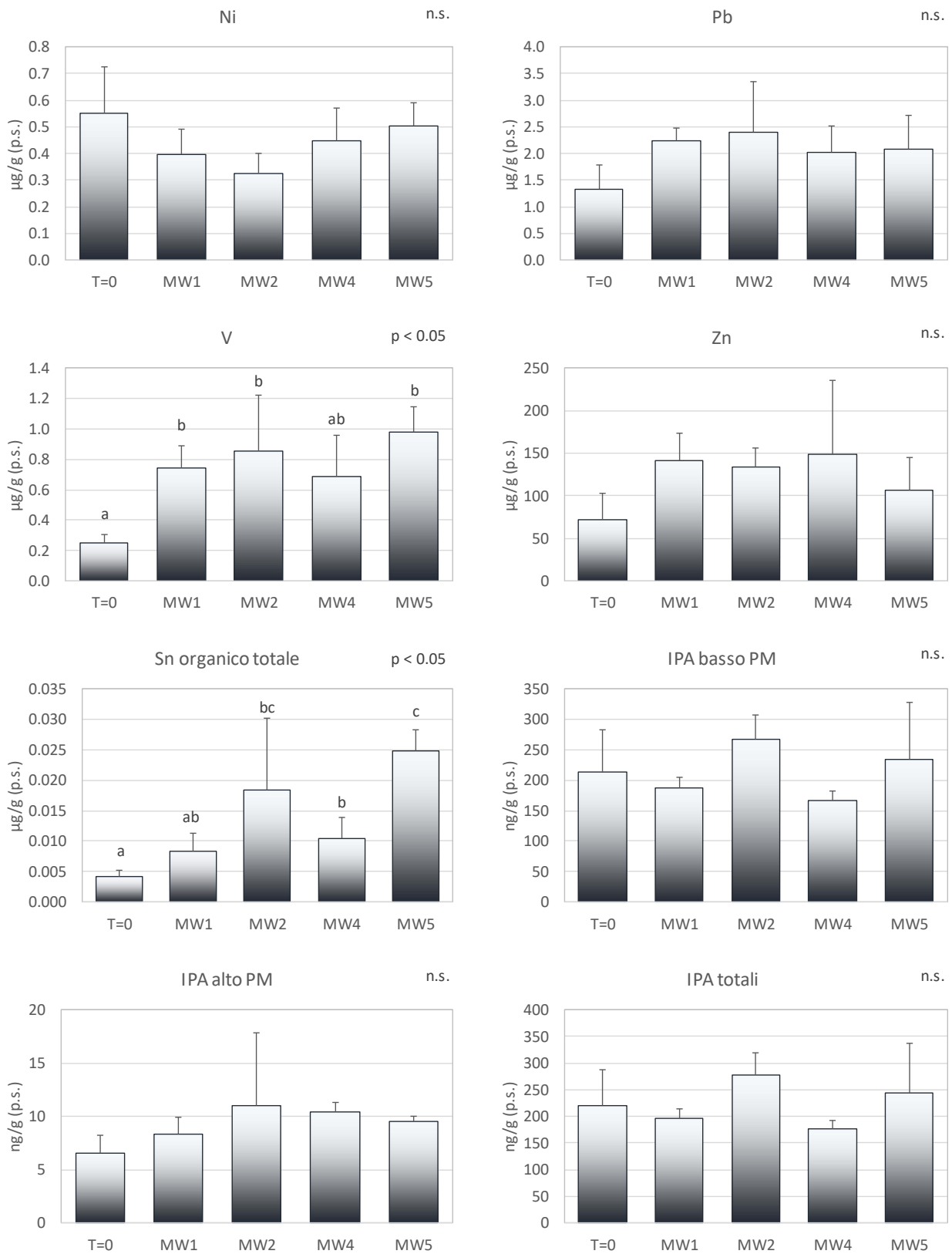
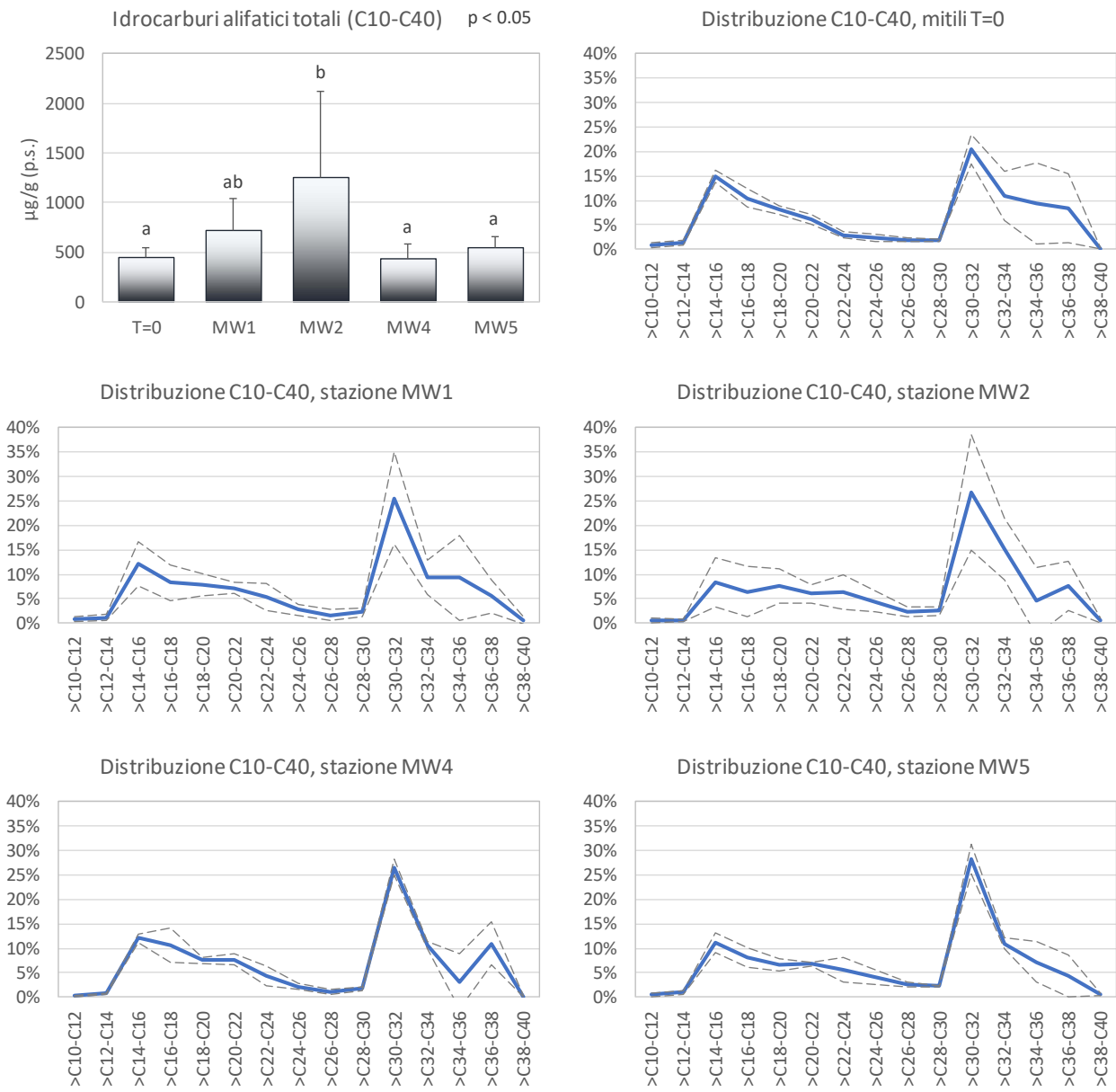


Figura 4.1.2. Concentrazioni di idrocarburi alifatici nei mitili trapiantati (valori medi \pm deviazione standard) e distribuzione delle diverse classi degli idrocarburi alifatici in funzione del peso molecolare (numero di atomi di carbonio) ottenuta per ciascuna stazione.



