



# Piano di Monitoraggio dell'Ambiente Marino Autunno 2021(A21), Inverno 2022 (I22) Primavera 2022 (P22), Estate 2022 (E22)

## Fase di esercizio IX Report Annuale Volume 1

Rev. 2	26.04.23	Emissione per errata corrige	SL/AMDB	AMDB	GBP
Rev. 1	20.04.23	Emissione definitiva	SL/AMDB	AMDB	GBP
Rev. 0	11.11.22	Emissione per commenti committente	SL/AMDB	AMDB	GBP
Rev	Data	Descrizione della revisione	Preparato da	Verificato da	Approvato da

<b>VOLUME I</b> .....	<b>9</b>
<b>1 INTRODUZIONE</b> .....	<b>10</b>
<b>1.1 Breve descrizione dell'impianto di rigassificazione</b> .....	<b>10</b>
<b>1.2 Breve cronistoria relativa al progetto di monitoraggio</b> .....	<b>10</b>
<b>1.3 Obiettivi fase di esercizio</b> .....	<b>11</b>
<b>2 MATERIALI E METODI</b> .....	<b>11</b>
<b>2.1 Attività e tempistiche</b> .....	<b>11</b>
<b>2.2 Area di indagine</b> .....	<b>12</b>
<b>2.3 Colonna d'acqua</b> .....	<b>14</b>
2.3.1 Profili idrologici.....	14
2.3.2 Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche.....	14
2.3.3 Plancton.....	16
2.3.4 Saggi ecotossicologici.....	17
<b><i>Vibrio fischeri</i> (sistema Microtox®) - fase liquida</b> .....	<b>17</b>
<b><i>Phaeodactylum tricornutum</i></b> .....	<b>18</b>
<b><i>Dicentrarchus labrax</i></b> .....	<b>18</b>
<b><i>Paracentrotus lividus</i></b> .....	<b>18</b>
<b><i>Acarta tonsa</i></b> .....	<b>19</b>
<b>2.4 Sedimenti</b> .....	<b>19</b>
2.4.1 Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche.....	19
<b>Analisi granulometriche</b> .....	<b>19</b>
<b>Analisi chimiche</b> .....	<b>19</b>
<b>Analisi microbiologiche</b> .....	<b>20</b>
2.4.2 Saggi ecotossicologici.....	20
<b><i>Paracentrotus lividus</i></b> .....	<b>21</b>
<b><i>Corophium orientale</i></b> .....	<b>21</b>
<b><i>Vibrio fischeri</i> (sistema Microtox®) - fase solida</b> .....	<b>21</b>
<b><i>Vibrio fischeri</i> (sistema Microtox®) - fase liquida</b> .....	<b>22</b>
<b>2.5 Biota</b> .....	<b>22</b>
2.5.1 Macrozoobenthos.....	22
2.5.2 Meiobenthos.....	23
2.5.3 Bioaccumulo.....	24
2.5.4 Biomarkers.....	26
2.5.5 Fauna ittica bentonectonica.....	27
2.5.6 Fauna ittica pelagica.....	29
2.5.7 Cetacei e tartarughe marine.....	29
<b>2.6 Indagini generali</b> .....	<b>30</b>
2.6.1 Bioacustica.....	30
<b>3 RISULTATI SURVEY AUTUNNO 2021</b> .....	<b>32</b>
<b>3.1 Colonna d'acqua</b> .....	<b>32</b>
3.1.1 Profili idrologici.....	32
3.1.2 Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche.....	35
3.1.3 Plancton.....	44
<b>3.2 Biota</b> .....	<b>55</b>
3.2.1 Macrozoobenthos.....	55

3.2.2	Bioaccumulo .....	60
3.2.3	Biomarkers .....	62
3.2.4	Cetacei e tartarughe marine .....	63
<b>3.3</b>	<b>Indagini generali .....</b>	<b>64</b>
3.3.1	Bioacustica .....	64
<b>4</b>	<b>RISULTATI SURVEY INVERNO 2022.....</b>	<b>65</b>
<b>4.1</b>	<b>Colonna d'acqua .....</b>	<b>65</b>
4.1.1	Profili idrologici .....	65
4.1.2	Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche .....	68
4.1.3	Plancton.....	78
4.1.4	Saggi ecotossicologici .....	88
	<i>Vibrio fischeri</i> .....	88
	<i>Pheodactylum tricorutum</i> .....	88
	<i>Dicentrarchus labrax</i> .....	89
	<i>Paracentrotus lividus</i> .....	89
	<i>Acartia tonsa</i> .....	91
<b>4.2</b>	<b>Biota .....</b>	<b>93</b>
4.2.1	Macrozoobenthos .....	93
4.2.2	Meiobenthos .....	96
4.2.3	Bioaccumulo .....	105
4.2.4	Biomarkers .....	107
4.2.5	Fauna ittica bentonectonica.....	109
4.2.6	Cetacei e tartarughe marine .....	119
<b>4.3</b>	<b>Indagini generali .....</b>	<b>120</b>
4.3.1	Bioacustica .....	120

## INDICE DELLE FIGURE

Figura 1 - Area di studio (sopra) e disposizione dei punti di campionamento (a destra) dove sono indicate tutte le attività previste nelle diverse stazioni, sebbene non tutte siano effettuate su base stagionale. La ripartizione temporale delle attività è riportata in tabella 4.....	13
Figura 2 - Area di studio in cui sono state effettuate le misurazioni del rumore, la bioacustica e l'avvistamento dei cetacei e delle tartarughe marine, con indicate le stazioni a 10 km dal Terminale e in grigio i transetti circolari a 1, 3 e 6 NM di distanza dal Terminale. ....	30
Figura 3 - Survey acustico effettuato su transetti ortogonali posizionati nei settori NE, SE, SW, NW ad una distanza tra 5 e 10km dal Terminale FSRU.....	31
Figura 4 – Profili di temperatura (°C), salinità (ppt), pH e torbidità (NTU); survey autunno 2021 .....	32
Figura 5 – Profili di ossigeno disciolto (% saturazione), clorofilla (µg/l) e potenziale di ossidoriduzione (mV); survey autunno 2021. ....	33
Figura 6 - Profilo del rapporto fra l'irradianza quantica PAR (Photosynthetic Available Radiation) disponibile alle varie profondità con quella contemporanea in superficie, PAR (0 m), nelle stazioni A21 MG7 e A21 MG10. ....	34
Figura 7 - Irradianza spettrale discendente superficiale e subacquea alle profondità indicate. E' inoltre riportata l'irradianza spettrale ascendente a 5 m (5m up). Ogni spettro è stato normalizzato per il proprio massimo ( $E_{max}(\lambda)$ ) riportato nella legenda insieme con la lunghezza d'onda dove si colloca ( $\lambda_{max}$ ). ....	34
Figura 8 - Profili delle concentrazioni (µM) dei nutrienti inorganici disciolti: NO <sub>2</sub> (nitriti), NO <sub>3</sub> (nitrati), PO <sub>4</sub> (fosfati), SiO <sub>2</sub> (silicati).....	36
Figura 9 - Profili delle concentrazioni (mg/l) dei solidi sospesi (TSM) e delle concentrazioni di particolato organico (POM). ....	37
Figura 10 - Profili degli assorbimenti (m <sup>-1</sup> ) della CDOM a 325 nm ( $a_{CDOM}(325)$ ). ....	38
Figura 11 - Profili delle concentrazioni (mg/m <sup>3</sup> ) di clorofilla a tot. ....	39
Figura 12 – Concentrazione relativa dei singoli pigmenti diagnostici in rapporto al totale delle concentrazioni dei nove Pigmenti Diagnostici (PD= Fuco+Perid+Hex-Fuco+But-Fuco+Allo+Prasino+Chlb+DVA+Zea). ....	41
Figura 13 - Profili delle densità fitoplanctoniche totali (cell/ml).....	45
Figura 14 – Abbondanza relativa delle classi fitoplanctoniche indicate in legenda in rapporto all'abbondanza totale.....	46
Figura 15 - Ripartizione dell'abbondanza totale e del numero di specie tra i principali taxa rinvenuti nell'Autunno 2021. Altro= nemertini, plateminti. ....	58
Figura 16 - Abbondanza totale e contributo percentuale cumulativo delle specie dominanti (A21).....	58
Figura 17 - Risultati della cluster analysis (group average) a sinistra, piano di ordinamento ottenuto dal n-MDS, a destra. La matrice triangolare è stata ottenuta tramite l'indice di Bray-Curtis. La stazione A21 MG9 non è stata inclusa (vedi testo per la spiegazione). ....	59

Figura 18 - Valutazione del danno cellulare mediante la misura del tempo di ritenzione del colorante vitale Rosso Neutro (NRRT) nei lisosomi degli emociti di mitilo. Valori alti del tempo di ritenzione corrispondono ad una maggiore integrità della membrana lisosomiale. ....	62
Figura 19- Valutazione del grado di integrità del DNA mediante Comet assay. Valori elevati della percentuale di DNA migrato corrispondono ad una maggiore entità del danno.....	62
Figura 20- Analisi istologica delle branchie di mitilo. Il parametro rappresentato nel grafico è il punteggio medio (score) per ciascuna delle stazioni indagate. La scala va da 1 a 5; il punteggio 1 indica una condizione di integrità mentre il punteggio 5 indica una forte compromissione della struttura dei filamenti branchiali. ....	63
Figura 21 – Rotte effettuate per il monitoraggio visivo, acustico e bioacustico condotto in Autunno 2021 (A21). ....	64
Figura 22 – Profili di temperatura (°C), salinità (ppt), pH e torbidità (NTU); survey inverno 2022. ....	65
Figura 23 – Profili di ossigeno disciolto (% saturazione), clorofilla (µg/l), e potenziale di ossidoriduzione (mV); survey inverno 2022. ....	66
Figura 24 - Profilo del rapporto fra l'irradianza quantica PAR (Photosynthetic Available Radiation) disponibile alle varie profondità con quella contemporanea in superficie, PAR (0 m), nelle stazioni I22 MG7 e I22 MG10. ....	66
Figura 25 - Irradianza spettrale discendente superficiale e subacquea alle profondità indicate. E' inoltre riportata la irradianza spettrale ascendente a 5 m (5m up). Ogni spettro è stato normalizzato per il proprio massimo ( $E_{max}(\lambda)$ ) riportato nella legenda insieme con la lunghezza d'onda dove si colloca ( $\lambda_{max}$ ). ....	67
Figura 26 - Profili delle concentrazioni (µM) dei nutrienti inorganici disciolti: NO <sub>2</sub> (nitriti), NO <sub>3</sub> (nitrati), PO <sub>4</sub> (fosfati), SiO <sub>2</sub> (silicati).....	69
Figura 27 - Profili delle concentrazioni (mg/l) dei solidi sospesi (TSM) e delle concentrazioni di particolato organico (POM). ....	71
Figura 28 - Profili degli assorbimenti (m <sup>-1</sup> ) della CDOM a 325 nm ( $a_{CDOM}(325)$ ). ....	72
Figura 29 - Profili delle concentrazioni (mg/m <sup>3</sup> ) di clorofilla <i>a</i> tot. ....	73
Figura 30 – Concentrazione relativa dei singoli pigmenti diagnostici in rapporto al totale delle concentrazioni dei nove Pigmenti Diagnostici (PD= Fuco+Perid+Hex-Fuco+But-Fuco+Allo+Prasino+Chl <i>b</i> +DVA+Zea). ....	75
Figura 31 - Profili delle densità fitoplanctoniche totali (cell/ml).....	79
Figura 32 – Abbondanza relativa delle classi fitoplanctoniche indicate in legenda in rapporto all'abbondanza totale.....	80
Figura 33 - Ripartizione dell'abbondanza totale e del numero di specie tra i principali taxa rinvenuti nell'Inverno2022. Altro= nemertini. ....	94
Figura 34 - Abbondanza totale e contributo percentuale cumulativo delle specie dominanti (I22). ....	95
Figura 35 - Risultati della cluster analysis (group average) a sinistra, piano di ordinamento ottenuto dal n-MDS, a destra. La matrice triangolare è stata ottenuta tramite l'indice di Bray-Curtis.....	95
Figura 36 - Stazione I22 MG1. Densità media ± deviazione standard (ind./10 cm <sup>2</sup> ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx). ....	97
Figura 37 - Stazione I22 MG2. Densità media ± deviazione standard (ind./10 cm <sup>2</sup> ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx). ....	97
Figura 38 - Stazione I22 MG4. Densità media ± deviazione standard (ind./10 cm <sup>2</sup> ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx). ....	98
Figura 39 - Stazione I22 MG6. Densità media ± deviazione standard (ind./10 cm <sup>2</sup> ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx). ....	98
Figura 40 - Stazione I22 MG7. Densità media ± deviazione standard (ind./10 cm <sup>2</sup> ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx). ....	99
Figura 41 - Stazione I22 MG8. Densità media ± deviazione standard (ind./10 cm <sup>2</sup> ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx). ....	99
Figura 42 - Stazione I22 MG9. Densità media ± deviazione standard (ind./10 cm <sup>2</sup> ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx). ....	100
Figura 43 - Stazione I22 MG10. Densità media ± deviazione standard (ind./10 cm <sup>2</sup> ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx). ....	101
Figura 44 - Stazione I22 MG11. Densità media ± deviazione standard (ind./10 cm <sup>2</sup> ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx). ....	101
Figura 45 - Stazione I22 MG12. Densità media ± deviazione standard (ind./10 cm <sup>2</sup> ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx). ....	102
Figura 46 - Stazione I22 MG13. Densità media ± deviazione standard (ind./10 cm <sup>2</sup> ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx). ....	102
Figura 47 - Stazione I22 MG14. Densità media ± deviazione standard (ind./10 cm <sup>2</sup> ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx). ....	103
Figura 48 - A sinistra: dendrogramma per il raggruppamento gerarchico delle stazioni basato sul valore delle abbondanze medie dei taxa principali e similarità di Bray-Curtis, previa trasformazione logaritmica dei dati. A destra: piano di ordinamento ottenuto dal non-metric Multi Dimensional Scaling (nMDS), basato sul valore delle abbondanze medie dei taxa principali e similarità di Bray-Curtis, previa trasformazione logaritmica dei dati. ....	104
Figura 49- Valutazione del danno cellulare mediante la misura del tempo di ritenzione del colorante vitale Rosso Neutro (NRRT) nei lisosomi degli emociti di mitilo. Valori alti del tempo di ritenzione corrispondono ad una maggiore integrità della membrana lisosomiale. ....	107
Figura 50- Valutazione del grado di integrità del DNA mediante Comet assay. Valori elevati della percentuale di DNA migrato corrispondono ad una maggiore entità del danno.....	107

Figura 51- Analisi istologica delle branchie di mitilo. Il parametro rappresentato nel grafico è il punteggio medio (score) per ciascuna delle stazioni indagate. La scala va da 1 a 5; il punteggio 1 indica una condizione di integrità mentre il punteggio 5 indica una forte compromissione della struttura dei filamenti branchiali. ....	108
Figura 52 - Reti da posta: composizione percentuale delle catture, espressa come n° individui/1000m/24h e kg/1000m/24h, dei principali gruppi tassonomici campionati nelle stazioni I22 P1-P4 e I22 PC. ....	110
Figura 53 - Rete a strascico: composizione percentuale delle catture, espressa come n° individui/km <sup>2</sup> e kg/km <sup>2</sup> , dei principali gruppi tassonomici campionati nelle stazioni I22 S1-S4 e I22 SC. ....	110
Figura 54 - Reti da posta: indici di densità e biomassa, stimati per le stazioni I22 P1-P4 e per la stazione I22 PC, per specie. Sono riportati i valori medi + la deviazione standard. In blu n° individui/1000m/24h, in azzurro kg/1000m/24h. ....	114
Figura 55 - Rete a strascico: indici di densità e biomassa, stimati per le stazioni I22 S1-S4 e per la stazione I22 SC, per specie. Sono riportati i valori medi + la deviazione standard. In blu n° individui/km <sup>2</sup> , in azzurro chiaro kg/km <sup>2</sup> . ....	115
Figura 56 - Rete da posta: distribuzione taglia-frequenza del gattuccio ( <i>Scyllorhinus canicula</i> ). N° individui: 199 (I22 S1-S4), 42 (I22 SC). ....	116
Figura 57 - Rete a strascico: distribuzione taglia-frequenza del sugarello ( <i>Trachurus trachurus</i> ). N° individui: 1049 (I22 S1-S4), 67 (I22 SC). ....	116
Figura 58 - Reti a strascico: distribuzione taglia-frequenza della triglia di fango ( <i>Mullus barbatus</i> ). N° individui: 615 (I22 S1-S4), 165 (I22 SC). ....	117
Figura 59 - Reti a strascico: distribuzione taglia-frequenza del nasello ( <i>Merluccius merluccius</i> ). N° individui: 76 (I22 S1-S4). ....	117
Figura 60 - Reti a strascico: distribuzione taglia-frequenza del merluzzetto ( <i>Trisopterus capelanus</i> ). N° individui: 40 (I22 S1-S4). ....	118
Figura 61 - Reti a strascico: distribuzione taglia-frequenza del gattuccio ( <i>Scyllorhinus canicula</i> ). N° individui: 75 (I22 S1-S4), 45 (I22 SC). ....	118
Figura 62 - Rete a strascico: distribuzione taglia-frequenza del gambero bianco ( <i>Parapenaeus longirostris</i> ). N° individui: 214 (I22 S1-S4), 37 (I22 SC). ....	119
Figura 63 - Rotte effettuate per il monitoraggio visivo e bioacustico condotto a partire da marzo 2022 (I22). ....	119
Figura 64 - Frame di registrazione del 27.03.22. ....	121
Figura 65 - Esempio di registrazione con "segno marcato" (fischio). ....	121