4.2 Analisi di *biomarker*

Le analisi effettuate sugli emociti dei mitili non hanno evidenziato sostanziali variazioni a carico del rapporto tra le principali popolazioni cellulari che compongono l'emolinfa (granulociti e ialinociti) e della capacità fagocitaria degli organismi trapiantati nei diversi siti (Figura 4.2.1 A-B, Tabella 4.2.1). Sebbene si evidenzino lievi diminuzioni della stabilità delle membrane lisosomiali rispetto ai mitili trapiantati nella stazione MW1 (Figura 5C, Tabella 5), le differenze non sono statisticamente significative ed i valori osservati sono comunque nel range di quelli tipicamente ottenuti in organismi di controllo provenienti da aree costiere non particolarmente impattate.

La mancanza di effetti a carico degli emociti è confermata dai risultati ottenuti sull'attività dell'acetilcolinesterasi (Figura 4.2.1 D, Tabella 4.2.1), marker di neurotossicità sensibile all'esposizione a composti organici di diversa natura tra cui organofosforici e carbammati, i cui valori sono comparabili a quelli ottenuti da organismi di aree costiere mediamente antropizzate. Considerazioni simili si possono fare per la frequenza di micronuclei, anomalie nucleari irreversibili identificate come marker di genotossicità e per l'attività dell'enzima Acil-CoA ossidasi (Figura 4.2.1 E-F, Tabella 4.2.1), marker di esposizione a composti organici di vario tipo tra cui idrocarburi policiclici aromatici, che non hanno evidenziato differenze tra gli organismi trapiantati nei diversi siti dell'area interessata dal monitoraggio.

Le analisi dell'intero complesso di difese antiossidanti, dai singoli composti, ai sistemi enzimatici, fino alla capacità antiossidante totale (Figura 4.2.2, Tabella 4.2.1), hanno evidenziato una sostanziale uniformità tra gli organismi trapiantati nelle diverse aree, con solo lievi fluttuazioni puntiformi che non riflettono tuttavia alcuna condizione di stress ossidativo.

Nel complesso, le analisi dei biomarker evidenziano un buono stato di salute degli organismi trapiantati nei diversi siti dell'area interessata dal monitoraggio ambientale e permettono di escludere particolari fenomeni di criticità ambientale.

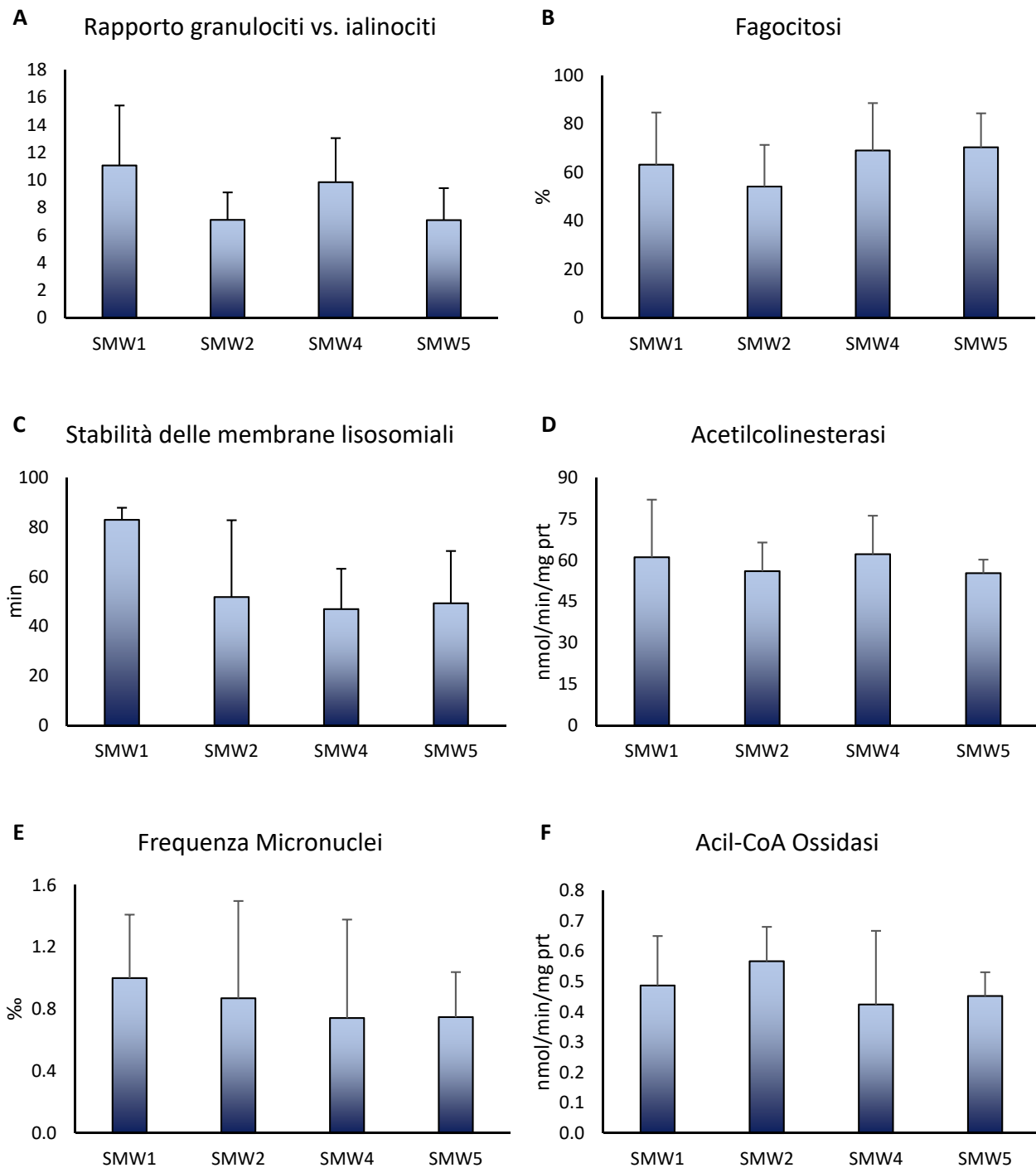


Figura 4.2.1. Risultati delle analisi dei biomarker condotte sull'emolinfa dei mitili trapiantati nei diversi siti. Rapporto granulociti/ialinociti (A), fagocitosi (B), stabilità delle membrane lisosomiali (C), attività dell'acetilcolinesterasi (D), frequenza dei micronuclei (E), attività dell'acil-Coenzima A ossidasi (F). Dati espressi come valori medi \pm deviazioni standard.

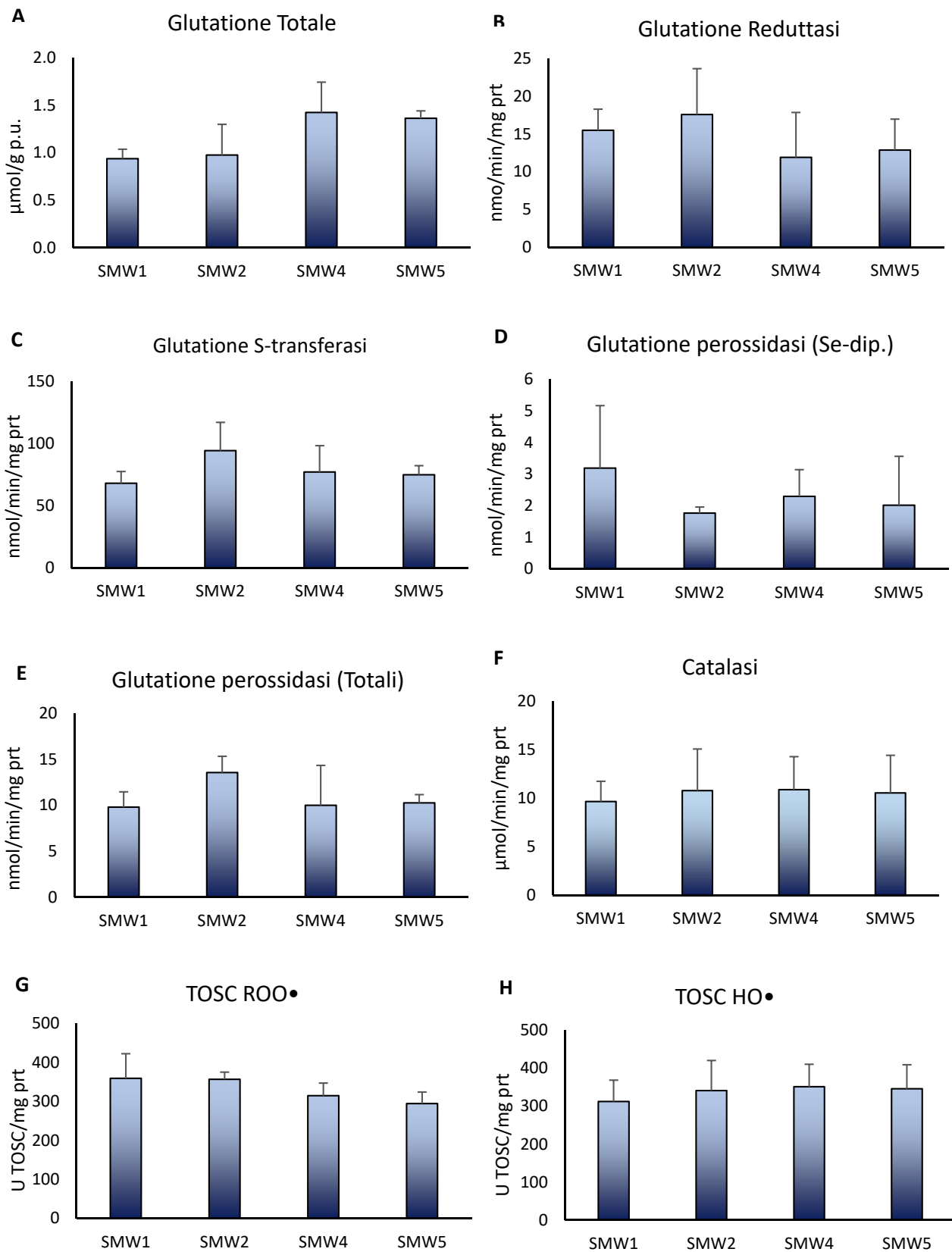


Figura 4.2.2. Risultati delle analisi dei biomarker condotte sui mitili trapiantati nei diversi siti. Glutazione totale (A), glutazione reduttasi (B), glutazione S-transferasi (C), glutazione perossidasi Se-dipendenti (D), glutazione perossidasi totali (E), catalasi (F), capacità antiossidante totale per radicali perossilici (G) e idrossilici (H). Dati espressi come valori medi \pm deviazioni standard.

Tabella 4.2.1. Risultati delle analisi dei biomarker nei mitili trapiantati nei diversi siti.

Biomarker	SMW1	SMW2	SMW3	SMW4
Acetilcolinesterasi (nmol/min/mg prt)	61,05 ± 20,88	56,02 ± 10,40	62,14 ± 13,96	55,26 ± 4,93
Acil-CoA Ossidasi (nmol/min/mg prt)	0,49 ± 0,16	0,57 ± 0,11	0,42 ± 0,24	0,45 ± 0,08
Catalasi (μmol/min/mg prt)	9,66 ± 2,10	10,79 ± 3,41	10,89 ± 3,41	10,55 ± 3,89
Glutazione Totale (μmol/g tessuto)	0,94 ± 0,10	0,98 ± 0,32	1,43 ± 0,32	1,36 ± 0,08
Glutazione Reduttasi (nmol/min/mg prt)	15,47 ± 2,79	17,55 ± 6,07	11,90 ± 5,94	12,85 ± 4,09
Glutazione S-Transferasi (nmol/min/mg prt)	67,93 ± 9,41	94,16 ± 22,68	76,95 ± 21,13	74,74 ± 7,30
Glutazione Perossidasi (Se-Dip.) (nmol/min/mg prt)	3,18 ± 1,98	1,76 ± 0,19	2,29 ± 0,84	2,01 ± 1,55
Glutazione Perossidasi (Totali) (nmol/min/mg prt)	9,79 ± 1,66	13,56 ± 1,77	9,98 ± 4,36	10,25 ± 0,90
TOSC ROO• (U TOSC/mg prt)	358,91 ± 63,18	356,29 ± 18,43	314,52 ± 32,18	294,36 ± 24,50
TOSC HO• (U TOSC/mg prt)	312,32 ± 56,24	341,17 ± 79,13	351,41 ± 59,17	345,77 ± 63,34
Stabilità membrane lisosomiali (min)	82,93 ± 4,86	51,77 ± 30,96	46,92 ± 16,25	49,28 ± 21,09
Fagocitosi (%)	63,16 ± 21,48	54,16 ± 17,18	69,00 ± 19,54	70,31 ± 14,01
Rapporto Granulociti vs. Ialinociti	11,07 ± 4,35	7,12 ± 1,99	9,86 ± 3,19	7,10 ± 2,32
Micronuclei (‰)	1,13 ± 0,50	0,87 ± 0,63	0,74 ± 0,63	0,75 ± 0,29

5 Risultati - Indagini aggiuntive nell'area di immersione

5.1 Caratterizzazione geo-morfologica

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 5.1.1). 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*.