## INDICE DELLE TABELLE

Tabella 1 - Contenuti tecnici delle quattro campagne annuali relative alla fase di esercizio. ♦I risultati della misura del rumore saranno trattati in un documento dedicato. ▲ Analisi ecotossicologiche aggiunte a partire dall'inverno 2022 per le acque e dall'estate 2022 per i sedimenti. Per i dettagli si rimanda al paragrafo pertinente. ....	11
Tabella 2 - Calendario delle attività di campo svolte nelle campagne di esercizio A21, I22, P22, E22. ....	12
Tabella 3 - Coordinate teoriche (WGS 84) dei punti di campionamento. ....	12
Tabella 4 - Elenco delle analisi previste (indicate con un asterisco) nelle stazioni MG1-MG14. Le stazioni in neretto sono quelle prossime al Terminale. ....	13
Tabella 5 - Specifiche dei sensori della sonda multiparametrica IDROMARAMBIENTE e date di taratura. Le tarature sono state effettuate dal produttore (IDROMARAMBIENTE). ....	14
Tabella 6 - Metodi relativi alle analisi effettuate sui campioni di acqua. ....	15
Tabella 7 - Elenco dei pigmenti determinati, sigla e raggruppamento tassonomico di appartenenza. ....	16
Tabella 8 - Scala di tossicità relativa al test condotto con <i>Paracentrotus lividus</i> , <i>Vibrio fischeri</i> , <i>Phaeodactylum tricornutum</i> , <i>Dicentrarchus labrax</i> e <i>Acartia tonsa</i> condotti su matrice acquosa. ....	17
Tabella 9 - Metodi relativi alla analisi chimiche effettuate sui campioni di sedimento. In corsivo i metodi utilizzati a partire da E22. ....	19
Tabella 10 - Scala di tossicità relativa a test ecotossicologico con <i>Corophium orientale</i> e <i>Vibrio fischeri</i> (sedimenti). ....	21
Tabella 11 - Opzioni di gestione compatibili con la classe di qualità del sedimento. ....	22
Tabella 12 - Siti di monitoraggio condotto tramite l'utilizzo del bivalve <i>Mytilus galloprovincialis</i> . I mitili sono stati prelevati dall'impianto di maricoltura di La Spezia. ....	25
Tabella 13 - Metodi relativi alla analisi chimiche effettuate su <i>M. galloprovincialis</i> . ....	25
Tabella 14 - Coordinate e profondità dei siti di studio. RP = Reti da Posta, S = Strascico. ....	28
Tabella 15 - Coordinate e profondità dei siti di studio. RPP = Reti da Posta Pelagiche (E22). ....	29
Tabella 16 - Concentrazioni (µM) dei nutrienti inorganici disciolti. ....	35
Tabella 17 - Concentrazioni (mg/l) dei solidi sospesi (TSM). ....	37
Tabella 18 - Assorbimento (m <sup>-1</sup> ) della CDOM alla lunghezza d'onda di 325 nm. ....	38
Tabella 19 - Concentrazioni (mg/m <sup>3</sup> ) della Clorofilla a totale (Chl a tot = Clorofilla a + Divinil Clorofilla a + Alloclorofilla a, se presenti). ....	39
Tabella 20 - Concentrazioni (mg/m <sup>3</sup> ) dei principali pigmenti diagnostici fitoplanctonici (acronimi in Tabella 7). ....	40
Tabella 21 - Concentrazione tensioattivi anionici e tensioattivi non ionici presenti nei campioni di acqua di mare lungo il profilo batimetrico. Le profondità sono espresse in metri. I dati sono espressi in milligrammi/litro. ....	42
Tabella 22 - Concentrazione dei cloroderivati nelle acque. I livelli indicano la profondità di prelievo del campione. ....	42
Tabella 23 - Concentrazione degli idrocarburi totali presenti nei campioni di acqua di mare lungo il profilo batimetrico. I dati sono espressi in microgrammi/litro. In neretto (0,5 - 12,5 - 50 - 70) sono indicate le profondità di prelievo in metri. ....	43

Tabella 24 - Risultati delle analisi microbiologiche effettuate sui campioni di acqua superficiale. I dati sono espressi in ufc/100 ml. P = presenti ma non formanti colonie. ....	43
Tabella 25 - Densità fitoplanctonica totale (cell/ml) e delle classi o gruppi identificati. ....	44
Tabella 26 - Numero di specie, generi e altre categorie tassonomiche individuate per ogni classe o raggruppamento fitoplanctonico nei campioni osservati (prelievo con Niskin). ....	46
Tabella 27 - Lista dei taxa individuati dalle analisi quantitative microscopiche. ....	47
Tabella 28 - Numero di specie, generi e altre categorie tassonomiche individuate per ogni classe o raggruppamento fitoplanctonico nei campioni osservati (prelievo con retino). ....	49
Tabella 29 - Lista dei taxa dalle analisi qualitative dei campioni raccolti con retino nelle stazioni A21 MG6, A21 MG7, A21 MG10, A21 MG12 e A21 MG13 (indicate come 6, 7, 10, 12 e 13).....	50
Tabella 30– Oloplancton. O.le=orizzontale, 50-0=campionamento verticale da 50 a 0 metri, 100-50=campionamento verticale da 100 a 50 metri. * presente in almeno un sub-campione, ** presente solo nell'osservazione <i>in toto</i> . ....	53
Tabella 31- Biomassa: volumi di sedimentazione dell'oloplancton (espressi in ml). OR = campionamento orizzontale; 50-0 = campionamento verticale da 0 a 50 metri; 100-50: campionamento verticale da 100 a 50 metri. ....	54
Tabella 32– Meroplancton. O.le = orizzontale, 50-0 = campionamento verticale da 50 a 0 metri, 100-50 = campionamento verticale da 100 a 50 metri. * presente in almeno un sub-campione, ** presente solo nell'osservazione <i>in toto</i> . La lista include specie determinate a fresco. ....	54
Tabella 33– Irtiplancton. O.le = orizzontale, 50-0 = campionamento verticale da 50 a 0 metri, 100-50 = campionamento verticale da 100 a 50 metri. * presente in almeno un sub-campione, ** presente solo nell'osservazione <i>in toto</i> . ....	55
Tabella 34 - Lista delle specie macrobentoniche rinvenute nell'Autunno (A21). ....	55
Tabella 35 – Indici strutturali ( $\pm$ DS) relativi al popolamento macrobentonico. Numero di taxa (S), Numero di individui (N), Diversità specifica di Shannon-Weaver (H'), Ricchezza specifica di Margalef (d), Equitabilità di Pielou (J). MG6, MG7, MG12, MG13: stazioni a 100 m dal Terminale).....	59
Tabella 36 - Concentrazione dei metalli nei mitili. Dati relativi alla campagna A21 espressi in mg/kg. Sono riportati i dati riferiti sia alla sostanza secca (s.s.) sia al peso fresco (p.f.) in accordo alla prescrizione 13 delle Determinine 2990 DVA R.D.R 0000100.04-04-2017 e 3337 DVA R.D.R 0000277.28-09-2017. ....	60
Tabella 37 - Concentrazione degli idrocarburi totali presenti nei campioni di mitili. I dati, relativi alla campagna A21, sono espressi in mg/kg. ....	60
Tabella 38 - Concentrazione degli IPA e dei composti organostannici presenti nei campioni di mitili. I dati, relativi alla campagna A21, sono espressi in mg/kg, salvo ove indicato. ....	60
Tabella 39 - Concentrazione degli cloroderivati presenti nei campioni di mitili. I dati, relativi alla campagna A21, sono espressi in $\mu$ g/kg. ....	61
Tabella 40 - Risultati delle analisi microbiologiche effettuate sui campioni di mitili. I dati, relativi alla campagna A21, sono espressi in ufc/g. ....	62
Tabella 41 - Analisi istologica. Lo score indica lo stato dell'epitelio branchiale secondo la seguente scala 1, normale morfologia epitelio branchiale; 2, lieve riduzione dello spessore dell'epitelio branchiale e dello sviluppo delle ciglia; 3, marcata riduzione dello spessore dell'epitelio e delle ciglia; 4, erosione dell'epitelio branchiale e dello sviluppo ciliare; 5, destrutturazione dei filamenti con estesa erosione dell'epitelio branchiale ed assenza delle ciglia. (I-V: numero di organismi indagati).....	63
Tabella 42 - Concentrazioni ( $\mu$ M) dei nutrienti inorganici disciolti. ....	68
Tabella 43 - Concentrazioni (mg/l) dei solidi sospesi (TSM). ....	70
Tabella 44 - Assorbimento ( $m^{-1}$ ) della CDOM alla lunghezza d'onda di 325 nm. ....	71
Tabella 45 - Concentrazioni ( $mg/m^3$ ) della Clorofilla <i>a</i> totale (Chl <i>a</i> tot = Clorofilla <i>a</i> + Divinil Clorofilla <i>a</i> + Alloclorofilla <i>a</i> , se presenti). ....	72
Tabella 46 - Concentrazioni ( $mg/m^3$ ) dei principali pigmenti diagnostici fitoplanctonici (acronimi in Tabella 7). ....	74
Tabella 47 - Concentrazione tensioattivi anionici e tensioattivi non ionici presenti nei campioni di acqua di mare lungo il profilo batimetrico. Le profondità sono espresse in metri. I dati sono espressi in milligrammi/litro. ....	76
Tabella 48 - Concentrazione dei cloroderivati nelle acque. I livelli indicano la profondità di prelievo del campione. ....	76
Tabella 49 - Concentrazione degli idrocarburi totali presenti nei campioni di acqua di mare lungo il profilo batimetrico. I dati sono espressi in microgrammi/litro. In neretto (0,5 - 12,5 - 50 - 70) sono indicate le profondità di prelievo in metri. ....	77
Tabella 50 - Risultati delle analisi microbiologiche effettuate sui campioni di acqua superficiale. I dati sono espressi in ufc/100 ml. ....	77
Tabella 51 - Densità fitoplanctonica totale (cell/ml) e delle classi o gruppi identificati. ....	78
Tabella 52 - Numero di specie, generi e altre categorie tassonomiche individuate per ogni classe o raggruppamento fitoplanctonico nei campioni osservati (prelievo con Niskin). ....	79
Tabella 53 - Lista dei taxa individuati dalle analisi quantitative microscopiche. ....	80
Tabella 54 - Numero di specie, generi e altre categorie tassonomiche individuate per ogni classe o raggruppamento fitoplanctonico nei campioni osservati (prelievo con retino). ....	81
Tabella 55 - Lista dei taxa dalle analisi qualitative dei campioni raccolti con retino nelle stazioni I22 MG6, I22 MG7, I22 MG10, I22 MG12 e I22 MG13 (indicate come 6, 7, 10, 12 e 13).....	82
Tabella 56– Oloplancton. O.le=orizzontale, 50-0=campionamento verticale da 50 a 0 metri, 100-50=campionamento verticale da 100 a 50 metri. * presente in almeno un sub-campione, ** presente solo nell'osservazione <i>in toto</i> . ....	85
Tabella 57- Biomassa: volumi di sedimentazione dell'oloplancton (espressi in ml). OR = campionamento orizzontale; 50-0 = campionamento verticale da 0 a 50 metri; 100-50: campionamento verticale da 100 a 50 metri. ....	86

Tabella 58– Meroplankton. O.le = orizzontale, 50-0 = campionamento verticale da 50 a 0 metri, 100-50 = campionamento verticale da 100 a 50 metri. * presente in almeno un sub-campione, ** presente solo nell'osservazione <i>in toto</i> . La lista include specie determinate a fresco. .87	87
Tabella 59– Ittioplankton. O.le = orizzontale, 50-0 = campionamento verticale da 50 a 0 metri, 100-50 = campionamento verticale da 100 a 50 metri. * presente in almeno un sub-campione, ** presente solo nell'osservazione <i>in toto</i> . .....	87
Tabella 60 - Parametri registrati nei campioni d'acqua testati (inverno 2022). .....	88
Tabella 61 - Risultati del test con il <i>V. fischeri</i> eseguito su campioni di acqua (incubazione 15', 30') prelevati a diverse profondità. EC20/50, max. effetto 15', max. effetto 30', espressi in % . .....	88
Tabella 62 - Risultati del test con <i>Phaeodactylum tricorutum</i> condotti sui campioni di acqua (incubazione 72 h) prelevati a diverse profondità (esprese in metri). EC <sub>20/50</sub> (L.C. 95%) espressa in % . .....	89
Tabella 63 - Risultati del test con giovanili di <i>Dicentrarchus labrax</i> esposte a campioni di colonna d'acqua (96 h). Screening test su campioni tal quale (senza diluizioni). Il controllo è costituito da acqua di stabulazione. Volume 5000 ml, aerazione, % saturazione ossigeno disciolto >90%, pH range 8,10-8,25, salinità 38 ‰, temperatura 20,5±1 °C. ....	89
Tabella 64 - Risultati del test di embriotossicità (72 ore) con <i>P.lividus</i> e successiva stima della tossicità cronica. ....	90
Tabella 65 - Risultati relativi al saggio di tossicità acuta con <i>A. tonsa</i> e successiva stima della tossicità cronica. EC50 24h (L.C. 95%) con sostanza di riferimento NiCl <sub>2</sub> *6H <sub>2</sub> O = 0,31 mg Ni <sup>2+</sup> /L (0,24-0,39). ....	91
Tabella 66 - Risultati relativi al saggio di tossicità acuta con <i>A. tonsa</i> . EC50 48h (L.C. 95%) con sostanza di riferimento NiCl <sub>2</sub> *6H <sub>2</sub> O = 0,23 mg Ni <sup>2+</sup> /L (0,17-0,26). ....	92
Tabella 67 - Lista delle specie macrobentoniche rinvenute nell'inverno (I22). ....	93
Tabella 68 – Indici strutturali (±DS) relativi al popolamento macrobentonico. Numero di taxa (S), Numero di individui (N), Diversità specifica di Shannon-Weaver (H'), Ricchezza specifica di Margalef (d), Equitabilità di Pielou (J). MG6, MG7, MG12, MG13: stazioni a 100 m dal Terminale) .....	96
Tabella 69 - Struttura della comunità meiobentonica in I22 MG1, I22 MG2, I22 MG4, I22 MG6, I22 MG7, I22 MG8. Densità media (±DS) (ind./10 cm <sup>2</sup> ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. L'abbondanza relativa (%) dei singoli taxa è stata calcolata in relazione alla densità totale. ....	97
Tabella 70 - Struttura della comunità meiobentonica nelle stazioni I22 MG9, I22 MG10, I22 MG11, I22 MG12, I22 MG13, I22 MG14. Densità media (±DS) (ind./10 cm <sup>2</sup> ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. L'abbondanza relativa (%) dei singoli taxa è stata calcolata in relazione alla densità totale. ....	100
Tabella 71 - Indici strutturali relativi al popolamento meiobentonico calcolati sui valori medi di abbondanza. Numero di taxa (S), Numero medio di individui (N), Ricchezza di Margalef (d), Diversità di Shannon-Wiener (H'), Equitabilità di Pielou (J'). ....	103
Tabella 72 - Struttura della comunità meiobentonica dell'area interessata dal posizionamento del Terminale rigassificatore, incluse le stazioni di controllo. Densità media ± deviazione standard (ind./10 cm <sup>2</sup> ) dei taxa principali e del popolamento complessivo rinvenuto. L'abbondanza relativa (%) dei singoli taxa è stata calcolata in relazione alla densità totale. ....	104
Tabella 73 - Concentrazione dei metalli nei mitili. Dati relativi alla campagna I22 espressi in mg/kg. Sono riportati i dati riferiti sia alla sostanza secca (s.s.) sia al peso fresco (p.f.) in accordo alla prescrizione 13 delle Determinine 2990 DVA R.D.R 0000100.04-04-2017 e 3337 DVA R.D.R 0000277.28-09-2017. ....	105
Tabella 74 - Concentrazione degli idrocarburi totali presenti nei campioni di mitili. Dati relativi alla campagna I22. ....	105
Tabella 75 - Concentrazione degli IPA e dei composti organostannici presenti nei mitili. I dati relativi alla campagna I22 sono espressi in mg/kg. ....	105
Tabella 76 - Concentrazione degli cloroderivati presenti nei campioni di mitili. I dati relativi alla campagna I22 sono espressi in µg/kg. Per il calcolo delle medie, nel caso di valori al di sotto del limite di quantificazione, è stato usata una concentrazione pari alla metà di quest'ultimo. ....	106
Tabella 77 - Risultati delle analisi microbiologiche effettuate sui campioni di mitili. I dati relativi alla campagna I22 sono espressi in ufc/g. ....	106
Tabella 78 - Analisi istologica. Lo score indica lo stato dell'epitelio branchiale secondo la seguente scala 1, normale morfologia epitelio branchiale; 2, lieve riduzione dello spessore dell'epitelio branchiale e dello sviluppo delle ciglia; 3, marcata riduzione dello spessore dell'epitelio e delle ciglia; 4, erosione dell'epitelio branchiale e dello sviluppo ciliare; 5, destrutturazione dei filamenti con estesa erosione dell'epitelio branchiale ed assenza delle ciglia. (I-V: numero di organismi indagati).....	108
Tabella 79 - Lista delle specie catturate con la rete a strascico e le reti da posta. Strascico: I22 S1-S4 = stazioni campionate in prossimità del terminale; I22 SC = stazione di controllo. Reti da posta: I22 P1-P4 = stazioni campionate in prossimità del terminale; I22 PC = stazione di controllo. ....	109
Tabella 80 - Reti da posta: indici di densità e biomassa (± DS), espressi in n° individui/1000m/24h e kg/1000m/24h, stimati per le specie catturate nelle stazioni I22 P1-P4 e nella stazione di controllo I22 PC. * = DS<0,05. ....	111
Tabella 79 - Rete a strascico: indici di densità e biomassa (± DS), espressi in n° individui/km <sup>2</sup> e kg/km <sup>2</sup> , stimati per le specie catturate nelle stazioni I22 S1-S4 e nella stazione di controllo I22 SC. * = DS<0,05. ....	112

## LISTA DEGLI ACRONIMI

A, I, P, E	Indicano le stagioni (Autunno, Inverno, Primavera, Estate)
Allo	Alloxantina

B	Bianco effettuato nell'estate 2012
BP	Secondo Bianco effettuato unicamente per lo studio della fauna ittica (settembre, 2013)
But-Fuco	Butanoiloxifucoxantina
CDOM	Chromophoric Dissolved Organic Matter o sostanza organica disciolta cromoforica
Chl b	Clorofilla b + Divinilclorofilla b
DIN	Azoto Inorganico Disciolto (nitriti + nitrati)
DO %	Percentuale di Ossigeno Disciolto
DVA	Divinilclorofilla a
Fuco	Fucoxantina
Hex-Fuco	Hesanoiloxifucoxantina
LAS	Sostanze otticamente attive
ORP	Potenziale di Ossido Riduzione
PAR	Photosynthetic Available Radiation
Perid	Peridinina
POM	Particulate organic matter o frazione organica del particolato
Prasino	Prasinoxantina
PSDf	Power Spectral Density function
TSM	Total suspended matter o solidi sospesi
Zea	Zeaxantina
Zeo	Zona eufotica

#### ELENCO ALLEGATI

**Allegato 1:** Attività del Terminale durante il IX anno di monitoraggio.

**Allegato 2:** Minuta di Meeting (MOM) del 25/05/2017 ed azioni intraprese in risposta alle prescrizioni delle Determine.

**Allegato 3:** Elenco dei campioni con relative date di campionamento.

**Allegato 4:** Matrice macrobenthos di abbondanza specie x stazioni.

**Allegato 5:** Matrice popolamento ittico reti da posta.

**Allegato 6:** Matrice popolamento ittico reti da fondo.

**Allegato 7:** Condizioni meteo-marine.

**Allegato 8:** Dati grezzi profili CTD.

**Allegato 9:** Idrofono digitale e sonda CTD



# VOLUME I

## 1 INTRODUZIONE

### 1.1 Breve descrizione dell'impianto di rigassificazione

La Società OLT Offshore LNG Toscana S.p.A. (di seguito OLT) ha realizzato un Terminale galleggiante per la rigassificazione di GNL (di seguito FSRU), a circa 12 miglia nautiche al largo delle coste toscane tra Livorno e Marina di Pisa.

Il Terminale è il risultato di un progetto che ha previsto la conversione di una nave metaniera in un Terminale di rigassificazione che trasforma il gas naturale liquefatto (GNL) ricevuto da altre metaniere in stato gassoso.