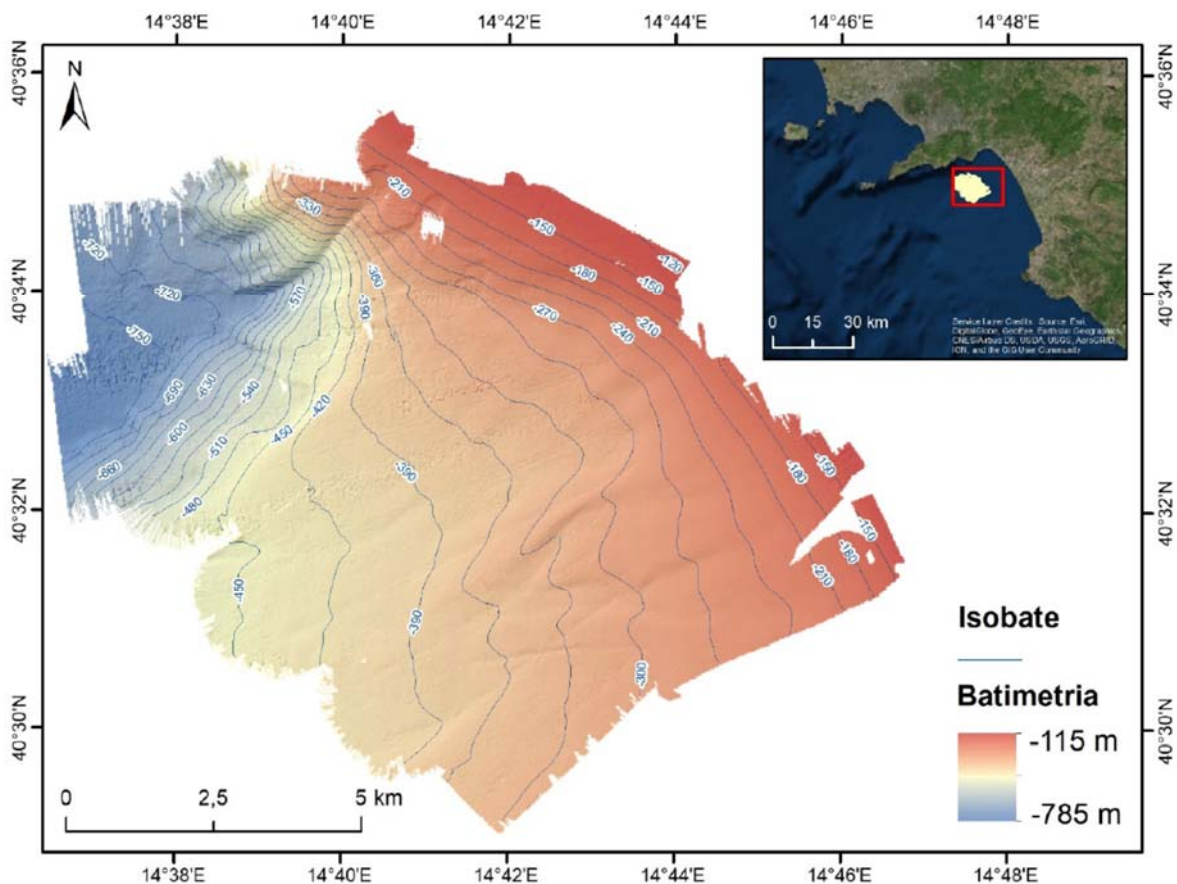


Figura 5.1.1. Batimetria e linee di batimetriche a 30m.

Sulla base dei dati elaborati è stata effettuata una analisi geomorfologica dell'area in esame (Figura 5.1.2). 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.

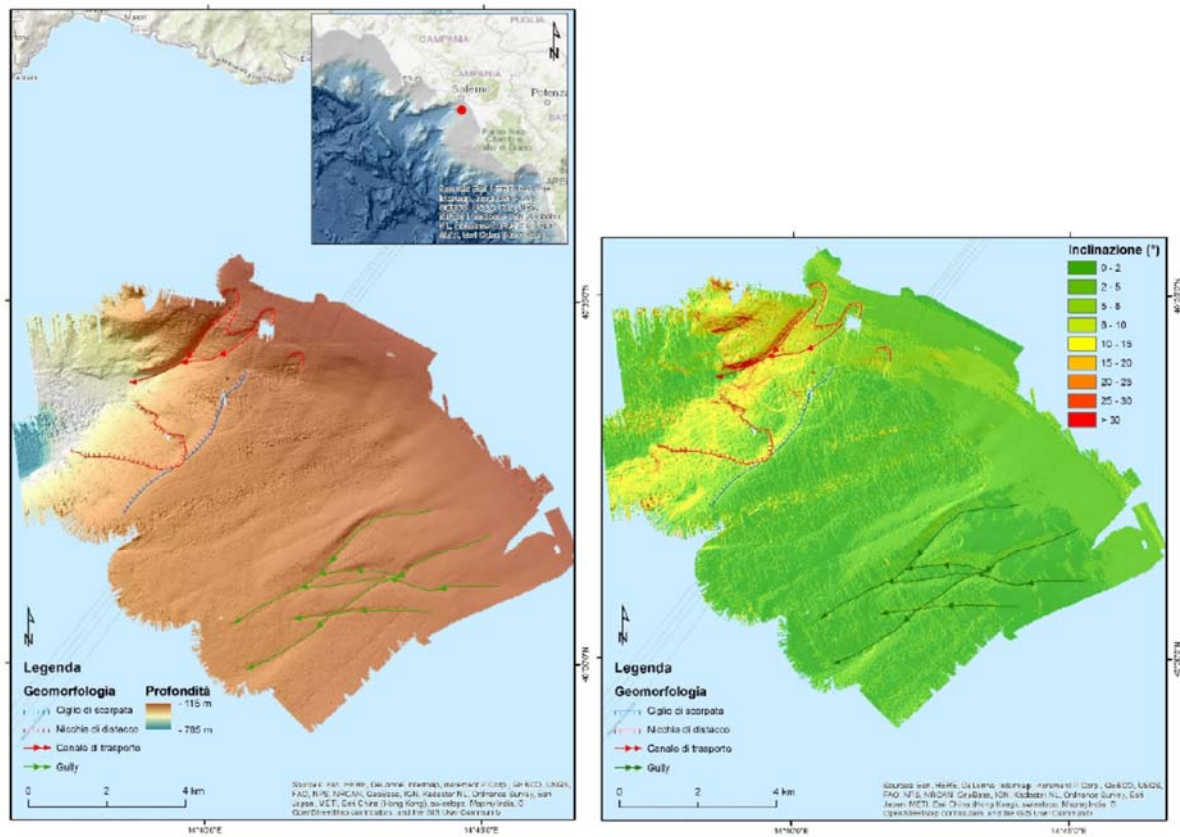


Figura 5.1.2. Restituzione geomorfologica.

5.2 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 cianciuolo. 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 5.2..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 5.2.1. 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						

Taxa	Specie	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)
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	
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	
crostacei	<i>Munida rutulanti</i>					x		x	
crostacei	<i>Macropodia sp</i>								

Taxa	Specie	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)	Numero	Biomassa (gr)
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	
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 *Lepidorhombus 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 *Hoplostetus 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 mesobatial, 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 *Parapaeneus 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 eslasmobranchi 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 epibatial (Arena & Bombace, 1980) su substrato mobile con intromissioni dal livello mesobatial, 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 *Terebratula 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 dominati.

Callionymus phaeon ha una frequenza costante sebbene numericamente modesta, (Maurin, 1968)

attribuisce a questa specie una particolare significatività, quale indicatrice dei fondali a Gambero rosa Mediterraneo (*Parapenaeus 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 f (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.

5.3 Caratterizzazione visiva dei fondali

Le ispezioni dei fondali sono state eseguite in sei siti ubicati all'interno dell'area di immersione e caratterizzati da profondità comprese tra 158 e 352 m, utilizzando un veicolo filoguidato ROV (Remotely Operated Vehicle).

Le immagini acquisite evidenziano in modo inequivocabile che, come sopra riportato, l'area non ha un interesse 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. Le specie presenti afferenti a facies di fondali mobili e le specie bentoniche sono scarsamente rappresentate e come componente de macrozoobenthos si evidenzia una sola presenza di un *Cerianthus* nella modesta area di piattaforma continentale, alla profondità di 152 m, che rientra nell'area di scarico e che sarà meno soggetta ad immersione di sedimenti dragati.

La restante area mostra segni delle modeste attività di pesca a strascico ma sono altresì evidenti trincee di scavo per posizionamento di cavi, il più delle volte non ricoperte. L'irregolarità del fondo e i segni evidenti di attività antropiche (posa di cavi e pesca a strascico) evidenziano una scarsa dinamica dei sedimenti.

Le immagini confermano l'assenza di specie ed ecosistemi sensibili e si sottolinea che uno dei pochi aspetti positivi, in termini ambientali, è la scarsa presenza di *litter* in generale. Quest'ultimo aspetto, coerentemente con quanto i risultati delle campagne di pesca conferma, confermando l'idoneità dell'area all'attività di immersione di sedimenti con tutte le ovvie cautele riportate nella valutazione dei risultati della campagna *ante-operam*.



Figura 5.3.1. Immagini dei fondali acquisiti in corrispondenza dei siti più profondi: **a)** R_05 e **b)** R_06 (tracce di pesca a strascico).

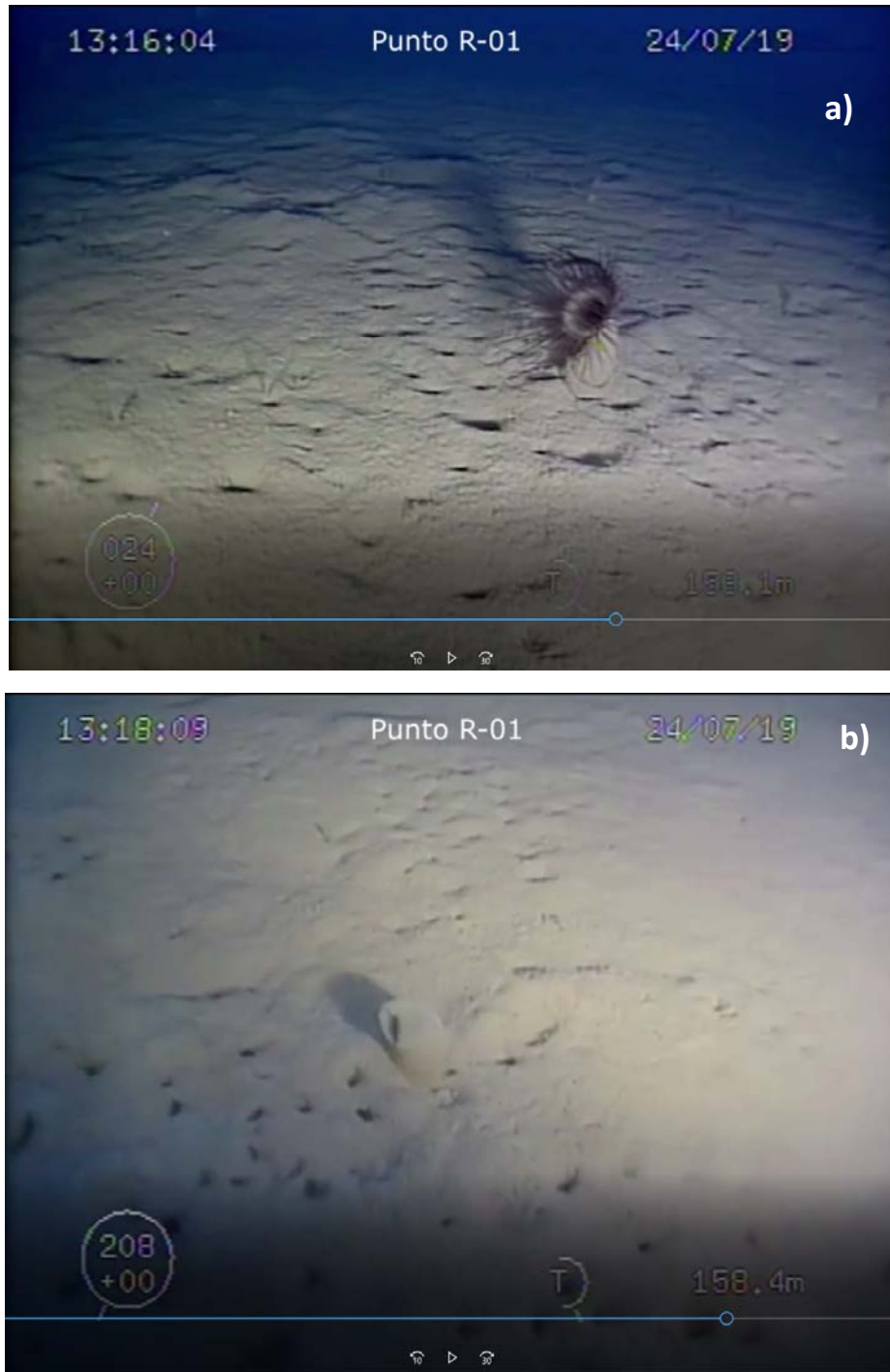


Figura 5.3.2. Esemplare di *Cerianthus* osservato alla profondità di 158 m (sito R_01) **a)** con i tentacoli estroflessi e **b)** retratti.



Figura 5.3.2. Esempio di pregresse attività antropiche osservate nell'area di immersione: traccia da posacavi a) vista frontale e b) vista laterale.

6 Conclusioni

Il piano monitoraggio *ante operam* effettuato ha permesso di caratterizzare in modo dettagliato le caratteristiche fisiche, chimiche e biologiche del Golfo di Salerno (GoS), in modo da ottenere un quadro di riferimento utile per poter studiare i possibili effetti derivanti dalle operazioni di escavo e di immersione dei sedimenti dragati. Gli studi effettuati hanno interessato sia le acque sia i fondali marini utilizzando i descrittori previsti dalla *Marine Strategy Framework Directive*.