L'attività a bordo del Terminale consiste nello stoccaggio e nella rigassificazione del gas naturale: il gas naturale viene ricevuto allo stato liquido, mediante navi cisterna, stoccato in serbatoi criogenici a pressione pressoché ambiente e alla temperatura di  $-160^{\circ}\text{C}$ , rigassificato e inviato al gasdotto a terra mediante la condotta sottomarina. Per approfondimenti si rimanda all'Allegato 1.

### 1.2 Breve cronistoria relativa al progetto di monitoraggio

Nell'ambito della procedura di Via il Ministero dell'Ambiente e della Tutela del Territorio e del Mare (di seguito MATTM) dopo aver valutato la documentazione relativa, ha espresso giudizio positivo circa la compatibilità ambientale del progetto (Decreto DEC/DSA/01256 del 15/12/2004), prescrivendo (Prescrizione n.26) la predisposizione e l'esecuzione di un programma di monitoraggio ambientale marino da elaborare in accordo con l'Istituto Superiore per la Protezione Ambientale (di seguito ISPRA). I contenuti di tale prescrizione sono stati integrati con successivo Provvedimento MATTM DVA-2010-0025280 del 20/10/10 (Prescrizione 7).

Il Piano di Monitoraggio dell'Ambiente Marino (di seguito anche Piano) circostante il Terminale è stato predisposto in conformità a quanto indicato nella Prescrizione n. 26 del Decreto VIA prot. DEC/DSA/01256 del 15/12/2004 e nella Prescrizione n. 7 del Provvedimento di Esclusione dalla VIA prot. DVA-2010-0025280 del 20/10/10. Il MATTM, di "concerto" con ISPRA, ha concluso positivamente la Verifica di Ottemperanza con l'emissione della Determinazione prot. DVA-2012-001592 del 15/5/2012.

La prima fase di monitoraggio (Bianco) ossia prima della realizzazione del Terminale è stata condotta tra agosto e settembre 2012, e conclusa successivamente (tra il 21 e il 28 settembre 2013) con il secondo survey relativo alla fauna ittica bentonectionica. Con determina prot. DVA – 2013 – 0030107 del 23/12/2013 il MATTM dichiara ottemperata la prescrizione 7 del Provvedimento di Esclusione dalla VIA prot. DVA-2010-0025280 del 20/10/10 per quanto riguarda l'attuazione dei monitoraggi relativi alla fase ante operam (Bianco).

Sulla base del Parere della Commissione tecnica di verifica dell'impatto ambientale VIA e VAS n. 2347 del 24 marzo 2017, il MATTM dichiara l'ottemperanza relativa al medesimo Provvedimento per il primo anno di esercizio (Determina 2990 DVA R.D.R 0000100.04-04-2017). Nel medesimo anno è stata emessa la verifica di ottemperanza (Determina 3337 DVA R.D.R 0000277.28-09-2017) relativa al secondo anno di esercizio tenuto conto del Parere della Commissione tecnica di verifica dell'impatto ambientale VIA e VAS 2494 del 08 settembre 2017.

Rispetto alle richieste di integrazione contenute nelle Determinine sopra citate relative alla Verifica di ottemperanza alla prescrizione 7 (Verifica di esclusione VIA provvedimento DVA/2010/25280 del 20.10.10) del primo e secondo anno di monitoraggio della Fase di Esercizio sono stati recepiti nel presente tutti i punti come stabilito nella minuta di meeting del 25/05/2017 e riportati in forma sintetica, unitamente ad essa, in Allegato 2. Relativamente al punto 14 contenuto unicamente nel parere 3337 relativo al secondo anno di esercizio è stata inserita la valutazione dell'eventuale effetto degli anodi sacrificali tramite la ricerca degli elementi in tracce in M. galloprovincialis.

Successivamente, con provvedimento CRESS-DEC-2020 – 0000187 del 25 Giugno 2020 il MATTM, sulla base del parere positivo della Commissione Tecnica di verifica dell'impatto ambientale VIA e VAS No. 3371 del 24 Aprile 2020, ha verificato l'ottemperanza della Prescrizione No. 7 per quanto riguarda l'attuazione dei monitoraggi relativi al 3° anno di esercizio, con provvedimento CRESS-DEC-2020 – 0000189 del 25 Giugno 2020 quelli relativi al 4° anno di esercizio, con provvedimento CRESS-DEC-2020 – 0000188 del 25 Giugno 2020 quelli relativi al 5° anno di esercizio e con provvedimento CRESS-DEC-2020 – 0000355 del 23 Ottobre 2020 quelli relativi al 6° anno di esercizio. In particolare, con riferimento al V anno, il Parere riporta la seguente prescrizione:

*“Entro un anno solare dalla emissione del presente decreto dovranno essere eseguite, in accordo con la Capitaneria di Porto ed ISPRA, delle misure specifiche di rumore per ogni tipologia di nave, durante tutto il periodo di operazioni di arrivo, ormeggio, scarico del GNL e allontanamento delle stesse navi dal Terminale”.* OLT ha perciò inviato il 4 Agosto 2022 un documento che risponde all'ottemperanza parziale (Parere n. 300 del 6 luglio 2021 inviato dal MATTM (oggi MASE) con lettera Prot. No. 0105398 del 1/10/2021), recependo anche i suggerimenti dettagliati da ISPRA e riportati dal MITE nel Parere 300 del 6 luglio 2021 e da ISPRA e ARPAT nelle note tecniche emesse a corredo della documentazione presentata da OLT per il 6° anno di monitoraggio in ottemperanza alla Prescrizione Numero 7 del DVA ed ai confronti diretti intercorsi nel 2021-2022 con ISPRA, come richiesto dal Parere stesso, ed ARPAT.

Inoltre, a corredo della documentazione di ottemperanza per il 6° anno di monitoraggio, il Ministero ha condiviso con il Gestore OLT le note tecniche di ISPRA e ARPAT relative al monitoraggio della componente rumore sottomarino (rif. VIP\_5267) che sono state recepite, laddove possibile, già nel report del 7° anno e messe in atto da OLT per quel che riguarda alcune richieste di modifica nella raccolta dati su campo, a partire dalla campagna della primavera 2021 (P21) dell'8° anno di monitoraggio, adeguando la terminologia e la metodologia di analisi e le relative tecniche di modellizzazione del rumore sottomarino alle richieste avanzate dalle Autorità. Si precisa infine che OLT ha ricevuto l'approvazione alla modifica della prescrizione 7 con il Decreto 126 del 2/3/2023 (corredato di Parere n. 646) e che quindi il presente report relativo al nono anno di monitoraggio (A 2021-E 2022) è stato redatto in ottemperanza alla Prescrizione n 7 del Provvedimento MATTM DVA-2010-0025280 del 20/10/10, in vigore fino al gennaio 2023.

### 1.3 Obiettivi fase di esercizio

Il presente rapporto annuale, come richiesto dal Ministero dell'Ambiente e della Tutela del Territorio e del Mare (DVA-2013-0030107 del 23/12/13), riporta i risultati delle attività di monitoraggio svolte nell'ambito di 4 campagne di indagine svolte dall'Autunno 2021 all'estate 2022 in conformità al Piano di monitoraggio dell'ambiente marino e alle prescrizioni contenute nelle Determine sopracitate. Il presente documento (nel Volume 2) riporta, altresì, il confronto con i dati acquisiti nella fase di Bianco e nei precedenti anni di monitoraggio.

Come descritto nel piano, alcune attività di monitoraggio sono effettuate su base stagionale, mentre altre sono limitate ad uno o due survey annuali. Pertanto, sono individuabili 3 scenari operativi (campagna completa, campagna intermedia, campagna minima) i cui contenuti tecnici sono riassunti nella **Tabella 1**.

## 2 Materiali e metodi

### 2.1 Attività e tempistiche

Le attività di campo sono state svolte a partire dall'autunno 2021 (A-21) con cadenza trimestrale ossia nell'Inverno 2022 (I-22), primavera 2022 (P-22), estate 2022 (E-22) secondo il calendario riportato in **Tabella 2**. Per il calendario di dettaglio si rimanda all'Allegato 1 posto alla fine del volume dove viene riportata l'operatività del Terminale durante le giornate di monitoraggio delle singole campagne (risposta alla prescrizione n° 1 delle Determine 2990 DVA R.D.R 0000100.04-04-2017 e 3337 DVA R.D.R 0000277.28-09-2017).

L'ampia diversità delle attività da svolgere ha richiesto l'utilizzo di tre differenti imbarcazioni di seguito descritte.

Le indagini ambientali (caratterizzazione delle acque e/o dei sedimenti) sono state condotte con Phalesia, mentre per le misurazioni del rumore, la sorveglianza acustica (bioacustica) e l'avvistamento dei cetacei e delle tartarughe marine è stato utilizzato il catamarano a vela "Elianto".

I risultati dello studio saranno restituiti in due distinti volumi. Si precisa che la parte di monitoraggio del rumore sottomarino verrà inserita in altro documento dedicato. L'argomento trattato, infatti, è complesso e multidisciplinare ed ha richiesto la stesura di un volume a parte.

<b>Tabella 1</b> - Contenuti tecnici delle quattro campagne annuali relative alla fase di esercizio. ♦I risultati della misura del rumore saranno trattati in un documento dedicato. ▲ Analisi ecotossicologiche aggiunte a partire dall'inverno 2022 per le acque e dall'estate 2022 per i sedimenti. Per i dettagli si rimanda al paragrafo pertinente.				
	<b>Campagna minima (Autunno)</b>	<b>Campagna intermedia (Inverno)</b>	<b>Campagna minima (Primavera)</b>	<b>Campagna completa (Estate)</b>
<b>COLONNA D'ACQUA</b>				
<b>Caratteristiche fisico-chimiche</b>				
Analisi microbiologiche, solidi sospesi, idrocarburi totali, tensioattivi, cloro derivati.	*	*	*	*
Nutrienti, d. pigmentaria, clorofilla a, sostanza organica particellata.	*	*	*	*
<b>Profili idrologici</b>				
Temperatura, conducibilità, pH, ossigeno disciolto, potenziale di ossidoriduzione.	*	*	*	*
Irradianza, irradianza spettrale, trasparenza fluorescenza della clorofilla a.	*	*	*	*
<b>Fitoplancton</b>				
<b>Oloplanton</b>	*	*	*	*
<b>Meroplancton</b>	*	*	*	*
<b>Ittioplancton</b>	*	*	*	*
<b>Saggi ecotossicologici</b>				
<i>Vibrio fischeri</i> , <i>Phaeodactylum tricornutum</i> , <i>Dicentrarchus labrax</i> , <i>Paracentrotus lividus</i> , ▲ <i>Acartia tonsa</i>		*		*
<b>SEDIMENTI</b>				
<b>Caratteristiche fisico-chimiche-microbiologiche</b>				
Metalli, IPA, Cloroderivati, C. organo stannici, TOC, Idrocarburi totali, analisi microbiologiche				*
<b>Saggi ecotossicologici</b>				
▲ <i>Vibrio fischeri</i> su elutriato, <i>Vibrio fischeri</i> fase solida, <i>Corophium orientale</i> 28gg, ▲ <i>Corophium orientale</i> 10 gg, <i>Paracentrotus lividus</i>				*
<b>BIOTA</b>				
<b>Meiobenthos</b>				
<b>Macrozoobenthos</b>	*	*	*	*
<b>Bioaccumulo</b>				
Metalli ed elementi in tracce, Idrocarburi Policiclici Aromatici, Cloroderivati, Composti organo stannici, Idrocarburi totali, analisi microbiologiche	*	*	*	*
<b>Biomarkers</b>				
Alterazione strutturale e funzionale della membrana lisosomiale, Comet test, biologia delle branchie	*	*	*	*
<b>Fauna ittica bentonectonica (reti da posta, reti a traino di fondo)</b>				
		*		*

**Tabella 1** - Contenuti tecnici delle quattro campagne annuali relative alla fase di esercizio. ♦ I risultati della misura del rumore saranno trattati in un documento dedicato. ▲ Analisi ecotossicologiche aggiunte a partire dall'inverno 2022 per le acque e dall'estate 2022 per i sedimenti. Per i dettagli si rimanda al paragrafo pertinente.

	Campagna minima (Autunno)	Campagna intermedia (Inverno)	Campagna minima (Primavera)	Campagna completa (Estate)
Fauna ittica pelagica	*	*	*	*
Cetacei e tartarughe marine	*	*	*	*
<b>INDAGINI GENERALI</b>				
Bioacustica	*	*	*	*
Misura del rumore♦	*	*	*	*

Lo studio della fauna ittica bentonectonica è stato condotto mediante rete a strascico e reti da posta con l'ausilio del M/P Donato padre e del M/P Evolution. La fauna ittica pelagica è stata monitorata tramite l'impiego di reti da posta pelagiche utilizzando il M/P Evolution. Le attività di campo relative alla campagna di monitoraggio Inverno 2022 (relativo al nono anno di monitoraggio) sono state effettuate il 9 e il 10 marzo.

In **Tabella 2** la sintesi delle attività svolte con le diverse imbarcazioni. In **Allegato 3** sono riportate le date di campionamento per ogni singola campagna di ciascuna matrice (in risposta alla prescrizione 2 delle Determine 2990 DVA R.D.R 0000100.04-04-2017 e 3337 DVA R.D.R 0000277.28-09-2017, come definito dalla MOM 25-05-2017).

**Tabella 2** – Calendario delle attività di campo svolte nelle campagne di esercizio A21, I22, P22, E22.

	Autunno 2021 – A21 (Campagna minima)	Inverno 2022 – I22 (Campagna intermedia)	Primavera 2022-P22 (Campagna minima)	Estate 2022-E22 (Campagna completa)
Indagini ambientali	22.11-17.12/2021	28.02-17.03/2022	31.05-21.06/2022	31.08-23.09/2022
Emissioni acustiche e censimento visivo	23.11-22.12/2021	2.03-11.03/2022	5.06-19.06/2022	12.09-09.10/2022
Fauna ittica bentonectonica	-	9.03-10.03/2021	-	7.09-8.09/2022
Fauna pelagica	-	2.03-3.03/2022	-	22.09-07.10/2022

## 2.2 Area di indagine

In **Figura 1** è riportata l'area di studio e i punti di campionamento, mentre le coordinate sono riportate in **Tabella 3** e le attività previste per ciascun punto per ciascuna campagna in **Tabella 6**. Si precisa che in **Tabella 3** sono riportate le coordinate teoriche. Durante il campionamento della fase di monitoraggio è stato ritenuto accettabile un margine di errore di posizionamento di 10-15 metri.

Rispetto alla fase di Bianco il cambiamento maggiore ha riguardato la stazione MG13 che ha subito uno spostamento di circa 37 metri. Il punto MG13 è comunque posizionato a 100 metri dal piano di rotazione del Terminale. Tale spostamento si è reso necessario per la presenza di strutture sottomarine come da comunicazione OLT Offshore all'autorità con lettera del 30 ottobre 2013 prot 748.

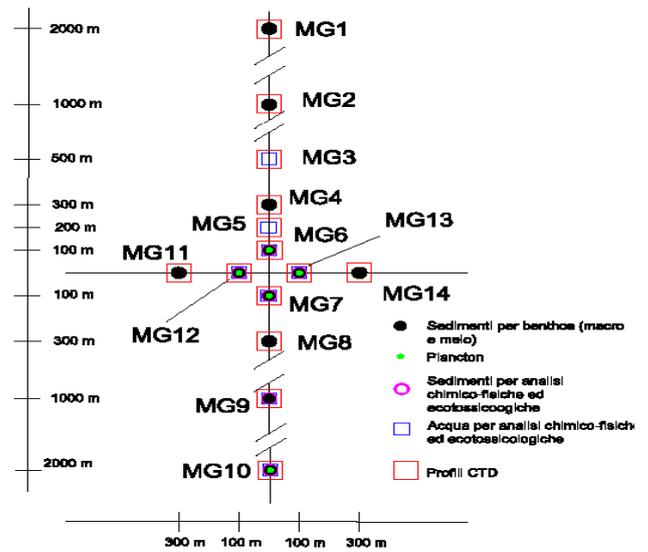
Per quanto riguarda le tempistiche e le coordinate dei siti di studio relativi al monitoraggio delle emissioni acustiche, censimento visivo, indagini sulla fauna ittica e analisi (bioaccumulo e biomarkers) sui mitili (*Mytilus galloprovincialis*) si rimanda ai paragrafi di pertinenza.

**Tabella 3** – Coordinate teoriche (WGS 84) dei punti di campionamento.

	Latitudine N	Longitudine E	Latitudine N	Longitudine E
MG1	43° 39,745'	9° 59,348'	MG8	43° 38,503' 9° 59,327'
MG2	43° 39,205'	9° 59,339'	MG9	43° 38,125' 9° 59,321'
MG3	43° 38,935'	9° 59,334'	MG10	43° 37,585' 9° 59,312'
MG4	43° 38,827'	9° 59,333'	MG11	43° 38,667' 9° 59,107'
MG5	43° 38,773'	9° 59,332'	MG12	43° 38,663' 9° 59,256'
MG6	43° 38,719'	9° 59,331'	MG13	43° 38,685' 9° 59,399'
MG7	43° 38,611'	9° 59,329'	MG14	43° 38,659' 9° 59,553'



**Figura 1** - Area di studio (sopra) e disposizione dei punti di campionamento (a destra) dove sono indicate tutte le attività previste nelle diverse stazioni, sebbene non tutte siano effettuate su base stagionale. La ripartizione temporale delle attività è riportata in **tabella 4**.



<b>Tabella 4</b> – Elenco delle analisi previste (indicate con un asterisco) nelle stazioni MG1-MG14. Le stazioni in neretto sono quelle prossime al Terminale.						
Indagine		Stazioni di campionamento	Autunno	Inverno	Primavera	Estate
Colonna d'acqua	Caratteristiche fisico-chimiche e microbiologiche	<b>MG6, MG7, MG12, MG13, MG3, MG5, MG9, MG10</b>	*	*	*	*
	Profili idrologici (CTD) e Irradianza spettrale	MG1-MG14	*	*	*	*
	Fitoplancton e Zooplancton	<b>MG6, MG7, MG12, MG13, MG10</b>	*	*	*	*
	Analisi ecotossicologiche	<b>MG6, MG7, MG12, MG13, MG3, MG5, MG9, MG10</b>		*		*
Biota	Macrozoobenthos	<b>MG6, MG7, MG12, MG13, MG1, MG2, MG9, MG10, MG4, MG8, MG11, MG14</b>	*	*	*	*
	Meiobenthos	<b>MG6, MG7, MG12, MG13, MG1, MG2, MG9, MG10, MG4, MG8, MG11, MG14</b>		*		*
Sedimenti	Analisi fisiche e chimiche	<b>MG6, MG7, MG12, MG13, MG9, MG10</b>				*
	Analisi ecotossicologiche	<b>MG6, MG7, MG12, MG13, MG9, MG10</b>				*

## 2.3 Colonna d'acqua

### 2.3.1 Profili idrologici

I profili idrologici sono stati eseguiti nelle quattro stagioni di indagine ossia su base trimestrale tramite sonda Idromarambiente modello MAR-3 dotata di sensori specifici per la determinazione dei seguenti parametri: Temperatura, Conducibilità, Ossigeno, pH, Potenziale redox, Torbidità, Fluorescenza.