Le campagne idrologiche hanno confermato il generale stato di oligotrofia-mesotrofia del GoS, caratterizzato da basse concentrazioni di nutrienti (inorganici ed organici), soprattutto lungo la costa cilentana e la Costiera Amalfitana. Caratteristiche mesotrofiche sono state osservate in corrispondenza delle foci fluviali e delle aree costiere antropizzate. Nel corso delle campagne effettuate in inverno, l'incremento dei nutrienti ha riguardato essenzialmente la frazione inorganica disciolta in prossimità delle foci dei fiumi Picentino e Sele. Nei campionamenti effettuati nell'area sottoposta a dragaggio e, in maniera minore nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio, è stato osservato anche un aumento di azoto, fosforo e carbonio organico. Tale incremento potrebbe essere legato sia ai differenti apporti (area urbana) sia alla differente dinamica stagionale.

La torbidità e le concentrazioni dei solidi sospesi mostrano un'elevata variabilità nell'area di indagine. Livelli di torbidità molto bassi sono stati osservati nelle acque antistanti la Costiera Amalfitana, mentre la piana alluvionale del Sele è caratterizzata da un diffuso aumento di torbidità, legato agli apporti del fiume che possono influenzare anche le acque esterne a profondità elevate, come osservato nel corso dei campionamenti effettuati nell'area di immersione. La zona interessata dalle operazioni di dragaggio ha mostrato valori molto elevati di torbidità, legati a intensi fenomeni naturali che hanno interessato l'area durante il periodo in cui sono state effettuate le misure in continuo (23 marzo-6 aprile 2018). I valori di torbidità acquisiti nella stessa area in tarda primavera-estate, in corrispondenza del periodo di fermo delle attività di escavo, erano notevolmente più bassi.

La caratterizzazione biologica delle acque del GoS ha evidenziato che, complessivamente, la comunità fitoplanctonica presenta una fisionomia tipica delle acque tirreniche costiere oligotrofiche, caratterizzata da valori di abbondanza relativamente bassi. Le concentrazioni fitoplanctoniche sono paragonabili a quelle riscontrate in studi condotti precedentemente nella stessa area e negli stessi periodi stagionali. Come negli studi precedenti, gli assemblaggi fitoplanctonici sono caratterizzati dalla dominanza di fitoflagellati e coccolitofori (essenzialmente la specie *E. huxleyi*) in inverno, e da fitoflagellati e diatomee in estate. Si segnala infine che nel corso dello studio sono state identificate, in concentrazioni molto basse, le seguenti specie

potenzialmente tossiche: le diatomee *Pseudo-nitzschia galaxiae*, *P. delicatissima* e *P. multistriata*, e il dinoflagellato *Azadinium dexteroporum*.

Lo studio della distribuzione spaziale della comunità mesozooplanctonica nel corso dell'indagine condotta presenta valori di abbondanza zooplanctonica molto variabili tra costa e largo. Lo zooplancton mostra un mancato gradiente orizzontale e le abbondanze più alte si riscontrano nelle stazioni o molto costiere (batimetria 5 metri) o di largo (oltre 50 metri). La comunità zooplanctonica è caratterizzata, quasi sempre, dalla dominanza dei copepodi, che rappresentano dal 35% ad oltre il 90% delle abbondanze totali mesozooplanctoniche. Ai copepodi seguono, per contributo percentuale, appendicolarie, chetognati e meroplancton (rappresentato maggiormente da larve di echinodermi e gasteropodi). Nell'area è stata osservata una comunità zooplanctonica molto omogenea ma con una bassa diversità specifica. Solo 10 specie di copepodi sono state identificate nelle stazioni campionate. I generi *Clausocalanus* (Calanoida) e *Oithona* (Cylopoida) insieme rappresentato più del 50% del popolamento a copepodi e sono seguiti da *Paracalanus* (4-7 % sul totale copepodi) e *Oncaea* (3-4 %).

Gli studi condotti sui fondali marini hanno evidenziato che i sedimenti presentano caratteristiche tipiche del materiale fine. Soprattutto i campioni prelevati nell'area di immersione sono classificabili come fanghi (*fine silt*) avendo sempre un contenuto in pelite pari al 100% (unica eccezione A21).

Dal punto di vista chimico i campioni delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio o dalle operazioni di immersione sono risultati piuttosto simili tra loro per il contenuto dei metalli, differenziandosi invece, per molti elementi, dai valori medi misurati nei sedimenti dell'area di immersione.

Per quanto riguarda la somma dei composti organostannici, i valori misurati non risultano particolarmente elevati, sebbene vi sia una chiara differenza tra i campioni dell'area di immersione e quelli delle aree potenzialmente impattate dalle operazioni di dragaggio e di immersione, caratterizzate da concentrazioni più basse. Infine, per quanto riguarda gli idrocarburi alifatici, i campioni prelevati nell'area di immersione hanno mostrato generalmente livelli maggiori, sebbene la distribuzione dei diversi congeneri degli idrocarburi alifatici analizzati evidenzia che le componenti predominanti sono sempre quelle comprese negli intervalli C14-C22 e C36-C40, che spesso denotano un'origine naturale.

La classe di pericolo ecotossicologico elaborata per i campioni di sedimento è risultata sempre Assente o Bassa, ad eccezione dei campioni A14 (nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di dragaggio) e A64 (nell'area potenzialmente impattata dalle operazioni di immersione) che hanno evidenziato una classe di pericolo ecotossicologico Medio. In generale, il saggio con l'alga *P. tricornutum* è stato quello che ha contribuito maggiormente alla tossicità complessiva della batteria, seguito in misura minore dal saggio di embriotossicità.

I valori di tutti i parametri chimici misurati sia negli organismi del benthos che nei mitili trapiantati, sono sempre risultati bassi e all'interno dei normali range di fluttuazione naturale per organismi non impiantati del Mediterraneo: è pertanto possibile escludere fenomeni di localizzata biodisponibilità di inquinanti chimici nelle aree investigate. Tale conclusione è ulteriormente avvalorata dai risultati ottenuti dai *biomarker* analizzati nei mitili trapiantati che hanno evidenziato uno stato di salute buono e senza compromissioni biologiche di alcun tipo al termine del periodo di traslocazione.

Dalla caratterizzazione microbiologica emerge che i sedimenti prelevati alle stazioni A14, A47 e A53 presentano elevati livelli di contaminazione recente e/o pregressa. Soprattutto per il campione A53, per il quale è stata riscontrata la presenza di batteri del genere *Salmonella*. In quasi tutti i campioni di sedimento analizzati sono stati riscontrati batteri patogeni del genere *Staphylococcus*. Un altro aspetto importante emerso dalle analisi microbiologiche è stato il rilevamento costante di Miceti in tutti i campioni, suggerendo un impatto antropico importante nelle aree da cui i campioni sono stati prelevati. Dal punto di vista microbiologico è stata quindi rilevata una contaminazione diffusa, con alcuni valori elevati di contaminazione fecale recente e pregressa.

La caratterizzazione biologica ha evidenziato la presenza di un elevato numero di cisti di dinoflagellati nei campioni di sedimento del porto di Salerno che, quindi, risulta essere una potenziale area di accumulo di cisti di microalghe. Le concentrazioni osservate risultano da basse a moderate e sono comparabili con quelle di altre aree del Mediterraneo. Inoltre, sono state identificate tre specie potenzialmente tossiche.

L'identificazione tassonomica del popolamento bentonico ha condotto all'individuazione complessiva di 4319 individui appartenenti a 157 taxa, di cui 143 a livello di specie. Tra i gruppi bentonici riscontrati, gli anellidi policheti (67 specie e 2343 individui) e i molluschi (52 specie e 1248 individui) annoverano il maggior numero sia di specie che di individui. I rimanenti gruppi sono rappresentati da poche specie che contribuiscono, seppur in minima parte, alla struttura della comunità. L'analisi dei valori dell'indice AMBI e M-AMBI non ha evidenziato particolari condizioni di stress nelle aree potenzialmente impiantate dalle operazioni di dragaggio e di immersione, come emerso dai livelli di *Ecological Quality Status* (ECoQ) e i Rapporti di Qualità Ecologica (RQE) riscontrati. L'area portuale è, invece, quella che sembra essere leggermente impiantata come mostrato dai livelli di RQE che si presenta *Moderate* in tre stazioni su sette. Tutte le stazioni Nell'area di immersione presentano un RQE *Good* ad eccezione delle stazioni A74 e A76 che presentano un RQE *High* e la stazione A21 con un RQE *Moderate*.

Infine, le attività di pesca sperimentale hanno anche evidenziato che l'area di immersione 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. I risultati delle campagne di *visual census* effettuate con ROV



confermano quanto osservato nelle campagne di pesca, ovvero l'assenza di ecosistemi sensibili e di specie protette e un modestissimo impatto da *litter* in generale e da plastiche in particolare. L'area d'immersione porta segni chiari di impatto antropico dovute a posacavi e alla modesta attività di strascico.

7 Riferimenti bibliografici

- 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.
- 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.
- 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.
- Benedetti, M., Gorbi, S., Fattorini, D., d'Errico, G., Piva, F., Pacitti, D., Regoli, F. (2014). Environmental hazards from natural hydrocarbons seepage: Integrated classification of risk from sediment chemistry, bioavailability and biomarkers responses in sentinel species. Environmental Pollution, 185, pp. 116-126.
- Blumer, M., Guillard, R.R.L., Chase, T. (1971). Hydrocarbons of marine phytoplankton. Marine Biology 8, 183–189.
- Bocchetti R., Fattorini D., Pisanelli B., Macchia S., Oliviero L., Pilato F., Pellegrini D., Regoli F. (2008). Contaminant accumulation and biomarker responses in caged mussels, *Mytilus galloprovincialis*, to evaluate bioavailability and toxicological effects of remobilized chemicals during dredging and disposal operations in harbour areas. Aquat. Toxicol. 89-4: 257-266.
- Bocchetti, R., Fattorini, D., Gambi, M.C., Regoli, F. (2004). Trace Metal Concentrations and Susceptibility to Oxidative Stress in the Polychaete *Sabella spallanzanii* (Gmelin) (Sabellidae): Potential Role of

- Antioxidants in Revealing Stressful Environmental Conditions in the Mediterranean. Arch. Environ. Contam. Toxicol. 46-3: 353-361.
- Bolch, C.J.S. (1997). The use of sodium polytungstate for the separation and concentration of living dinoflagellate cysts from marine sediments. *Phycologia* 36(6): 472–478.
- Bolognesi, C., Fenech, M., (2012). Mussel micronucleus cytome assay. *Nature Protocols*, 7 (6), pp. 1125-1137.
- 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.
- Buurman P., van Lagen B., Velthorst E. J, (1996). *Manual for Soil and Water Analysis*. Backhuys Publishers Leiden, The Netherlands.
- 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.
- Cozzi, S., F. Margiotta, V. Saggiomo (2010). Azoto e Fosforo Totali e Disciolti. In *Metodologie di studio del plancton marino*. Socal G., Buttino I., Cabrini M., Mangoni O., Penna A., Totti C. (eds). ISPRA, Roma, pp 87-100.
- Di Carlo, M., Giovannelli, D., Fattorini, D., Le Bris, N., Vetriani, C., Regoli, F. (2017). Trace elements and arsenic speciation in tissues of tube dwelling polychaetes from hydrothermal vent ecosystems (East Pacific Rise): An ecological role as antipredatory strategy? *Mar. Environ. Res.* 132: 1-13.
- 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.

- DM 185 del 13 settembre 1999. Approvazione dei "Metodi ufficiali di analisi chimica del suolo". GU Serie Generale n.248 del 21-10-1999 - Suppl. Ordinario n. 185.
- Ekpo, B.O., Fubara, E.P., Ekpa, O.D., Marynowski, H.L. (2012). Determination of hydrocarbon sources using n-alkane and PAH distribution indices in sediments from coastal areas of Bonny River in Niger Delta, Nigeria. *ARPN Journal of Earth Sciences* 1-1:9-20.
- Ellman, G.L., Courtney, K.D., Andres Jr., V., Featherstone, R.M. (1961). A new and rapid colorimetric determination of acetylcholinesterase activity. *Biochemical Pharmacology*, 7 (2), pp. 88-90.
- Environment Canada (1992). Biological test method: fertilization assay using Echinoids (sea urchins and sand dollars). Environmental Protection Series. EPS 1/RM/27, Ottawa, Canada.
- Fattorini, D., Notti, A., Halt, M.N., Gambi, M.C., Regoli, F. (2005). Levels and chemical speciation of arsenic in polychaetes: A review. *Mar. Ecol.* 26-3,4: 255-264.
- Fattorini D., Notti A., Di Mento R., Cicero AM., Gabellini M., Russo A., Regoli F. (2008). Seasonal, spatial and inter-annual variations of trace metals in mussels from the Adriatic Sea: A regional gradient for arsenic and implications for monitoring the impact of off-shore activities. *Chemosphere* 72: 1524-1533.
- Fattorini, D., Notti, A., Nigro, M., Regoli, F. (2010). Hyperaccumulation of vanadium in the Antarctic polychaete *Perkinsiana littoralis* as a natural chemical defense against predation. *Environ.Sci. Pollut. Res.* 17-1: 220-228.
- 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.
- Ficken K.J., Li B., Swain D.E., Eglinton G. 2000. An n-alkane proxy for sedimentary input of submerged/floating fresh water aquatic macrophytes. *Organic Geochemistry*. 31, 745-759.
- Giani, M., C. De Vittor, F. Savelli, S. Santinelli (2010). Determinazione del Carbonio Organico Disciolto nell'acqua marina. In *Metodologie di studio del plancton marino*. Socal G., Buttino I., Cabrini M., Mangoni O., Penna A., Totti C. (eds). ISPRA, Roma, pp 81-86.
- Hansen, H.P., Koroleff, F. (1999). Determination of nutrients. In: Grasshoff, K., Kremling, K., Ehrhardt, M., *Methods of Seawater Analysis*, 3rd Edition, Wiley-VCH, Weinheim, 600 pp.
- ICES-International Council for the Exploration of the Sea, *Techniques in Marine Environmental Sciences* No. 22 (1998). Biological effects of contaminants: Cholinesterase inhibition by organophosphate and carbamate compounds.
- ICES-International Council for the Exploration of the Sea, *Techniques in Marine Environmental Sciences* No. 56 (2015). Lysosomal membrane stability in mussels.