Nella seguente tabella vengono riportate le specifiche dei sensori e le date di taratura come richiesto nella prescrizione 4 delle Determinazioni 2990 DVA R.D.R 0000100.04-04-2017 e 3337 DVA R.D.R 0000277.28-09-2017. Si precisa che le tarature vengono fatte sia dalla casa madre che internamente attraverso l'uso di soluzioni standard.

Tabella 5 - Specifiche dei sensori della sonda multiparametrica IDROMARAMBIENTE e date di taratura. Le tarature sono state effettuate dal produttore (IDROMARAMBIENTE).		
Parametro	Specifiche tecniche	Date taratura
Pressione	tipo piezoresistivo, portata 0÷150 m, accuratezza 0,1 m	30/08/2021 – 07/03/2022 – 22/07/2022
Temperatura	tipo Pt100, portata -2÷38 °C, accuratezza 0,01 °C	30/08/2021 – 07/03/2022 – 22/07/2022
Conducibilità	tipo cella a 7 anelli, portata 0÷70 mS/cm, accuratezza 0,02 mS/cm	30/08/2021 – 07/03/2022 – 22/07/2022
Ossigeno	tipo polarografico, portata 0÷300% di saturazione, accuratezza 1%	30/08/2021 – 07/03/2022 – 22/07/2022
pH	tipo a cella di vetro, portata 2÷12, accuratezza 0,05	30/08/2021 – 07/03/2022 – 22/07/2022
Redox	tipo a cella di vetro, portata -1000 ÷ +1000 mV, accuratezza 1 mV	30/08/2021 – 07/03/2022 – 22/07/2022
Torbidità	portata 0÷100 NTU, accuratezza 0,05 NTU	30/08/2021 – 07/03/2022 – 22/07/2022
Fluorescenza	portata 0÷50 mg/m <sup>3</sup> , accuratezza 0,05 mg/m <sup>3</sup>	30/08/2021 – 07/03/2022 – 22/07/2022

La sonda esegue la lettura contemporanea di tutti i parametri e provvede alla compensazione automatica delle misure effettuate.

I profili sono stati eseguiti in corrispondenza di 14 stazioni la cui posizione e relative coordinate sono riportate rispettivamente in **Figura 1** e **Tabella 3**. La sonda viene calata dalla superficie fino alla massima profondità possibile evitando di toccare il fondo fatto che causerebbe una improvvisa risospensione dei sedimenti falsando la misura in corso. I dati sono stati elaborati tramite il software (free source) Ocean Data View.

I profili sottomarini della **Photosynthetic Available Radiation** (PAR) quantica (400-700nm) sono stati acquisiti tramite sonda CTD SeaBird Electronics 19V2Plus in sostituzione della sonda (Biospherical PUV 510) danneggiata e non più utilizzabile. Le calate sono state eseguite fino a circa 100 m.

La pendenza del profilo rappresenta l'attenuazione della PAR alle varie profondità (i diagrammi hanno ordinata orizzontale e ascissa verticale, così l'accostamento al lato destro della curva equivale ad una diminuzione di pendenza). La profondità alla quale la PAR si riduce all'1% di quella superficiale (profondità della zona eufotica,  $z_{eu}$ ) costituisce una informazione fondamentale delle caratteristiche ottiche e biologiche delle acque. La maggior o minore profondità della zona eufotica, e quindi della trasparenza delle acque, dipende dalla presenza di materiale particellato (organismi e detrito di origine autoctona e alloctona e sedimenti in sospensione di natura prevalentemente minerale) e disciolto (essenzialmente organico). Per questo motivo è indispensabile avere contemporaneamente alle misure dell'irradianza e degli spettri le stime delle componenti otticamente attive, cioè TSM (Total Suspended Matter), CDOM (Sostanza Organica Disciolta Cromoforica), fitoplancton, come verrà di seguito descritto.

L'**irradianza spettrale** sottomarina è stata misurata con uno spettrometro TRIOS Ramses in sostituzione dello strumento Licor LI1900UW. Il sistema radiometrico RAMSES TRIOS è costituito da una unità subacquea composta da due radiometri ACC/VIS per la misura della irradianza discendente ed ascendente, un radiometro ARC/VIS per la misura della radianza ascendente, un sensore di profondità (max 100 m) ed uno di inclinazione rispetto alla verticale (2 assi) TRIOS RAMSES SAMIP. Le misure contemporanee della irradianza discendente in superficie effettuate mediante un radiometro RAMSES TRIOS: ACC/VIS.

Gli spettri riportati sono stati normalizzati rispetto al loro massimo per evidenziarne le forme caratteristiche. Insieme agli spettri sono riportati i loro massimi che all'aumentare della profondità diminuiscono esponenzialmente, così come l'irradianza disponibile. Una caratteristica molto evidente è la modifica delle forme spettrali all'aumentare della profondità. L'irradianza, che in superficie è distribuita abbastanza equamente lungo tutto lo spettro, alle profondità di 50 e 70m e a 5m (considerando l'irradianza ascendente) si riduce praticamente ad una gaussiana centrata sulla  $\lambda_{max}$  che quindi rappresenta la radiazione meno attenuata e più penetrante. La  $\lambda_{max}$  passa da circa 450 nm dell'acqua pura a valori maggiori a seconda delle sostanze otticamente attive presenti in acqua: al verde quando domina l'assorbimento del fitoplancton, al giallo quando domina quello della CDOM (Sostanza Organica Disciolta Cromoforica).

Gli spettri della irradianza ascendente a 5m divisi per i loro rispettivi discendenti alla stessa profondità determinano lo spettro della riflettanza sub superficiale, proprietà ottica fondamentale negli studi di tele rilevamento.

### 2.3.2 Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche

I campioni per la caratterizzazione della colonna d'acqua sono stati prelevati tramite bottiglie Niskin nelle quattro stagioni di indagine (A21, I22, P22, E22).

I campioni per le analisi fisiche e chimiche, sono stati prelevati in corrispondenza di 4 quote batimetriche (0,5 - 12,5 - 50 - 70m), come da progetto e refrigerati in attesa della consegna ai laboratori. Le analisi microbiologiche sono previste unicamente per i campioni prelevati in superficie. La determinazione del materiale particellato totale in sospensione (TSM o **solidi sospesi**) è stata effettuata raccogliendo il

particellato su filtri (Whatman GF/F diametro 47 mm) dalla filtrazione di 3-4 L del campione prelevato da bottiglia. I filtri sono stati pesati dopo 12 h in stufa ad 80 °C prima e dopo la filtrazione, successivamente i filtri sono stati combusti a 450 °C per la determinazione delle ceneri e, per differenza, della frazione organica del particellato (POM). La determinazione è avvenuta tramite metodo gravimetrico. Il materiale particellato in sospensione (TSM) può essere di natura inorganica, derivante dalla risospensione di sedimenti o materiale di erosione, oppure di natura organica e quindi costituito da organismi viventi, dai loro prodotti metabolici e dalla loro decomposizione, inoltre l'origine può essere marina (al largo di gran lunga prevalente) oppure terrestre.

Una quota dell'acqua filtrata (100 ml) è stata fissata in  $HgCl_2$  1% per le analisi dei **nutrienti inorganici disciolti** (nitriti, nitrati, ortofosfati, silicati) effettuate con analizzatore Easy Chem Plus. Un'altra quota (100 ml) è stata immediatamente analizzata per la determinazione della **sostanza organica disciolta cromoforica (CDOM)**. La CDOM, o sostanza organica disciolta cromoforica, è costituita da sostanze di varia provenienza (prodotti di degradazione e di escrezione, apporti terrigeni ecc.) ed è una sostanza otticamente attiva nel senso che ha un forte assorbimento nell'UV e nel blu rispetto a quello molto basso o nullo nel rosso. Gli assorbimenti (a) nell'UV o nel blu possono essere considerati come stime delle concentrazioni della CDOM espresse in  $m^{-1}$ .

I metodi relativi alle analisi effettuate sui campioni di acqua sono riassunti nella **Tabella 6**.

### Analisi microbiologiche

Le **analisi microbiologiche** per la ricerca di coliformi fecali, coliformi totali, streptococchi fecali, sono state effettuate seguendo le seguenti metodologie.

Coliformi totali: APAT CNR IRSA 7010 / metodo C (2003)

Coliformi fecali: APAT CNR IRSA 7020 / metodo B (2003)

Streptococchi fecali (Enterococchi): APAT CNR IRSA 7040 / metodo C (2003)

Tabella 6 - Metodi relativi alle analisi effettuate sui campioni di acqua.			
Prova	Metodo	Unita Misura	Limite Rilevabilità
<b>Nutrienti inorganici</b>			
Fosfati	UNI ISO SW 15923-1	$\mu M$	0,03
Nitriti	UNI ISO SW 15923-1	$\mu M$	0,03
Nitrati	EPA 354.1	$\mu M$	0,03
Silicati	APHA 4500	$\mu M$	0,03
<b>Sostanza organica disciolta</b>	Spettrofotometria	$m^{-1}$	0,04
<b>Solidi sospesi</b>	Metodo gravimetrico	mg/l	0,00001
<b>Clorofilla a</b>	HPLC	$mg\ m^{-3}$	0,05
<b>Idrocarburi totali</b>	UNI EN ISO 9377-2:2002	$\mu g/l$	10
<b>Tensioattivi anionici</b>	MP 287 REV 0 2019	mg/l	0,05
<b>Tensioattivi non ionici</b>	UNI 10511-2:1996+A1:2000	mg/l	0,03
<b>Acidi aloacetici</b>			
Dalapon	EPA 552.3 2003	$\mu g/l$	0,5
Acido Dibromoacetico	EPA 552.3 2003	$\mu g/l$	0,5
Acido Tribromoacetico	EPA 552.3 2003	$\mu g/l$	2
Acido Monobromoacetico	EPA 552.3 2003	$\mu g/l$	0,5
Acido Bromodichloroacetico	EPA 552.3 2003	$\mu g/l$	0,5
Acido Bromocloroacetico	EPA 552.3 2003	$\mu g/l$	0,5
Acido Dichloroacetico	EPA 552.3 2003	$\mu g/l$	2
Acido Tricloroacetico	EPA 552.3 2003	$\mu g/l$	0,5
Acido Monocloroacetico	EPA 552.3 2003	$\mu g/l$	2
Acido Clorodibromoacetico	EPA 552.3 2003	$\mu g/l$	2
<b>Aloacetoniitri</b>			
Dibromoacetoniitrile	EPA 551 1990	$\mu g/l$	0,05
Dicloroacetoniitrile	EPA 551 1990	$\mu g/l$	0,05
Tricloroacetoniitrile	EPA 551 1990	$\mu g/l$	0,05
1,1,1-Tricloro-2-Propanone	EPA 551 1990	$\mu g/l$	0,2
1,1-Dicloro-2-Propanone	EPA 551 1990	$\mu g/l$	0,05
Cloropicrina	EPA 551 1990	$\mu g/l$	0,5
<b>Alometani e Composti Organici Volatili (VOC)</b>			
Cloroformio	EPA 5030C:2003+EPA 8260D2018	$\mu g/l$	0,01
Carbonio Tetracloruro	EPA 5030C:2003+EPA 8260D2018	$\mu g/l$	0,01
Tricloro Etilene	EPA 5030C:2003+EPA 8260D2018	$\mu g/l$	0,01
Dicloro Bromo Metano	EPA 5030C:2003+EPA 8260D2018	$\mu g/l$	0,01
Tetracloro Etilene	EPA 5030C:2003+EPA 8260D2018	$\mu g/l$	0,01

Tabella 6 - Metodi relativi alle analisi effettuate sui campioni di acqua.			
Prova	Metodo	Unita Misura	Limite Rilevabilita
Dibromo Cloro Metano	EPA 5030C:2003+EPA 8260D2018	µg/l	0,01
Bromofornio	EPA 5030C:2003+EPA 8260D2018	µg/l	0,01
1,2-Dibromo Etano	EPA 5030C:2003+EPA 8260D2018	µg/l	0,01
1,1,1-Tricloro Etano	EPA 5030C:2003+EPA 8260D2018	µg/l	0,01
1,1,2-Tricloro Etano	EPA 5030C:2003+EPA 8260D2018	µg/l	0,01
<b>Alofenoli</b>			
2,4-Diclorofenolo	EPA 3510C 1996+EPA 8270E 2018	µg/l	0,2
4-Cloro-3-Metilfenolo	EPA 3510C 1996+EPA 8270E 2018	µg/l	0,2
2,4,6-Triclorofenolo	EPA 3510C 1996+EPA 8270E 2018	µg/l	0,2
Pentaclorofenolo	EPA 3510C 1996+EPA 8270E 2018	µg/l	0,2

### 2.3.3 Plancton

Il piano di campionamento adottato per lo studio del plancton prevede il prelievo in corrispondenza di 5 stazioni (MG6, MG7, MG10, MG12, MG13) selezionate tra le stazioni delle analisi idrologiche. Per la disposizione dei punti e relative coordinate si rimanda alla **Figura 1** e alla **Tabella 3**.

#### 2.3.3.1 Fitoplancton

Lo studio della componente fitoplanctonica è stato condotto attraverso il prelievo di acqua a quattro diverse quote batimetriche (0,5, 12,5, 50 e 70m). Il campionamento è stato eseguito tramite bottiglie tipo Niskin ed in ciascuna stazione sono stati prelevati 10 L di acqua marina. Parte del campione prelevato da bottiglia (3-4 L) è stata filtrata su filtri Whatman GF/F (Ø 45 mm) per la successiva estrazione in acetone e determinazione della **clorofilla a** e della diversità pigmentaria.

Le concentrazioni di **clorofilla a** e di pigmenti accessori di seguito specificati (**diversità pigmentaria**) sono state determinate in cromatografia liquida ad alta pressione (HPLC SHIMADZU Class VP10). La diversità pigmentaria è rappresentata dalle concentrazioni di nove pigmenti diagnostici principali. Le concentrazioni dei pigmenti sono in relazione (oltre ad altri fattori eco-fisiologici) alla composizione delle comunità fitoplanctoniche ed ognuno dei pigmenti può essere utilizzato, pur essendo in alcuni casi presente in più gruppi tassonomici, come marker diagnostico privilegiato di un gruppo tassonomico. Nella **Errore. L'origine riferimento non è stata trovata.** sono specificati i pigmenti, (Vidussi et al., 1996; Barlow et al., 1997), la sigla di abbreviazione con cui verranno citati e la principale classe o gruppo tassonomico di appartenenza.

Tabella 7 - Elenco dei pigmenti determinati, sigla e raggruppamento tassonomico di appartenenza.		
Pigmento	Abbreviazione	Principale Classe rappresentata
Clorofilla b + Divinilclorofilla b	Chl b	Clorophyta
Divinilclorofilla a	DVA	Cianobatteri <i>Prochlorococcus</i>
Zeaxantina	Zea	Cianobatteri <i>Synechococcus</i> -like
Peridinina	Perid	Dinoflagellati
Butanoiloxifucoxantina	But-Fuco	Dictyochophyceae, Chrysophyceae,
Fucoxantina	Fuco	Diatomee
Hesanoiloxifucoxantina	Hex-Fuco	Prymnesiophyceae Cocolitofori
Prasinoxantina	Prasino	Clorophyta Prasinophyceae
Alloxantina	Allo	Cryptophyceae

Una quota di 500ml di campione tal quale è stata fissata con formalina neutralizzata (concentrazione finale 0,74%) per l'analisi qualitativa del fitoplancton. Per l'analisi qualitativa della composizione del microfitoplancton, è stato effettuato un campionamento verticale da -70m alla superficie, con retino con maglia di porosità 10µm; il campione prelevato dal bicchiere di raccolta, dopo un risciacquo con acqua di mare, è stato fissato con formalina neutralizzata (concentrazione finale 3%). Aliquote variabili sono state messe a sedimentare in camere combinate e osservate al microscopio inverso (Zeiss IM35, Zeiss IM, Zeiss Axio Vert.A1 KMAT, c.f.) per il conteggio e la determinazione tassonomica del fitoplancton (Zingone et al., 2010).

#### 2.3.3.2 Zooplancton

Lo studio della componente zooplanctonica è finalizzato alla identificazione dei popolamenti oloplanctonici, meroplanctonici ed ittioplanctonici. L'**oloplancton** include gli organismi che trascorrono l'intero ciclo vitale nel comparto pelagico, mentre il **meroplancton** comprende quegli invertebrati che trascorrono solo una parte della loro vita allo stadio planctonico, preceduto o sostituito in forma adulta da quello bentonico

o nectonico. Le larve planctoniche di invertebrati bentonici in fase adulta (meroplancton) e di teleostei (**ittioplancton**) rappresentano la risorsa principale per la dispersione del benthos e per lo sviluppo del necton.

Lo studio è stato condotto tramite pescate orizzontali e pescate verticali a diverse profondità. L'oloplancton è stato campionato con retino standard WP-2, a chiusura con vuoto di maglia di 200µm, flussometro e specifico meccanismo di sgancio; meroplancton e ittioplancton con retino tipo WP-2, modificato, a chiusura, con vuoto di maglia di 335µm, anch'esso dotato di flussometro e meccanismo di sgancio. Ciò ha permesso agli operatori di selezionare la porzione di colonna d'acqua da analizzare.

In accordo alle metodiche standard relative allo studio del plancton marino, la velocità di traino del retino è stata di circa 1m/s (2 nodi). Ove possibile, per ridurre le tempistiche della campagna di studio, sono state fatte 2 pescate, utilizzando contemporaneamente i retini da olo e meroplancton. Per escludere errori di campionamento dei diversi gruppi planctonici, soggetti ad importanti migrazioni nictemerali, tutte le pescate orizzontali e le pescate verticali superficiali sono avvenute nelle ore comprese tra il tramonto e l'alba (Andersen *et al.*, 1992, Andersen *et al.*, 1993). Gli altri campionamenti sono stati condotti durante le ore diurne. Per ogni campione sono state registrate le principali condizioni meteo-marine: stato del mare, forza del vento e copertura del cielo.

I campionamenti verticali sono stati effettuati in 4 stazioni MG6, MG7, MG12 e MG13 (ubicata a 100m dal sito di posizionamento del Terminale, nelle quattro direzioni cardinali) ed 1 stazione di controllo (MG10) a circa due miglia dal punto di posizionamento del rigassificatore. I campioni sono stati prelevati dal fondo a -50m e da -50m alla superficie (- 1m). Per lo studio del meroplancton e dell'ittioplancton sono state effettuate due repliche. I campionamenti orizzontali sono stati realizzati nelle medesime stazioni trainando il retino per 15 minuti, alla profondità di -0,5 -1m.

I campioni biologici totali sono 75; 15 oloplanctonici (5 orizzontali, 10 verticali), 30 meroplanctonici (10 orizzontali, 20 verticali), 30 ittioplanctonici (10 orizzontali, 20 verticali). Per il solo campione oloplanctonico vengono registrati anche i dati relativi alla stima della biomassa con il metodo volumetrico di misura per sedimentazione in cilindri graduati da 100ml dopo 24 ore (Camatti e Ferrari in ISPRA, 2010). La scelta del metodo, rispetto alle indagini biochimiche o al calcolo della biomassa attraverso peso secco e/o umido, è preferibile in quanto, trattandosi del campione di controllo la metodologia conservativa permette di preservare in toto l'intero campione. Tutti i valori sono espressi come numero di individui per metro cubo di acqua filtrata. Per l'identificazione dello zooplancton sono stati utilizzati i seguenti testi: Avancini M. *et al.* 2006; Bertolini F. *et al.*, 1931-1956; Dos Santos A. e Lindley J.A., 2001; Dos Santos, A. e Gonzalez-Gordillo J.I., 2004; Ghirardelli E. e Gamulin T., 2004; Olivar M.P. e Fortuño J.M., 1991; Pessani D. *et al.*, 2004; Ré P. e Meneses I., 2008; Thiriot A., 1974; Tréguobuff G. e Rose M., 1957.

Per quanto riguarda il meroplancton si è provveduto ad analizzare parte del campione in vivo e parte fissato in formalina al 4%. L'osservazione del campione in vivo è utilizzata per ovviare all'alterazione di alcuni caratteri distintivi dell'animale dovuti al fissaggio con la formalina, quali perdita di arti od altre strutture indispensabili per l'identificazione; la decolorazione in alcune fasi larvali. I risultati sono presentati congiuntamente in un'unica tabella in quanto il popolamento è la somma delle due frazioni.

Si precisa che per quanto riguarda l'ittioplancton, la presenza di un contingente non identificabile (larvae ind.) è attribuibile alla presenza di fasi larvali di poche ore di vita che non consentono la caratterizzazione morfologica e l'identificazione specifica se non attraverso indagini di tipo molecolare, non previsti dai metodi di studio del presente lavoro.

### 2.3.4 Saggi ecotossicologici

Il prelievo delle acque per i test eco tossicologici è stato effettuato nell'Inverno 2022 e nell'estate 2022 tramite bottiglia Niskin in 6 stazioni (MG3, MG5, MG6, MG7, MG13, MG12) più due controlli (MG9, MG10). I punti coincidono con quelli scelti per la caratterizzazione della colonna d'acqua (**Figura 1**). In questo caso però i test sono stati eseguiti in corrispondenza di 3 quote batimetriche (0,5 - 12,5 - 50m). Per le coordinate si rimanda alla **Tabella 3**. In assenza di una normativa ad hoc, per la valutazione della tossicità si fa riferimento alla **Tabella 8** utilizzata per gli elutriati (fase acquosa) per i saggi condotti con *V. fischeri*, *P. lividus*, *P. tricorutum* e *D. labrax* ed indicata nel "Manuale per la movimentazione dei sedimenti marini" (ICRAM, 2007).

In seguito all'emergenza Covid -19 alcune Università consorziate hanno incontrato problematiche ad organizzarsi per eseguire le analisi previste dal Piano, perciò nell'anno in corso (A21-E22) è stato deciso di affiancare ai test che hanno avuto maggiori difficoltà nel recupero di organismi, dei saggi omologhi eseguiti con specie diverse facilmente reperibili. A partire dall'inverno 2022, è stato deciso di affiancare al test eseguito con *Dicentrarchus labrax* il saggio analogo eseguito con il copepode *A. tonsa* per la determinazione degli effetti acuti della matrice monitorata. I test sono stati affiancati per dimostrare che forniscono risposte del tutto sovrapponibili.

Tabella 8 - Scala di tossicità relativa al test condotto con <i>Paracentrotus lividus</i> , <i>Vibrio fischeri</i> , <i>Phaeodactylum tricorutum</i> , <i>Dicentrarchus labrax</i> e <i>Acartia tonsa</i> condotti su matrice acquosa.									
<i>Paracentrotus lividus</i>		<i>Vibrio fischeri</i>		<i>Phaeodactylum tricorutum</i>		<i>Dicentrarchus labrax</i>		<i>Acartia tonsa</i>	
EC20/50	Tossicità	EC20/50	Tossicità	EC20/50	Tossicità	EC20/50	Tossicità	EC20/50	Tossicità
EC20 ≥ 90%	Assente	EC20 ≥ 90%	Assente	EC20 ≥ 90%	Assente	EC20 ≥ 90%	Assente	EC20 ≥ 90%	Assente
EC20 < 90%, EC50 > 100%	Bassa	EC20 < 90%, EC50 ≥ 90%	Bassa	EC20 < 90%, EC50 ≥ 100%	Bassa	EC20 < 90%, EC50 ≥ 100%	Bassa	EC20 < 90%, EC50 ≥ 100%	Bassa
40% ≤ EC50 < 100%	Media	20% ≤ EC50 < 90%	Media	40% ≤ EC50 < 100%	Media	40% ≤ EC50 < 100%	Media	40% ≤ EC50 < 100%	Media
EC50 < 40%	Alta	EC50 < 20%	Alta	EC50 < 40%	Alta	EC50 < 40%	Alta	EC50 < 40%	Alta

#### ***Vibrio fischeri* (sistema Microtox®) - fase liquida**

*Vibrio fischeri* è un batterio marino Gram-negativo ed eterotrofo, appartenente alla famiglia delle Vibrionaceae. Il sistema Microtox® è un test biologico di tossicità acuta basato sull'utilizzo della bioluminescenza naturale di questa specie. Poiché in presenza di contaminanti

l'emissione di luce diminuisce, la misura dell'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 acuta della sostanza o della matrice testata. Il saggio biologico è stato applicato all'acqua di mare filtrata a 0,45µm.

**Procedimento del test** – Sono state adottate le procedure previste dal protocollo UNI EN ISO 11348:2009 e dal protocollo "Basic" (Azur Environmental, 1995), a partire da una concentrazione del 90% del campione di acqua, con la sostituzione dei diluenti standard (NaCl al 3,5%) con acqua marina naturale. Tale modifica al protocollo originale è stata apportata poiché l'acqua di mare fornisce un ambiente osmotico e fisiologico più idoneo all'attività metabolica dei batteri rispetto al diluente standard e consente di ottenere, pertanto, risultati più verosimili nello studio di ambienti marino-salmastri. La relazione dose-risposta, ovvero concentrazione del campione-inibizione della bioluminescenza, è stata elaborata mediante un software dedicato (Microtox Omni™ v. 1.16), che consente di individuare l'EC50 (e/o l'EC20), cioè la concentrazione del campione cui corrisponde una riduzione della bioluminescenza pari al 50% (20%).

### ***Phaeodactylum tricorutum***

*Phaeodactylum tricorutum* Bohlin è una diatomea appartenente al gruppo delle Bacillarioficee, ordine delle Pennales.

**Procedimento del test** – Il principio del test, di tipo cronico, consiste nell'espore una coltura algale pura in fase esponenziale per diverse generazioni a concentrazioni note di campione, in condizioni fisico-chimiche standardizzate e con un definito ed omogeneo apporto di nutrienti. È stato adottato il protocollo ISO 10253:2006. Al termine del periodo d'incubazione viene confrontata la crescita algale nel campione con quella del controllo. Il test è stato condotto su campioni della colonna d'acqua. Come terreno di coltura, controllo e diluente è stata impiegata acqua di mare naturale, arricchita con lo stock di nutrienti indicato dal protocollo e sterilizzata tramite filtrazione su membrana da 0,45µm.

Un'aliquota di sospensione algale proveniente da una coltura pura in fase di crescita esponenziale è stata conteggiata automaticamente tramite lo strumento camera di Burkner e diluita in acqua marina, fino ad ottenere una densità di 1.000.000 cell/ml.

Il saggio biologico è stato organizzato con 3 repliche di ogni campione in beute da 50ml.

Sono state effettuate n. 5 diluizioni scalari (1:2) e ogni beuta è stata inoculata in modo da ottenere una densità iniziale di cellule pari a 10.000 cellule/ml. Le beute sono state successivamente incubate per 72 h in camera termostatica a 20 ± 2 °C, con regime di illuminazione continua del tipo cool white e con una intensità compresa tra 7.000 e 8.000 lux (ISO, 10253). La densità algale dei campioni è stata determinata al termine delle 72h.

Ceppo algale: CCAP 1052/1, proveniente da Centre Collection of Algae and Protozoa, SAMS Research Services Ltd, Dunstaffnage Marine Laboratory, OBAN, Argyll PA37 1QA, Scotland.

### ***Dicentrarchus labrax***

I saggi sono stati condotti in accordo con la metodica OCSE n. 203 (Fish Acute Toxicity Test), con le modificazioni relative alla specie indicate in "Applicazione di saggi biologici su acque e sedimenti marini utilizzando stadi larvali e giovanili di branzino (*Dicentrarchus labrax* L.)" (ARPA Ferrara, [http://www.arpa.emr.it/ferrara/sito\\_fad\\_web/intromod3.htm](http://www.arpa.emr.it/ferrara/sito_fad_web/intromod3.htm)) e le linee guida indicate nel D.D. 23/12/2002.

Sono stati utilizzati giovanili (dimensioni 47±8mm in Inverno 2019e dimensioni 58±9mm in estate 2019) di *D. labrax*, provenienti da una avannotteria commerciale in un test di mortalità a 96h. I campioni di acqua sono stati utilizzati al 100% (senza diluizione, in triplicato). Il controllo, ugualmente in triplicato, è stato effettuato utilizzando acqua di mare naturale. In caso di mortalità superiore al 10 % (limite di mortalità accettabilità nel controllo) è prevista l'esecuzione di un test completo con diluizioni scalari alla ricerca dei parametri ecotossicologici LC20/50. Sebbene non siano disponibili indicazioni ufficiali e normative, come tossico di riferimento è stato utilizzato il sodio laurilsolfato (SLS), come indicato nella metodica ARPA Ferrara.

### ***Paracentrotus lividus***

Il test d'embriotossicità è basato sulla capacità degli zigoti (uova fecondate) di raggiungere lo stadio di pluteo durante l'esposizione per 48/72 ore alla matrice acquosa testata. L'assenza o una riduzione significativa dei plutei (presenza degli stadi inferiori al pluteo) e/o la presenza di plutei anomali dimostra la tossicità cronica della matrice testata. Prima dell'allestimento del test sono misurati i seguenti parametri dell'acqua: pH e la salinità.

**Procedimento del test** - Il test è stato allestito in tre repliche, secondo il protocollo integrato EPA/600/R-95/136. L'emissione dei gameti maschili e femminili è stata provocata mediante l'iniezione di 0,5ml di KCl 1M nella cavità celomatica degli organismi. Lo sperma (minimo da tre maschi) è stato raccolto "a secco" e conservato fin al suo utilizzo a 4°C. Le uova (minimo da tre femmine) sono state raccolte "a umido" separatamente da ogni femmina e dopo la valutazione della loro maturità, sono state unite e diluite in acqua di mare naturale filtrata alla concentrazione richiesta dal test (200 uova/ml). La soluzione di uova è stata conservata a 16±2°C. La concentrazione dello sperma è stata determinata in camera di conta (Thoma). Sulla base del conteggio è stata preparata la sospensione dello sperma stimando il rapporto predefinito tra uovo e sperma (1:15000). Nel test di embriotossicità, gli zigoti sono stati esposti a concentrazioni crescenti degli elutriati (100, 50 e 25%). In ogni provetta è stato aggiunto 1ml della soluzione d'uova fecondate alla concentrazione 200 zigoti/ml. Le provette sono state incubate per 72 ore alla temperatura di 16±2°C. Il processo di sviluppo embrionale è stato bloccato con l'aggiunta di 1 ml del formaldeide. Al microscopio sono stati contati 100 embrioni e calcolata la percentuale dei plutei regolari in ogni provetta.

**Stima della tossicità** - Al fine di calcolare la percentuale degli embrioni che non hanno raggiunto lo stadio di pluteo, è stata applicata la correzione di "Abbott" secondo la seguente formula:

$$(x - y) * 100 * (100 - y)^{-1}$$

x = % embrioni che non hanno raggiunto lo stadio di pluteo nel campione da testare; y = % dei plutei nel controllo.

In assenza di una normativa ad hoc, per la valutazione della tossicità si fa riferimento a quella utilizzata per gli elutriati (fase acquosa) (Tabella 8).

#### **Acarta tonsa**

Il saggio di tossicità acuta con il copepode *A. tonsa* è stato eseguito secondo la procedura UNICHIM 2362:2012. Obiettivo del saggio è la determinazione di eventuali effetti acuti della matrice oggetto di monitoraggio, espressi come inibizione della capacità motoria in stadi naupliari di *A. tonsa*.

Procedimento del test - Il saggio prevede l'esposizione di 30 uova/primi stadi naupliari di *A. tonsa*, in 3 repliche da 10 suddivise a loro volta in 2 subrepliche da 5 uova/primi stadi naupliari, a 2,5 mL di matrice acquosa per subreplica ( $S = 30 \pm 1 \%$ ). Il saggio è quindi condotto in condizioni statiche per 24-48 h, a una temperatura di 20°C e in regime di fotoperiodo controllato (14:10; luce:buio) con illuminazione a bassa intensità mantenuta da lampade fluorescenti (500-1000 lux). A 24 ed a 48 h di esposizione vengono conteggiati in ogni subreplica il numero di individui immobili e mobili.

QA-QC - La sensibilità di ogni coltura di *A. tonsa* è stata verificata mediante il test di controllo positivo con Nickel, il cui risultato a 24 h deve essere compreso nell'intervallo 0,19-0,55 mg L<sup>-1</sup> e a 48 h deve essere compreso nell'intervallo 0,12-0,36 mg L<sup>-1</sup>; ogni coltura viene mantenuta per un periodo non superiore a 6 settimane. Affinché il test possa essere considerato valido, la percentuale di schiusa di uova nel controllo deve essere  $\geq 80 \%$  e l'immobilizzazione nel controllo non deve superare il 20 %.

Espressione e analisi dei dati – I risultati del saggio sono stati riportati come % di immobilizzazione. La significatività statistica delle risposte tra campioni e nei confronti del controllo è stata valutata tramite analisi della varianza (ANOVA) a una via.

## **2.4 Sedimenti**

Il sedimento per le analisi fisiche, chimiche, eco tossicologiche e microbiologiche è stato campionato nell'estate 2022 mediante box corer, prelevando da ciascun campione i primi 2cm. Il prelievo dei sedimenti è stato effettuato in 4 stazioni (MG6, MG7, MG13, MG12) e due controlli (MG9, MG10). Per la disposizione dei punti e relative coordinate si rimanda alla **Figura 1** e alla **Tabella 3** rispettivamente.

### **2.4.1 Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche**

#### **Analisi granulometriche**

L'analisi granulometrica per densitometria viene effettuata secondo ASTM D 422-63 (Reapproved 2002). Le dimensioni delle particelle vengono determinate indirettamente, misurandone il tempo di sedimentazione all'interno di un cilindro da 1L, contenente una dispersione delle particelle stesse in acqua distillata. Per il calcolo del diametro del singolo granulo di limo e di argilla, si fa riferimento alla legge di Stokes (1880), la quale permette di determinare il diametro di una sfera avente peso specifico noto, della quale sia nota la velocità di caduta V (in cm/sec), all'interno di un liquido di peso specifico e viscosità conosciuti. Nel corso della prova viene misurata la velocità di caduta delle particelle, vale a dire del tempo che la singola particella impiega per percorrere una determinata distanza. Le letture di tale distanza vengono effettuate mediante un densimetro, che viene introdotto nel cilindro contenente le particelle in esame.

#### **Analisi chimiche**

La determinazione dei metalli (escluso il mercurio) viene effettuata mediante mineralizzazione a microonde e successiva analisi mediante spettroscopia di Assorbimento atomico o spettrometria di emissione atomica accoppiata iduttivamente al plasma a rivelazione ottica.

L'analisi del mercurio è stata effettuata sul campione tal quale mediante tecnica AAS previa decomposizione termica e amalgamazione impiegando un Analizzatore Diretto del Mercurio.

La determinazione dei composti organici volatili viene effettuata mediante analisi gas cromatografica dello spazio di testa sul campione tal quale, mentre la determinazione dei composti organici semivolatili (SVOC) viene eseguita per via gas cromatografica con rivelazione a spettrometria di massa sugli estratti con opportune miscele solventi previa eventuale derivatizzazione e purificazione.

IL TOC si determina con analizzatore diretto del carbonio previa eliminazione del carbonio inorganico mediante trattamento acido.

L'accuratezza delle procedure di digestione (ove effettuata) e di analisi dei campioni è stata verificata impiegando i materiali standard di riferimento; le tarature degli strumenti sono effettuate con soluzioni standard certificate e tracciabili NIST.

Si precisa che la lista dei composti **cloroderivati** è stata fornita da ISPRA dopo l'approvazione del piano.

La lista completa degli analiti ricercati e relativi metodi sono riportati in **Tabella 9**.

<b>Tabella 9</b> - Metodi relativi alla analisi chimiche effettuate sui campioni di sedimento. In corsivo i metodi utilizzati a partire da E22.			
	<b>Metodo</b>	<b>Unita Misura</b>	<b>Limite Rilevabilità</b>
<b>Idrocarburi C10 – C40</b>	UNI EN ISO 16703:2011	mg/kg	1,5
<b>Idrocarburi C&lt;10</b>	EPA 5021A 2014 + EPA 8015C 2007	mg/kg	0,5
<b>Idrocarburi Policiclici Aromatici (IPA)</b>	EPA 3545A:2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270E:2018	mg/kg	0,001
<b>Total Organic Carbon (TOC)</b>	UNI EN 15936:2012	mg/kg	100
	UNI EN 15936:2022		

**Tabella 9** - Metodi relativi alla analisi chimiche effettuate sui campioni di sedimento. In corsivo i metodi utilizzati a partire da E22.

	<b>Metodo</b>	<b>Unita Misura</b>	<b>Limite Rilevabilita</b>
<b>Composti organostannici</b>	UNI EN ISO 23161:2019	mg/kg	0,001
<b>Alluminio (Al)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 6010D:2018	%	0,03
<b>Bario (Ba)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 6010D:2018	mg/kg	1,0
<b>Cromo totale (Cr tot)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 6010D:2018	mg/kg	1,0
<b>Ferro (Fe)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 6010D:2018	%	0,03
<b>Manganese (Mn)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 6010D:2018	mg/kg	5,0
<b>Nichel (Ni)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 6010D:2018	mg/kg	1,0
<b>Rame (Cu)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 6010D:2018	mg/kg	1,0
<b>Zinco (Zn)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 6010D:2018	mg/kg	1,0
<b>Arsenico (As)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 7010:2007	mg/kg	0,3
<b>Cadmio (Cd)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 7010:2007	mg/kg	0,01
<b>Piombo (Pb)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 7010:2007	mg/kg	0,3
<b>Mercurio (Hg)</b>	EPA 7473:2007	mg/kg	0,005
<b>Acidi aloacetici</b>			
Dalapon	EPA 5523 – 2003 Modificato	µg/kg	0,4
Acido Dibromoacetico	EPA 5523 – 2003 Modificato	µg/kg	0,2
Acido Tribromoacetico	EPA 5523 – 2003 Modificato	µg/kg	5
Acido Monobromoacetico	EPA 5523 – 2003 Modificato	µg/kg	0,4
Acido Bromodichloroacetico	EPA 5523 – 2003 Modificato	µg/kg	0,4
Acido Bromocloroacetico	EPA 5523 – 2003 Modificato	µg/kg	0,4
Acido Dichloroacetico	EPA 5523 – 2003 Modificato	µg/kg	1,6
Acido Trichloroacetico	EPA 5523 – 2003 Modificato	µg/kg	0,2
Acido Monocloroacetico	EPA 5523 – 2003 Modificato	µg/kg	3
Acido Clorodibromoacetico	EPA 5523 – 2003 Modificato	µg/kg	1,2
<b>Alometani, aloacetoniirili, composti organici volatili (VOC)</b>			
Cloroformio	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	0,05
1,1,1-Tricloroetano	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	0,05
Tetracloruro di carbonio	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	0,05
Tricloroetilene	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	0,05
Bromodichlorometano	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	0,05
1,1,2-Tricloroetano	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	0,05
Tetracloroetilene	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	0,05
Bromoformio	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	0,05
Dibromoclorometano	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	0,05
1,2-Dibromoetano	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	0,05
Tricloroacetoniirile	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	0,05
Dicloroacetoniirile	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	0,05
1,1-dicloro-2-propanone	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	0,5
1,2,3-Tricloropropano	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	0,05
Dibromoacetoniirile	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	5
1,2-Dibromo-3-Cloro-propano	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	0,2
1,1,1-Tricloro-2-propanone	EPA 5035A:2002 + EPA8260D:2018	µg/kg	1
<b>Alofenoli (SVOC)</b>			
2,4-Diclorofenolo	EPA 3545A:2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270E:2018	µg/kg	0,5
2,4,6-Triclorofenolo	EPA 3545A:2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270E:2018	µg/kg	0,5
4-Cloro-3-Metilfenolo	EPA 3545A:2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270E:2018	µg/kg	0,5

### Analisi microbiologiche

La ricerca di coliformi fecali, coliformi totali, streptococchi fecali sono state effettuate seguendo le seguenti metodologie.