- ICES-International Council for the Exploration of the Sea, Techniques in Marine Environmental Sciences No. 315 (2012). Integrated marine environmental monitoring of chemicals and their effects.
- ICES-International Council for the Exploration of the Sea, Techniques in Marine Environmental Sciences No. 56 (2015). Lysosomal membrane stability in mussels.
- 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/>
- ISPRA (2017). Quaderno di Ecotossicologia. "Saggio di fecondazione e saggio embrionale con il riccio di mare *Paracentrotus lividus* (Lamarck) (Echinodermata: Echinodea)". <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.
- Jeng, W.L., Huh, C.A. (2008). A comparison of sedimentary aliphatic hydrocarbon distribution between East China Sea and southern Okinawa Trough. *Continental Shelf Research*, 28 (4-5), pp. 582-592.
- Lazzara, L., F. Bianchi, L. Massi, M. Ribera D'Alcalà (2010). Pigmenti clorofilliani per lo studio della biomassa fitoplanctonica. In *Metodologie di studio del plancton marino*. Socal G., Buttino I., Cabrini M., Mangoni O., Penna A., Totti C. (eds). ISPRA, Roma, pp 365-377.
- Leverett, Dean, and John Thain. Oyster embryo-larval bioassay (revised). International Council for the Exploration of the Sea, 2013.
- Lowry, O.H., Rosebrough, N.J., Farr, A.L., Randall, R.J. (1951). Protein measurement with the Folin phenol reagent. *The Journal of biological chemistry*, 193 (1), pp. 265-275.
- 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.
- Maurin C (1968) Ecologie ichtyologique 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.
- Montesor, M., A. Zingone, and D. Sarno. (1998). Dinoflagellate cyst production at a coastal Mediterranean site. *Journal of Plankton Research* 20(12): 2291–2312.
- Moore, M.N. (1982). Lysosomes and environmental stress. *Marine Pollution Bulletin*, 13 (2), pp. 42-43.
- Moore, M.N., Icarus Allen, J., McVeigh, A. (2006). Environmental prognostics: An integrated model supporting lysosomal stress responses as predictive biomarkers of animal health status. *Marine Environmental Research*, 61 (3), pp. 278-304.
- 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.
- Neff JM. (2002). Bioaccumulation in Marine Organisms: Effect of Contaminants from Oil Well Produced Waters. Elsevier Ed., 452 pag.
- 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.

- Regoli F., Pellegrini D., Cicero A.M., Nigro N., Benedetti M., Gorbi S., Fattorini D., d'Errico G., Di Carlo M., Nardi A., Gaion A., Scuderi A., Giuliani S., Romanelli G., Berto D., Trabucco B., Guidi, Bernardeschi M., Scarcella V., Frenzilli G. (2014). A multidisciplinary weight of evidence approach for environmental risk assessment at the Costa Concordia wreck: integrative indices from Mussel Watch. *Mar. Environ. Res.* 96: 92-104.
- Regoli, F., Winston, G.W. (1999). Quantification of total oxidant scavenging capacity of antioxidants for peroxyxynitrite, peroxy radicals, and hydroxyl radicals. *Toxicology and Applied Pharmacology*, 156 (2), pp. 96-105.
- Regoli, F. (1992). Lysosomal responses as a sensitive stress index in biomonitoring heavy metal pollution. *Marine Ecology Progress Series*, 84 (1), pp. 63-69.
- 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). *Cybium* 29, 41–46.
- Rubino, F., M. Belmonte, C. Caroppo, and M.G. Giacobbe. (2010). Dinoflagellate cysts from surface sediments of Syracuse Bay (Western Ionian Sea, Mediterranean). *Deep-Sea Research Part II* 57: 243–247.
- Saggiomo, V., G. Catalano, F. Corato, M. Ribera D'Alcalà (2010). Metodi automatici di analisi dei nutrienti. In *Metodologie di studio del plancton marino*. Socal G., Buttino I., Cabrini M., Mangoni O., Penna A., Totti C. (eds). ISPRA, Roma, pp 55-79.
- Satta, C.T., S. Anglès, E. Garcés, A. Lugliè, B.M. Padedda, and N. Sechi. (2010). Dinoflagellate cysts in recent sediments from two semi-enclosed areas of the Western Mediterranean Sea subject to high human impact. *Deep-Sea Research Part II* 57: 256–267.
- Ščančar J., Zuliani T., Turk T., Milačič R. (2007). Organotin compounds and selected metals in the marine environment of Northern Adriatic Sea. *Environ. Monit. Assess.* 127: 271–282.
- Shannon C.E., Weaver W. (1949). *The mathematical theory of communication*. Urbana University Press, 122 pp.
- Squadrone S., Brizio P., Stella C., Prearo M., Pastorino P., Serracca L., Ercolini C., Abete MC. (2016). Presence of trace metals in aquaculture marine ecosystems of the northwestern Mediterranean Sea (Italy). *Environ. Pollut.* 215: 77-83.

- US EPA (1991). Earl-Standard Operating Procedure Conducting the Sea Urchin *Arbacia punctulata* Fertilization Test. Environmental Research Laboratory, Narragansett, RI, pp 125-131.
- Wang, M, S. Albanese, A. Lima, C. Cannatelli, A. Cosenza, W. Lu, M. Sacchi, A. Doherty, B. De Vivo (2015). Compositional analysis and pollution impact assessment: A case study in the Gulfs of Naples and Salerno Estuarine, Coastal and Shelf Science 160: 22-32
- Wetzel, D.L., Van Vleet, E.S. (2004). Accumulation and distribution of petroleum hydrocarbons found in mussels (*Mytilus galloprovincialis*) in the canals of Venice, Italy. Marine Pollution Bulletin, 48 (9-10), pp. 927-936.
- Winston, G.W., Regoli, F., Dugas Jr., A.J., Fong, J.H., Blanchard, K.A. (1998). A rapid gas chromatographic assay for determining oxyradical scavenging capacity of antioxidants and biological fluids. Free Radical Biology and Medicine, 24 (3), pp. 480-493.
- Winters, K., Parker, P.L., Van Baalen, C. (1969). Hydrocarbons of bluegreen algae: geochemical significance. Science 158, 467–468.
- Zingone, A., R. Siano, D. D’Alelio, D. Sarno (2006). Potentially toxic and harmful microalgae from coastal waters of the Campania region (Tyrrhenian Sea, Mediterranean Sea). Harmful Algae, 5 (3), 321-337.
- Zingone, A., C. Totti, D. Sarno, M. Cabrini, C. Caroppo, M. G. Giacobbe, A. Lugliè, C. Nuccio, G. Socal (2010). Fitoplancton: metodiche di analisi quali-quantitativa. In: *Metodologie di studio del plancton marino*. Socal G., Buttino I., Cabrini M., Mangoni O., Penna A., Totti C. (eds). ISPRA, Roma, pp 213-237.