Coliformi totali e fecali: CNR-IRSA metodi analitici per le acque 2003 7010

Coliformi fecali: CNR-IRSA metodi analitici per le acque 2003 7010A

Streptococchi fecali (Enterococchi): APAT CNR IRSA 7040 / metodo A

### 2.4.2 Saggi ecotossicologici

Durante il moitoraggio in corso (A21-E22) è stato deciso di integrare il numero di saggi biologici in modo da ottenere una batteria idonea che fornisca dati elaborabili tramite il software SediQualSoft 109.0® utilizzato per la definizione della qualità (pericolo) dei sedimenti marino-

salmastrici. Il software si basa su un giudizio di pericolo ecotossicologico (Hazard Quotient\_batteria) che varia da Assente a Molto alto, elaborato dalla integrazione ponderata dei risultati dei saggi biologici impiegati, in accordo al D.M 173 /2016. Dal momento che tale decreto prevede l'utilizzo di una batteria di minima composta da almeno 3 organismi appartenenti a gruppi tassonomici ben distinti le cui combinazioni devono essere caratterizzate da almeno un saggio su fase solida, almeno un saggio su fase liquida e almeno un saggio che valuti gli effetti cronici e di comprovata sensibilità, sono stati introdotti 2 nuovi saggi ad integrazione dei preesistenti: *Corophium orientale* su fase solida a 10 giorni e *Vibrio fischeri* su fase liquida.

### **Paracentrotus lividus**

Il test d'embriotossicità è stato effettuato sull'elutriato.

Gli elutriati vengono preparati dai sedimenti freschi secondo il protocollo EPA 823-B-98-004. February 1998. Un'aliquota del sedimento da testare è unita con il volume calcolato dell'acqua di mare naturale filtrata in rapporto 1:4. Le sospensioni ottenute sono poste in agitazione per 1 ora e in seguito centrifugate a temperatura di 10°C per 20' a 3000rpm. Il soprannatante, che rappresenta l'elutriato, è prelevato e conservato alla temperatura di -30°C. Prima dell'allestimento del test sono stati misurati i seguenti parametri dell'elutriato: pH e la salinità. Procedimento del test - Il test è stato condotto con le stesse procedure descritte per il test di embriotossicità condotto sull'acqua (EPA/600/R-95/136),

La tossicità degli elutriati è stata stimata sulla base dei valori di EC20 ed EC50, calcolati con i metodi Trimmed Spearman-Kärber e Probit. Per la stima della tossicità vedi **Tabella 8**.

### **Corophium orientale**

Il principio del saggio biologico con *C. orientale*, consiste nell'esposizione di un numero stabilito di organismi per 28 e 10 giorni al sedimento tal quale, con la finalità di stimare la percentuale di mortalità degli organismi stessi.

Gli anfipodi sono stati campionati setacciando il sedimento (con setaccio a maglia di 0,5mm) per selezionare organismi giovani (~4mm) idonei per il test, scartando gli individui maturi e quelli di taglia minore (< 4mm). Gli anfipodi selezionati sono portati in laboratorio ed acclimatati alle seguenti condizioni: Temperatura dell'acqua: 16 ± 2°C; Salinità: 36 ± 2‰; Illuminazione: continua; O<sub>2</sub> disciolto nell'acqua sovrastante il sedimento: > 60 %.

*Procedimento del saggio* - Il saggio è allestito secondo il protocollo ISO 16712:2005, EPA/600/R-94/025). Circa 200cc di sedimento da testare vengono introdotti all'interno di un barattolo da 1 litro e vengono aggiunti circa 750cc di acqua di mare naturale filtrata. Per ogni campione sono state allestite 4 repliche e in ciascun barattolo sono stati inseriti 25 individui. Come sedimento di controllo è stato utilizzato il sedimento nativo proveniente da un sito non contaminato.

Dopo 28 e 10 giorni il contenuto di ogni becker è stato setacciato (500µm) e gli organismi vivi contati. Sono stati considerati morti gli anfipodi che, dopo una delicata stimolazione, non mostravano alcun movimento. La sensibilità degli organismi (96 h LC50) è stata determinata tramite l'esposizione per 96 ore a concentrazioni crescenti di CdCl<sub>2</sub> (0,8 mg/l; 1,6 mg/l; 3,2 mg/l; e 6,4 mg/l).

All'inizio e alla fine del saggio biologico sono stati misurati i seguenti parametri dell'acqua sovrastante il sedimento: pH, salinità, NH<sub>4</sub><sup>+</sup> e ossigeno disciolto. Per la stima della tossicità vedi **Tabella 10**.

<b>Tabella 10</b> - Scala di tossicità relativa a test ecotossicologico con <i>Corophium orientale</i> e <i>Vibrio fischeri</i> (sedimenti).			
<i>Corophium orientale</i>		<i>Vibrio fischeri</i>	
EC20/50	Tossicità	Sediment Toxicity Index	Tossicità
M ≤ 15%	Assente	0 < S.T.I. ≤ 1	Assente
15% < M ≤ 30%	Bassa	1 < S.T.I. ≤ 3	Bassa
30% < M ≤ 60%	Media	3 < S.T.I. ≤ 6	Media
M > 60%	Alta	6 < S.T.I. ≤ 12	Alta

### **Vibrio fischeri (sistema Microtox®) - fase solida**

Il saggio biologico è stato applicato al sedimento tal quale, seguendo la metodica Microtox Solid Phase Test (SPT) indicata in "Metodologie analitiche di Riferimento, ICRAM, 2001 – APPENDICE 2 Valutazione della tossicità naturale nel saggio Microtox in fase solida: la normalizzazione pelitica, Onorati et al. 2001."

In sintesi i batteri sono stati esposti in 35ml di acqua di mare naturale per 20 minuti in agitazione (T 15 °C) a 7g di sedimento umido. N. 2 aliquote di 1,5ml sono state prelevate con una pipetta con un puntale del diametro di 1mm, passate in una colonna filtro: su tale frazione acquosa è stato condotto il test, attraverso l'applicazione di 13 diluzioni scalari e 3 controlli.

I valori di EC50 in mg/l sono stati normalizzati per il peso secco del sedimento. Successivamente il valore di EC50 è stato convertito da mg/l in percentuale; tale valore è stato poi trasformato in unità tossiche (TU=100/EC50). Ai fini del calcolo del Sediment Toxicity Index (STI) è stato necessario anche calcolare la tossicità naturale stimata attraverso l'algoritmo di correzione pelitica:  $y=0.28+2.728*\%pelite$  (sulla frazione < 1mm). Per le analisi è stato utilizzato il lotto batterico n. 14A4003 (scadenza 01/2016, ECOTOX s.r.l., Pregnana Milanese, MI). Per la stima della tossicità vedi **Tabella 10**.

Prima dell'analisi, la taratura dello strumento e la qualità dei batteri sono state controllate con il tossico di riferimento (fenolo); il valore di EC50 dopo 5 minuti è risultato 19,26mg/l (valori di riferimento EC50=13-26mg/l, metodica ISO 11248-3 2007).

I batteri sono stati inoltre testati con un'altra sostanza di riferimento (Cu<sup>++</sup>): i valori EC50 a 5 minuti di 0.86 mg/l e di 0.49 mg/l a 15 minuti sono rientrati all'interno del range di riferimento relativo al test Microtox® (0,42 – 1,16mg/l e 0,03 – 0,75mg/l rispettivamente per il test a 5 e 15 minuti) UNICHIM (Onorati *et al.* 2007).

### **Vibrio fischeri (sistema Microtox®) - fase liquida**

*Vibrio fischeri* è un batterio marino Gram-negativo ed eterotrofo, appartenente alla famiglia delle Vibrionaceae. Il sistema Microtox® è un test biologico di tossicità acuta basato sull'utilizzo della bioluminescenza naturale di questa specie. Poiché in presenza di contaminanti l'emissione di luce diminuisce, la misura dell'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 acuta della sostanza o della matrice testata. Il saggio biologico è stato applicato all'acqua di mare filtrata a 0,45µm.

**Procedimento del test** – Sono state adottate le procedure previste dal protocollo UNI EN ISO 11348:2009 e dal protocollo "Basic" (Azur Environmental, 1995), a partire da una concentrazione del 90% del campione di acqua, con la sostituzione dei diluenti standard (NaCl al 3,5%) con acqua marina naturale. Tale modifica al protocollo originale è stata apportata poiché l'acqua di mare fornisce un ambiente osmotico e fisiologico più idoneo all'attività metabolica dei batteri rispetto al diluente standard e consente di ottenere, pertanto, risultati più verosimili nello studio di ambienti marino-salmastri. La relazione dose-risposta, ovvero concentrazione del campione-inibizione della bioluminescenza, è stata elaborata mediante un software dedicato (Microtox Omni™ v. 1.16), che consente di individuare l'EC50 (e/o l'EC20), cioè la concentrazione del campione cui corrisponde una riduzione della bioluminescenza pari al 50% (20%).

Per la stima della tossicità vedi **Tabella 8**.

### **Analisi ponderata del pericolo chimico ed ecotossicologico: classificazione della qualità dei sedimenti**

I dati sono stati raccolti in due matrici (stazioni x contaminanti e stazioni x saggi ecotossicologici) e elaborati tramite il software SediQualSoft 109.0® per la definizione della qualità (pericolo) dei sedimenti marino-salmastri (Istituto Superiore per la Protezione e la Ricerca Ambientale). Attraverso il Sediqualsoft viene valutata la qualità dei materiali dei sedimenti marini applicando i criteri di integrazione ponderata dei dati chimici ed ecotossicologici: la classificazione chimica si basa sull'indice *Hazard Quotient\_chimico* (HQc) che considera la tipologia, il numero e l'entità dei parametri non conformi rispetto ai livelli chimici di riferimento (L1 e L2) riportati nella tab. 2.5 del D.M. 173/2016, mentre la classificazione ecotossicologica si basa su un giudizio di pericolo ecotossicologico (*Hazard Quotient\_batteria*) che varia da Assente a Molto alto, elaborato dalla integrazione ponderata dei risultati dei saggi biologici impiegati.

La valutazione integrata della classe di qualità dei sedimenti prevede 5 classi di qualità con le rispettive opzioni di gestione che vanno dalla A alla E, dove la classe A corrisponde ai sedimenti di qualità ambientale più elevata mentre con la E si identifica la classe peggiore, che prevede un'eventuale rimozione in sicurezza del sedimento dall'ambiente marino dopo la valutazione di rischio.

In **Tabella 11**, si riportano le opzioni di gestione relative alle classi di appartenenza del sedimento. Le opzioni di gestione non sono oggetto del presente lavoro, sono riportate solo perché consentono di capire meglio il significato della classificazione.

**Tabella 11** – Opzioni di gestione compatibili con la classe di qualità del sedimento.

Classe	Opzioni di gestione
A	<ul style="list-style-type: none"> <li> <b>RIPASCIMENTO</b> della spiaggia emersa con pelite ≤10% o altro valore stabilito su base regionale;</li> <li> <b>RIPASCIMENTO</b> della spiaggia sommersa con frazione sabbiosa prevalente;</li> <li> <b>IMMERSIONE DELIBERATA IN AREE MARINE NON COSTIERE</b> (oltre 3 mn);</li> <li> <b>IMMERSIONE IN AMBIENTE CONTERMINATO MARINO COSTIERO.</b></li> </ul>
B	<ul style="list-style-type: none"> <li> <b>IMMERSIONE DELIBERATA IN AREE MARINE NON COSTIERE</b> (oltre 3 mn) con monitoraggio ambientale;</li> <li> <b>IMMERSIONE IN AMBIENTE CONTERMINATO</b> in ambito portuale incluso capping, con monitoraggio ambientale.</li> </ul>
C	<ul style="list-style-type: none"> <li> <b>IMMERSIONE IN AMBIENTE CONTERMINATO</b> in ambito portuale in grado di trattenere tutte le frazioni granulometriche del sedimento, incluso capping all'internodi aree portuali con idonee misure di monitoraggio ambientale.</li> </ul>
D	<ul style="list-style-type: none"> <li> <b>IMMERSIONE IN AMBIENTE CONTERMINATO IMPERMEABILIZZATO</b>, con idonee misure di monitoraggio ambientale.</li> </ul>
E	<ul style="list-style-type: none"> <li> <b>EVENTUALE RIMOZIONE IN SICUREZZA DELL'AMBIENTE MARINO DOPO VALUTAZIONE DI RISCHIO</b>, secondo quanto previsto dalla normativa vigente.</li> </ul>

## **2.5 Biota**

### **2.5.1 Macrozoobenthos**

Il campionamento dei sedimenti per la caratterizzazione di popolamenti macrobentonici è stato effettuato nelle quattro stagioni (A21, I22, P22, E22) tramite benna Van Veen (con volume pari a 25 litri e superficie di campionamento di 0,1m<sup>2</sup> in corrispondenza di 4 stazioni prossime

al Terminale (MG13, MG12, MG6, MG7) e 4 poste a 300 m da esso (stazioni Intermedie: MG4, MG8, MG11, MG14) e 4 poste tra i 1000 e i 2000 metri da esso (MG9, MG10, MG1, MG2).

Per la disposizione dei punti e relative coordinate si rimanda alla **Figura 1** e alla **Tabella 3 – Coordinate teoriche (WGS 84)** dei punti di campionamento, rispettivamente. Ciascun campione è stato setacciato su maglia 0,5mm e fissato in formalina al 8 % in acqua di mare per ridurre eventuali fenomeni di shock osmotico. In ciascuna stazione sono state prelevate 4 repliche. I campioni sono stati quindi esaminati in laboratorio. Prima di procedere al sorting, i campioni sono stati lavati, per eliminare la formalina. Il sorting è stato effettuato con l'ausilio di uno stereomicroscopio da dissezione. La determinazione tassonomica è stata fatta, quando possibile, fino al livello di specie. Gli individui sono stati conservati in alcool al 70%. Dopo la determinazione tassonomica è stata costruita una matrice specie x stazioni sottoposta a Cluster Analysis e non-metric Multidimensional Scaling (n-MDS) dopo aver ottenuto la matrice triangolare tramite la similarità di Bray-Curtis. I dati non sono stati trasformati (Clarke & Warwick, 2001). La Cluster analysis è una tecnica di classificazione che raggruppa le stazioni sulla base della loro percentuale di similarità. L'MDS è una tecnica di ordinamento che restituisce un piano bi o tridimensionale dove le stazioni sono posizionate in base alla loro similarità reciproca. Nel caso dell'MDS non metrico l'ordinamento viene fatto basandosi sui ranghi di similarità tra le stazioni.

L'analisi strutturale del popolamento è stata condotta attraverso il calcolo dei seguenti indici: numero totale di individui (N), numero di specie (S), ricchezza specifica di Margalef (D), diversità specifica di Shannon-Weaver (H') ed equitabilità di Pielou (J).

Il calcolo degli indici ecologici, la Cluster Analysis e l'n-MDS sono stati effettuati utilizzando il software PRIMER 6.0 (PRIMER-E Ltd, Plymouth, U. K.; Clarke & Warwick, 2001; Clarke & Gorley, 2006). I metodi di elaborazione dati utilizzati per i confronti inter e intra stagionali sono riportati nel secondo volume Capitolo 7.

## 2.5.2 Meiobenthos

Il prelievo del sedimento per lo studio della meiofauna è stato effettuato in 2 stagioni (I22, E22) tramite box-corer o benna Van Veen, nelle medesime stazioni previste per la macrofauna (MG1, MG2, MG4, MG6, MG7, MG8, MG9, MG10, MG11, MG14, MG13, MG12). Per ciascuna stazione sono state prelevate 4 repliche.

Per lo studio della meiofauna ciascun campione è stato subcampionato inserendo manualmente nel sedimento per 3cm un carotatore cilindrico di Plexiglas di 2,75cm di diametro. Subito dopo il prelievo le carote di sedimento sono state trasferite in appositi barattoli, la fauna di ciascuna carota è stata narcotizzata con una soluzione di Cloruro di Magnesio (MgCl<sub>2</sub>) al 7% e dopo 10 minuti fissata e conservata in una soluzione di formalina al 10% neutralizzata con borax. In laboratorio a ciascun campione è stato aggiunto del Rosa Bengala per colorare la fauna al fine di facilitarne il riconoscimento nelle successive analisi.

La separazione degli animali dal sedimento, nota come fase di estrazione, è stata fatta attraverso il metodo della centrifugazione in gradiente di Ludox AM-30 (Pfannkuche & Thiel, 1988), preceduto dalla vagliatura di ciascun campione mediante due setacci sovrapposti con maglie rispettivamente di 1mm e 63µm. Il setaccio a maglie più grandi consente di eliminare il detrito grossolano e il macrobenthos, quello a maglie inferiori invece permette l'eliminazione della frazione più fine del sedimento e della microfauna, trattenendo la frazione costituita da sabbia e meiofauna. Successivamente il materiale di quest'ultima frazione (sabbia + meiofauna) è stato distribuito in diverse provette da 50ml, dosando al massimo 20ml di materiale per provetta, addizionato con Ludox, e sottoposto a centrifugazione (5 minuti a 2000rpm) per estrarre la meiofauna (Todaro *et al.* 2001). Il Ludox AM-30 è un gel di silice con densità simile a quella degli organismi della meiofauna (d=1,210); pertanto, se utilizzato come fase liquida durante la centrifugazione facilita il trasferimento degli organismi dal sedimento al surnatante. Dopo la centrifugazione il surnatante di ciascuna provetta è stato filtrato attraverso un setaccio con maglie di 63 µm per raccogliere e concentrare la meiofauna.

Per ciascun campione il procedimento di centrifugazione-concentrazione è stato ripetuto almeno tre volte, al termine delle quali gli animali sono stati lavati con acqua corrente, per eliminare i residui di Ludox, trasferiti in appositi contenitori e conservati in formalina al 5%. La centrifugazione in gradiente di Ludox è un metodo di estrazione della meiofauna generalmente molto efficace, infatti l'ispezione al microscopio nel sedimento così defaunato (pellet), ha consentito di accertare che nel nostro caso l'efficienza è stata praticamente pari al 100% per quanto riguarda la totalità dei taxa multicellulari e protozoi ciliati.

Successivamente all'estrazione, gli organismi di ciascun campione, suddivisi in due-tre aliquote, sono stati trasferiti in piastre Petri con fondo retinato, e, con l'ausilio di uno stereomicroscopio (Wild M8), sono stati identificati per principale gruppo tassonomico di appartenenza (ordine-phyllum) e contati (Todaro *et al.* 2002); per il riconoscimento di individui particolarmente problematici, si è ricorso al microscopio a contrasto interferenziale secondo Nomarski (Nikon Eclipse i90). Conformemente ad altri studi di meiobentologia i nauplii sono stati considerati come costituenti un gruppo sistematico distinto, mentre ai fini dei confronti statistici, soprattutto futuri, è risultato utile istituire già in questa sede la categoria "altri" dove sono state fatte confluire le abbondanze dei taxa numericamente secondari (cf. Warwick *et al.*, 1990; Carman *et al.*, 1995).

I dati raccolti sono stati utilizzati per creare una matrice delle abbondanze utilizzata come base nelle analisi univariate e multivariate. Per le analisi univariate sono stati calcolati i principali indici ecologici: numero di taxa rinvenuti (S), diversità di Shannon-Wiener (H'), equitabilità di Pielou (J'), dominanza di Simpson (λ'). Le significatività di eventuali differenze nei valori medi sono state valutate per mezzo dell'analisi della varianza (ANOVA) o del t-test, valutando le differenze tra coppie di campioni mediante il test di Tukey. Prima di procedere con i confronti è stato accertato che i valori rispettassero agli assunti di distribuzione normale e di omogeneità della varianza. In caso negativo, prima di proseguire ulteriormente, si è provveduto alla trasformazione dei dati mediante l'equazione  $y = \log(x+1)$ . Nei casi in cui le trasformazioni apportate non hanno sortito gli effetti desiderati, si è fatto ricorso ad analisi statistiche non parametriche (ANOVA on Ranks, Mann-Whitney Rank Sum Test e Dunn's Method). Le analisi Statistiche multivariate (Cluster Analysis, MDS) sono state effettuate sulla matrice di similarità di Bray-Curtis, ottenuta dalla matrice delle abbondanze medie delle singole stazioni previa trasformazione logaritmica. L'Analisi della varianza (ANOVA) e i t-test, sono state condotte utilizzando il pacchetto applicativo SigmaStat-SigmaPlot 9.0 (Systat software, California, USA). Il

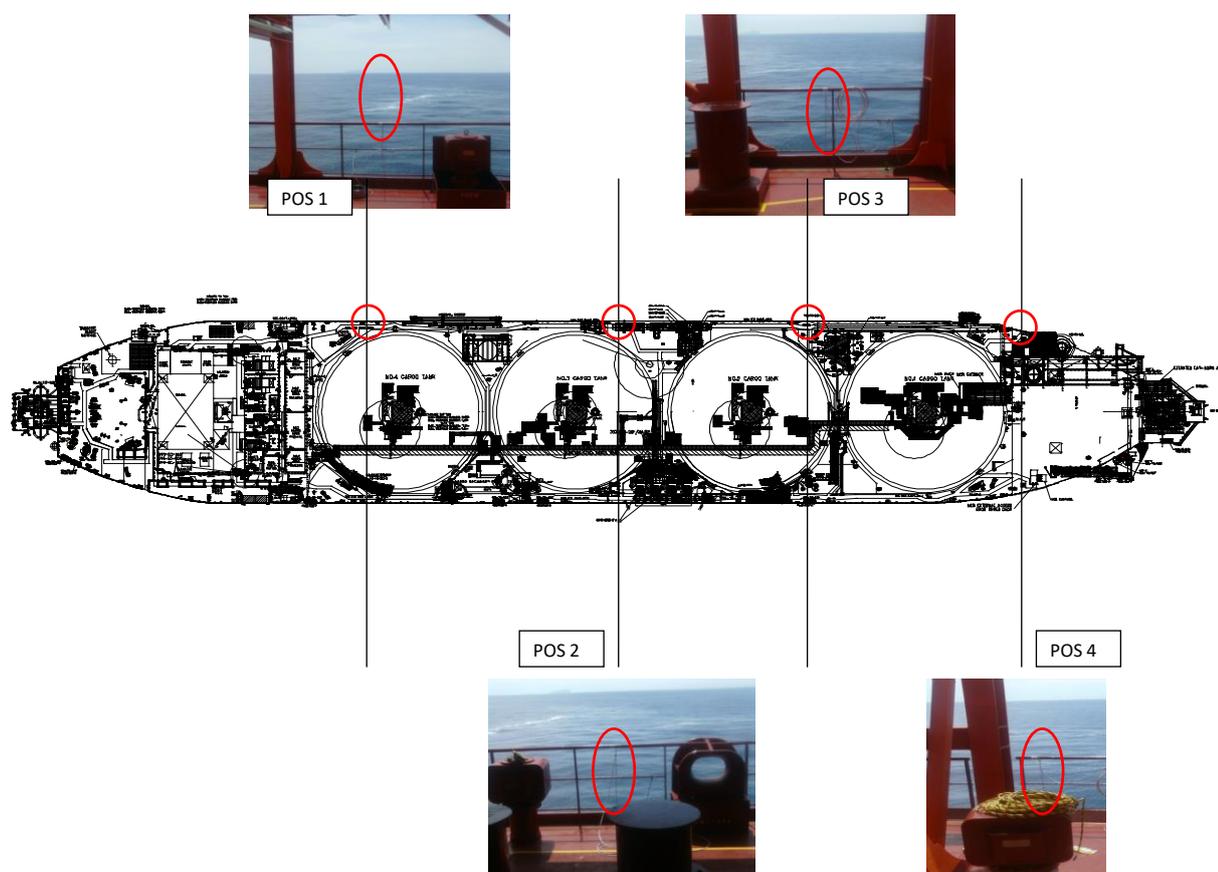
calcolo degli indici ecologici, la Cluster Analysis e l'n-MDS sono stati effettuati utilizzando il software PRIMER 6.0 (PRIMER-E Ltd, Plymouth, U. K.; Clarke & Warwick, 2001; Clarke & Gorley, 2006).

### 2.5.3 Bioaccumulo

Le indagini di bioaccumulo sono state eseguite utilizzando il bioindicatore *Mytilus galloprovincialis*. Tuttavia non è stato possibile prelevare gli organismi dalla carena del Terminale, previsto come prima opzione dal Piano di Monitoraggio dell'Ambiente Marino, poiché non insediati al momento di inizio delle attività di monitoraggio. Per questo motivo le indagini di bioaccumulo e biomarker risultano posticipate rispetto a quanto previsto del suddetto Piano e nel primo anno di monitoraggio sono state effettuate in sole due campagne (primavera ed autunno) come documentato dalla lettera inviata da OLT a Ispra il 12 maggio 2014 (prot. 2014/OUT/GENER/B/0290).



Gabbie usate sul Terminale FSRU (sx) e in Gorgona (dx).



Dal terzo anno di monitoraggio anche queste indagini sono state fatte su base stagionale.

Constatata l'assenza di mitili insediati naturalmente sulle strutture del FSRU, il monitoraggio è stato avviato con la modalità definita "attiva": i mitili sono stati prelevati dall'impianto di acquicoltura presente nell'area marina antistante Isola di Palmaria (Golfo di La Spezia) poco o affatto influenzata da fonti di impatto. I mitili sono stati quindi collocati in 4 stazioni di monitoraggio (come mostrato nello schema sottostante)

scelti lungo il Terminale e in una stazione di controllo presso l'Isola di Gorgona (Stazione E). Durante questa fase di esposizione i mitili vengono alloggiati in reticelle di nylon e collocati all'interno di una gabbia di acciaio inox alla profondità di 12 metri. Dopo circa 4 settimane i mitili vengono prelevati e sottoposti alle analisi secondo le procedure sotto riportate. Inoltre, all'atto della traslocazione, un campione di mitili appena prelevato dall'impianto di acquicoltura (denominato Tempo 0) viene sottoposto alle medesime indagini.

In **Tabella 12** oltre all'elenco dei siti di monitoraggio, sono riportate le tempistiche delle attività.

Si precisa che i mitili sono stati utilizzati anche per l'analisi dei biomarkers descritta nel paragrafo 2.5.4.

Nome sito	Posizione (Pos)	Autunno 2021		Inverno 2022		Primavera 2022		Estate 2022	
		Data posa	Data ritiro	Data posa	Data ritiro	Data posa	Data ritiro	Data posa	Data ritiro
Mitili tempo zero	La Spezia		23.11.21*		02.03.22*		30.05.22*		01.09.22*
Stazione E	Gorgona	23.11.21	13.12.21	02.03.22	24.03.22	30.05.22	21.06.22	01.09.22	03.10.22
Stazione A	Pos 1 (poppa nave)	23.11.21	13.12.21	02.03.22	24.03.22	30.05.22	21.06.22	01.09.22	03.10.22
Stazione B	Pos 2	23.11.21	13.12.21	02.03.22	24.03.22	30.05.22	21.06.22	01.09.22	03.10.22
Stazione C	Pos 3	23.11.21	13.12.21	02.03.22	24.03.22	30.05.22	21.06.22	01.09.22	03.10.22
Stazione D	Pos 4 (prua nave)	23.11.21	13.12.21	02.03.22	24.03.22	30.05.22	21.06.22	01.09.22	03.10.22

\* riferito al ritiro dall'impianto di La Spezia

### Analisi chimiche

La determinazione dei metalli (escluso il mercurio) viene effettuata mediante mineralizzazione a microonde e successiva analisi mediante spettroscopia di Assorbimento atomico o spettrometria di emissione atomica accoppiata iduttivamente al plasma a rivelazione ottica.

L'analisi del mercurio è stata effettuata sul campione tal quale mediante tecnica AAS previa decomposizione termica e amalgamazione impiegando un Analizzatore Diretto del Mercurio.

La determinazione dei composti organici volatili viene effettuata mediante analisi gas cromatografica dello spazio di testa sul campione tal quale, mentre la determinazione dei composti organici semivolatili (SVOC) viene eseguita per via gas cromatografica con rivelazione a spettrometria di massa sugli estratti con opportune miscele solventi previa eventuale derivatizzazione e purificazione.

L'accuratezza delle procedure di digestione (ove effettuata) e di analisi dei campioni è stata verificata impiegando i materiali standard di riferimento; le tarature degli strumenti sono effettuate con soluzioni standard certificate e tracciabili NIST.

Per i metodi di analisi e i limiti di rilevabilità si rimanda alla **Tabella 13**.

In riferimento alla prescrizione 13 delle Determinazioni 2990 DVA R.D.R 0000100.04-04-2017 e 3337 DVA R.D.R 0000277.28-09-2017 le concentrazioni dei metalli saranno riportate sia in sostanza secca (s.s.) sia in peso fresco (p.f.).

	Metodo	Unita Misura	Limite Rilevabilità
<b>Idrocarburi C&lt;10</b>	EPA 5021A 2014 + EPA 8015C 2007	mg/kg	0,5
<b>Idrocarburi C10-C40</b>	UNI EN ISO 16703:2011	mg/kg	5
<b>Idrocarburi Policiclici Aromatici (IPA)</b>	EPA 3550C: 2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270E:2018	mg/kg	0,001
<b>Composti organostannici</b>	UNI EN ISO 23161:2022	mg/kg	0,001
<b>Bario (Ba)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 6010D:2018	mg/kg	1,0
<b>Cromo totale (Cr)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 6010D:2018	mg/kg	1,0
<b>Ferro (Fe)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 6010D:2018	%	0,03
<b>Manganese (Mn)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 6010D:2018	mg/kg	5,0
<b>Nichel (Ni)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 6010D:2018	mg/kg	1,0
<b>Rame (Cu)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 6010D:2018	mg/kg	1,0
<b>Vanadio (V)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 6010D:2018	mg/kg	1,0
<b>Zinco (Zn)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 6010D:2018	mg/kg	1,0
<b>Arsenico (As)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 7010:2007	mg/kg	0,3
<b>Cadmio (Cd)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 7010:2007	mg/kg	0,01
<b>Piombo (Pb)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 7010:2007	mg/kg	0,3
<b>Mercurio (Hg)</b>	EPA 7473:2007	mg/kg	0,005
<b>Acidi aloacetici</b>			
Dalapon	MI/C/10	µg/kg	2
Acido Dibromoacetico	MI/C/10	µg/kg	1
Acido Tribromoacetico	MI/C/10	µg/kg	10
Acido Monobromoacetico	MI/C/10	µg/kg	2
Acido Bromodichloroacetico	MI/C/10	µg/kg	5
Acido Bromocloroacetico	MI/C/10	µg/kg	2

**Tabella 13** - Metodi relativi alla analisi chimiche effettuate su *M. galloprovincialis*.

		Metodo	Unita Misura	Limite Rilevabilità
Acido Dicloroacetico	MI/C/10		µg/kg	3
Acido Tricloroacetico	MI/C/10		µg/kg	2
Acido Monocloroacetico	MI/C/10		µg/kg	3
Acido Clorodibromoacetico	MI/C/10		µg/kg	5
<b>Alometani, composti organici volatili (VOC)</b>				
1,1,1-Tricloro Etano	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260D:2018		µg/kg	< 0,2
1,1,2-Tricloro Etano	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260D:2018		µg/kg	< 0,2
Bromo Dicloro Metano	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260D:2018		µg/kg	< 0,2
Bromoformio	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260D:2018		µg/kg	< 0,5
Carbonio Tetracloruro	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260D:2018		µg/kg	< 0,2
Cloroformio	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260D:2018		µg/kg	< 0,2
Dibromo Cloro Metano	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260D:2018		µg/kg	< 0,2
Tetracloro Etilene	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260D:2018		µg/kg	< 0,15
Tricloro Etilene	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260D:2018		µg/kg	< 0,25
1,2,3-Tricloro propano	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260D:2018		µg/kg	< 0,6
1,2-Dibromo Etano	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260D:2018		µg/kg	< 0,25
<b>Aloacetoniitriili</b>				
Tricloroacetoniitrile	MI/C/11		µg/kg	0,5
Dibromoacetoniitrile	MI/C/11		µg/kg	0,8
<b>Alufenoli (SVOC)</b>				
2,4-Diclorofenolo	EPA 3550C: 2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270E:2018		µg/kg	0,5
2,4,6-Triclorofenolo	EPA 3550C: 2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270E:2018		µg/kg	0,5
4-Cloro-3-Metilfenolo	EPA 3550C: 2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270E:2018		µg/kg	0,5
Pentaclorofenolo	EPA 3550C: 2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270E:2018		µg/kg	0,5

### Analisi microbiologiche

È stata effettuata la conta di Coliformi totali (APHA – Compendium of methods for the microbiological examination of foods – Ed 4th 2001, Cap.9), Streptococchi fecali (NF V08-060:2009), Coliformi fecali (APHA Compendium of methods for the microbiological examination of foods ed 4th 2001, Cap 9).

### 2.5.4 Biomarkers

L'analisi dei biomarker è stata effettuata in corrispondenza dei siti riportati in **Tabella 12**. Per ogni stazione sono state indagate 5 o 7 repliche in base al tipo di biomarker.

In ecotossicologia con il termine *Biomarker* si intende ogni variazione biochimica, cellulare o fisiologica che può essere misurata in un organismo sentinella e che fornisce l'evidenza di un'esposizione e/o effetto di uno o più contaminanti. Il mitilo mediterraneo (*Mytilus galloprovincialis*) è stato scelto come organismo sentinella in quanto ampiamente utilizzato nel monitoraggio dell'ambiente marino. Sono stati selezionati tre diversi *biomarker*, due dei quali in grado di rilevare possibili alterazioni a livello cellulare e uno mirato a valutare le possibili alterazioni istologiche a carico dell'apparato branchiale. I parametri indagati sono sensibili allo stress ossidativo, pertanto sono idonei per valutare i possibili effetti residui dell'uso di ipoclorito di sodio come antifouling sull'ambiente marino circostante. Sono stati indagati i seguenti biomarker:

**Neutral Red Retention Time (NRRT).** Numerose indagini hanno dimostrato che le membrane lisosomiali sono altamente sensibili allo stress ossidativo che ne provoca l'alterazione strutturale e funzionale (Regoli *et al.* 2004). Il Neutral Red (NR) è un colorante lipofilo e come tale attraversa facilmente le membrane plasmatica e lisosomiale. Nei lisosomi, il pH acido impedisce al colorante di ritornare liberamente nel citoplasma. L'efficienza con cui il NR rimane intrappolato nei lisosomi dipende quindi dalla funzionalità della pompa protonica, presente sulla membrana, responsabile per il trasporto attivo di ioni H<sup>+</sup> all'interno dell'organulo. L'alterazione strutturale e funzionale della membrana lisosomiale viene valutata mediante la misura del tempo di ritenzione del rosso neutro all'interno dei lisosomi secondo il protocollo descritto nel *Manual on the Biomarkers Recommended for the Med-Pol Biomonitoring Programme* messo a punto nell'ambito dell'UNEP-MAP (*United Nations Environment Programme – Mediterranean Action Plan*). In breve, 40 µl di emolinfa (prelevata dal muscolo adduttore posteriore) diluita 1:1 con soluzione salina vengono posti su un vetrino e lasciati incubare in camera umida (16°C) per 30 minuti. Dopo rimozione del liquido in eccesso, alle cellule aderenti al vetrino sono aggiunti 40µl di NR in soluzione fisiologica e lasciati incubare in camera umida (16°C) per 15 minuti. Dopo aver rimosso il liquido in eccesso e proceduto con un lavaggio in soluzione fisiologica, il vetrino viene osservato al microscopio. Vengono effettuate letture successive dello stesso campione, ogni 15 minuti per la prima ora e ogni 30 minuti per le due ore successive al fine di valutare il tempo occorrente affinché il 50% degli emociti presenti colorazione rossa (e lisosomi ingranditi), indice della fuoriuscita del colorante attraverso la membrana lisosomiale. Un tempo breve di ritenzione indica una condizione di maggior danno, il contrario se il tempo di ritenzione del colorante risulta elevato.

**Comet assay** Oltre alle membrane cellulari, anche il DNA è esposto all'impatto dei ROS (*Reactive Oxygen Species*), oltre ad essere anche sensibile all'azione diretta di contaminanti specifici quali gli IPA. Il rilevamento di composti e/o miscele ad azione genotossica nell'ambiente marino ha una importanza notevole in relazione alla possibilità di trasferimento nelle catene alimentari e da queste all'uomo tramite il consumo di prodotti della pesca.

Il Comet assay permette di valutare il grado di integrità della doppia elica di DNA su cellule incluse in agarosio, lisate e sottoposte a corsa elettroforetica. Il grado di frammentazione del DNA viene valutato sulla base del pattern di migrazione elettroforetica mediante l'impiego di un sistema di analisi dell'immagine (Nigro *et al.* 2006; Frenzilli *et al.*, 2008; Frenzilli *et al.*, 2009).

In breve, le cellule branchiali di mitilo vengono dissociate mediante un trattamento enzimatico e meccanico. Successivamente, le cellule isolate sono incluse in un gel di agarosio e poste su vetrini per microscopia ottica e sottoposte a lisi delle membrane per consentire al DNA di migrare durante la successiva corsa elettroforetica effettuata a pH fortemente basico (>13) applicando un campo elettrico di 0,86V/cm ed un'intensità di corrente pari a 300mA. Dopo l'elettroforesi, i vetrini vengono neutralizzati lavandoli con un tampone TRIS-HCl 0,4M, immersi in 100% metanolo freddo, asciugati all'aria e colorati con bromuro di etidio. Osservati con un microscopio a fluorescenza (400 x), le cellule danneggiate si presentano a forma di cometa con la testa e la coda; la lunghezza e l'intensità di fluorescenza della coda sono correlate al danno al DNA. Un sistema d'analisi dell'immagine (Comet Assay II, Perceptive Instruments, UK) permette di quantizzare il danno, che viene espresso come % di DNA migrato. Per ogni campione vengono preparati 2 vetrini, per ogni vetrino sono lette 50 cellule secondo un criterio casuale.

**Analisi istologica dell'apparato branchiale.** L'alterazione strutturale delle branchie di *M. galloprovincialis* è stata riportata in letteratura come conseguenza dell'esposizione a NaClO in un range di dosi compatibile con il rilascio da parte di impianti di produzione energetica (Lopez-Galindo *et al.* 2009). Pertanto, oltre al danno genotossico a carico delle cellule branchiali vengono indagate anche le possibili alterazioni istologiche su campioni di tessuto (prelevati da N. 5 individui per stazione di campionamento) preparati secondo le tecniche istologiche convenzionali. In breve, frammenti di branchie vengono fissati in soluzione di Bouin, disidratati in una serie di alcool, inclusi in resina metacrilato (Historesin), sezionati ed osservati al microscopio ottico previa colorazione con Blu di Metilene e Blu di Toluidina. Per ogni replica vengono osservate almeno 100 lamelle branchiali ed è assegnato un punteggio in base al grado di integrità del tessuto per ciascun individuo. In particolare, il valore 1 è assegnato quando non si osserva alcun tipo di alterazione, mentre il punteggio di 5 è rappresentativo di una grave compromissione.

I risultati dei biomarker sono elaborati statisticamente mediante analisi della varianza per individuare eventuali differenze significative tra i mitili della stazione di controllo (presso l'Isola di Gorgona) e quelli posti presso il Terminale FRSU.

L'analisi statistica dei dati è stata condotta utilizzando il software SGWIN (Window 98). Per i biomarker indagati (variabili dipendenti) è stata applicata la MANOVA (Analisi Multifattoriale della Varianza), usando come variabili indipendenti i parametri "stazione", "campagna", "replica". Attraverso il multiple range test sono state evidenziate differenze ( $p < 0,05$ ) tra le diverse stazioni.

## 2.5.5 Fauna ittica bentonectonica

1) **Reti da posta:** le reti da posta hanno l'obiettivo di catturare la componente più strettamente neotonica delle comunità demersali (o neotoniche); si tratta di organismi con ampio raggio di azione e movimento, quindi meno legati alle caratteristiche bionomiche dell'area. Sono state effettuate calate sperimentali, in 4 siti in prossimità del Terminale (entro l'area interdotta alla navigazione, siti nominati I22 P1, I22 P2, I22 P3 e I22 P4 per la campagna invernale; E22 P1, E22 P2; E22 P3 e E22 P4 per la campagna estiva). La stessa tipologia di campionamento è stata ripetuta in un sito nominato I22 PC (campagna invernale) e E22 PC (campagna estiva), avente le stesse caratteristiche batimetriche. Tali siti (PC) sono stati posizionati all'esterno, ma nelle immediate vicinanze dell'area interdotta alla navigazione (2 miglia nautiche dal Terminale), per ridurre al minimo la probabilità di perdere segnali ed attrezzi da pesca a causa del transito di imbarcazioni.

Per il campionamento con reti da posta sono state utilizzate cinque reti da posta ad imbrocco, ciascuna lunga 1000 m, aventi maglie stirate di 40 mm ed una altezza di 3 m. Le caratteristiche tecniche, in particolare la dimensione delle maglie delle reti da posta, hanno permesso di campionare anche specie come il gattuccio, *Scyllorhinus canicula*, un elasmobranchio indicatore dello stato di sfruttamento e dello stress ambientale (Santos *et al.*, 2002). Le reti da posta sono state calate nel primo pomeriggio per essere poi salpate a metà mattina del giorno successivo, rimanendo in pesca tra le 12 e le 24 ore.

Tutto il materiale raccolto in ciascun sito è stato conservato in contenitori distinti per le successive analisi di laboratorio.

2) **Reti a traino di fondo:** Le peschate con rete a strascico di fondo sono state effettuate utilizzando una rete avente maglia al sacco di 50 mm, utilizzata per la pesca professionale di specie demersali e bentoniche. Le cale hanno avuto una durata media di circa 30 minuti, a partire dal momento in cui la rete toccava il fondo.

Sono state effettuate 4 peschate (cale) sperimentali realizzate a differenti quote batimetriche in prossimità dell'area di installazione del Terminale (siti nominati I22 S1, I22 S2, I22 S3 e I22 S4 per la campagna invernale; E22 S1, E22 S2, E22 S3 e E22 S4 per la campagna estiva) e 1 cala localizzata a maggiore distanza (nominata I22 SC (campagna invernale); E22 SC (campagna estiva).

Per tutti i siti campionati con rete a strascico, si è cercato di mantenerne la posizione, incluso per il sito SC, all'interno dell'area interdotta alla pesca al fine di eliminare un eventuale "effetto parco". Visto che l'area interdotta è relativamente piccola e che al suo interno sono presenti fondi non strascicabili, è risultato abbastanza difficoltoso allocare al suo interno le 5 stazioni di campionamento, tenendo anche in considerazione che ciascuna stazione copre circa 1,5 miglia nautiche (percorso in 30 minuti di pesca a 3 nodi di velocità) e che non sarebbe possibile effettuare cale di durata inferiore a 30 minuti in quanto ci sarebbe il rischio di catturare un campione non rappresentativo in termini di abbondanza e ricchezza specifica. In ogni caso, si è sempre mantenuto il sito SC come stazione più distante dal terminale FRSU. La differenza di circa 1 miglio nautico è ritenuta sufficiente.

Nella **Tabella 14** sono riportate le coordinate e le profondità dei siti di studio sia per le reti da posta che per le reti a traino di fondo.

<b>Tabella 14 - Coordinate e profondità dei siti di studio. RP = Reti da Posta, S = Strascico.</b>								
Inverno 2022								
Data	M/p	Attrezzo	Sigla	Latitudine iniz.	Longitudine iniz.	Latitudine fin.	Longitudine fin.	Prof. media (m)
02/03/2022	Evolution	RP(calò)	I22 P1	43°38'919	09°59'909	43°38'141	10°00'012	100
02/03/2022	Evolution	RP(calò)	I22 P2	43°37'358	09°59'707	43°37'598	10°00'000	110
02/03/2022	Evolution	RP(calò)	I22 P3	43°38'007	09°58'395	43°37'335	09°58'689	122
02/03/2022	Evolution	RP(calò)	I22 P4	43°39'216	09°58'429	43°38'609	09°58'807	120
02/03/2022	Evolution	RP(calò)	I22 PC	43°37'348	10°01'055	43°36'957	10°00'518	100
03/03/2022	Evolution	RP(salpamento)	I22 P1	43°38'919	09°59'909	43°38'141	10°00'012	100
03/03/2022	Evolution	RP(salpamento)	I22 P2	43°37'358	09°59'707	43°37'598	10°00'000	110
03/03/2022	Evolution	RP(salpamento)	I22 P3	43°38'007	09°58'395	43°37'335	09°58'689	122
03/03/2022	Evolution	RP(salpamento)	I22 P4	43°39'216	09°58'429	43°38'609	09°58'807	120
03/03/2022	Evolution	RP(salpamento)	I22 PC	43°37'348	10°01'055	43°36'957	10°00'518	100
09/03/2022	Donato Padre	S	I22 S3	43°36'366	09°58'149	43°38'054	09°58'161	132
09/03/2022	Donato Padre	S	I22 S4	43°38'560	09°58'170	43°40'246	09°58'180	122
09/03/2022	Donato Padre	S	I22 SC	43°42'140	09°59'300	43°40'807	10°00'058	98
10/03/2022	Donato Padre	S	I22 S2	43°37'700	10°00'470	43°35'990	10°00'510	102
10/03/2022	Donato Padre	S	I22 S1	43°40'000	10°00'050	43°38'129	10°00'550	99
Estate 2022								
07/09/2022	Donato Padre	S	E22 S3	43°36'366	09°58'149	43°38'054	09°58'161	132
07/09/2022	Donato Padre	S	E22 S4	43°38'560	09°58'170	43°40'246	09°58'180	125
07/09/2022	Donato Padre	S	E22 SC	43°42'140	09°59'300	43°40'807	10°00'058	97
08/09/2022	Donato Padre	S	E22 S2	43°37'700	10°00'470	43°35'990	10°00'510	102
08/09/2022	Donato Padre	S	E22 S1	43°40'000	10°00'050	43°38'129	10°00'550	97
22/09/2022	Evolution	RP(calò)	E22 P1	43°38'919	09°59'909	43°38'141	10°00'012	99
22/09/2022	Evolution	RP(calò)	E22 P2	43°37'358	09°59'707	43°37'598	10°00'000	112
22/09/2022	Evolution	RP(calò)	E22 P3	43°38'007	09°58'395	43°37'335	09°58'689	121
22/09/2022	Evolution	RP(calò)	E22 P4	43°39'216	09°58'429	43°38'609	09°58'807	121
22/09/2022	Evolution	RP(calò)	E22 PC	43°37'348	10°01'055	43°36'957	10°00'518	100
23/09/2022	Evolution	RP(salpamento)	E22 P1	43°38'919	09°59'909	43°38'141	10°00'012	99
23/09/2022	Evolution	RP(salpamento)	E22 P2	43°37'358	09°59'707	43°37'598	10°00'000	112
23/09/2022	Evolution	RP(salpamento)	E22 P3	43°38'007	09°58'395	43°37'335	09°58'689	121
23/09/2022	Evolution	RP(salpamento)	E22 P4	43°39'216	09°58'429	43°38'609	09°58'807	121
23/09/2022	Evolution	RP(salpamento)	E22 PC	43°37'348	10°01'055	43°36'957	10°00'518	100

Gli organismi catturati sono stati classificati fino al livello di specie. Questo ha permesso di compilare una lista faunistica per ogni tipologia di attrezzo utilizzato. Per ogni specie catturata è stato rilevato il peso totale in kg ed il numero di individui. Inoltre, per ogni individuo, è stata rilevata la taglia, espressa come Lunghezza Totale (LT) al mezzo centimetro inferiore, per gli Osteitti e Condroitti, mentre per i Molluschi Cefalopodi è stata rilevata la Lunghezza del Mantello (LM).

Per i Crostacei Decapodi la taglia, misurata al mm inferiore, è stata espressa come Lunghezza del Carapace (LC). Le taglie così rilevate sono state utilizzate per costruire distribuzioni di taglia-frequenza delle specie più rappresentative delle catture delle reti da posta e dello strascico.

Per rendere i dati raccolti confrontabili tra di loro è stato necessario utilizzare dei metodi di standardizzazione. I dati di cattura delle reti da posta sono stati elaborati sotto forma di indici di densità e biomassa, standardizzati ai 1000m di lunghezza delle reti e alle 24 ore (Num/1000m/24h e kg/1000m/24h).

I dati di cattura ottenuti con la rete a strascico sono stati standardizzati alla superficie "strascicata" (cioè l'area coperta durante una cala di pesca), utilizzando l'algoritmo proposto da Fiorentini et al. (1994), che permette di stimare l'apertura orizzontale della rete (AO) a partire dalle caratteristiche tecniche dell'imbarcazione (potenza motrice, lunghezza cavi e calamenti, ecc.), in quanto esiste una correlazione significativa tra queste variabili. Tale approccio è comunemente utilizzato per la stima della superficie strascicata.

Quindi, i dati sono stati restituiti usando indici di densità e biomassa (num/km<sup>2</sup> e kg/km<sup>2</sup>) utilizzando il metodo dell'area strascicata (Swept area, Sparre & Venema, 1998) utilizzando la formula:

$$\text{Area strascicata (km}^2\text{)} = (\text{AO} \cdot \text{V} \cdot 1,853 \cdot \text{D}) / (1000 \cdot 60)$$

dove:

AO = apertura orizzontale della rete, espressa in m;

V = velocità della barca in pesca, espressa in nodi (miglia nautiche/ora);

D = durata della cala in minuti.

### 2.5.6 Fauna ittica pelagica

Lo studio della fauna ittica pelagica è stato condotto per valutare l'effetto FAD (Fishing Aggregating Device), dovuto alla presenza del Terminale galleggiante. È infatti noto che qualsiasi struttura galleggiante, anche di piccole dimensioni, presente in mare, ha la capacità di attrarre organismi marini, sia fornendo una sorta di protezione sia attraendo secondariamente i predatori.

Il campionamento è stato effettuato mediante l'uso di reti da posta galleggianti da posizionare in prossimità del Terminale, dalla superficie fino a 25-30m di profondità. L'attività ha richiesto 2 giornate di pesca. Il primo giorno la rete, lunga 1000m, è stata calata in prossimità del Terminale galleggiante e lasciata in pesca per circa 3 ore. Nei giorni successivi la medesima rete è stata calata a maggiore distanza dal Terminale e tenuta in pesca per circa 3 ore.

A partire dal terzo anno di monitoraggio, le stazioni sono state indicate con le sigle PD (stazione prossima al Terminale) e PDC (stazione distante dal Terminale).

Non è stato possibile definire a priori le coordinate per posizionare l'attrezzo. In effetti, trattandosi di rete derivante, il calo è stato essere deciso di volta in volta in funzione delle correnti presenti il giorno del campionamento, per evitare un contatto della rete col Terminale stesso. Gli organismi catturati sono stati classificati fino al livello di specie e per ciascuno di essi sono stati rilevati i dati di numero, peso e taglia, secondo il metodo precedentemente descritto.

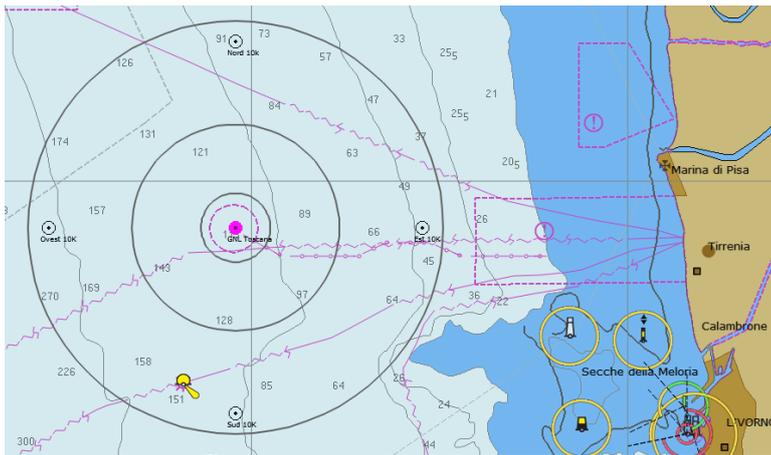
Come nel caso delle reti da posta utilizzate per lo studio del popolamento bentonectonico, è stato necessario applicare dei metodi di standardizzazione. Sono stati elaborati indici di cattura in numero e peso, standardizzati ai 1000m di lunghezza delle reti e alle 24 ore (Num/1000m/24h e kg/1000m/24h).

**Tabella 15** - Coordinate e profondità dei siti di studio. RPP = Reti da Posta Pelagiche (E22).

Data	M/p	Attrezzo	Sigla	Latitudine iniz.	Longitudine iniz.	Latitudine fin.	Longitudine fin.	Prof. media (m)
06/10/2022	Evolution	RPP	PD	43°39'190	09°59'459	43°40'216	09°59'330	110
07/10/2022	Evolution	RPP	PDC	43°40'700	10°00'468	43°39'963	10°00'249	98

### 2.5.7 Cetacei e tartarughe marine

In accordo alle specifiche del MATTM ed ISPRA, l'area di campionamento è stata individuata da un cerchio di 12NM di diametro e circa 200 km<sup>2</sup>, con centro il punto di ancoraggio del rigassificatore **Figura 2**. La porzione di mare interessata dal monitoraggio si trova all'interno della zona meridionale del Santuario Pelagos un'area di protezione internazionale creata nel 2007 da Italia, Francia e Principato di Monaco con lo scopo di tutelare i cetacei in essa presenti. Otto sono le specie considerate residenti: i tursiopi (*Tursiops truncatus*) i cetacei costieri e i cetacei pelagici, quali le stenelle (*Stenella coeruleoalba*), i delfini comuni (*Delphinus delphis*), i grampi (*Grampus griseus*), i globicefali *Globicephala melas*, gli zifi (*Ziphius cavirostris*), i capodogli (*Physeter macrocephalus*) e le balenottere (*Balaenoptera physalus*).



	Latitudine N	Longitudine E
centro ormeggio	43°38'40"	9°59'20"
Est 100	43°38'404"	9°59'257"
Est 1 K	43°38'669"	10°00'079"
Est 10 K	43°38'763"	10°06'773"
Sud 100	43°38'331"	10°6'478"
Sud 1 K	43°38'127"	9°59'338"
Sud 10 K	43°33'274"	9°59'313"
Ovest 100	43°38'405"	9°59'169"
Ovest 1 K	43°38'664"	9°58'589"
Ovest 10 K	43°38'763"	9°51'879"
Nord 100	43°38'437"	9°59'213"
Nord 1 K	43°39'20'8	9°59'336"
Nord 10 K	43°44'056"	9°59'387"

**Figura 2** - Area di studio in cui sono state effettuate le misurazioni del rumore, la bioacustica e l'avvistamento dei cetacei e delle tartarughe marine, con indicate le stazioni a 10 km dal Terminale e in grigio i transetti circolari a 1, 3 e 6 NM di distanza dal Terminale.

Il piano di monitoraggio adottato segue le indicazioni del documento "Manuali per il monitoraggio di specie e habitat di interesse comunitario (Direttiva 92/43/CEE e Direttiva 09/147/CE) in Italia: ambiente marino", secondo il quale su tracciati fissi si applicano il Distance sampling e la Photo-ID. Attraverso il Distance sampling è possibile risalire ad una stima di abbondanza di ogni specie incontrata mentre con la Photo-ID, che prevede l'utilizzo di fotografie riportanti parti o caratteristiche anatomiche, è possibile riconoscere individualmente gli animali nel tempo, permettendo di non arrecare disturbo agli animali e quindi di evitare possibili azioni di risposte positive o negative. Nel tursiopo e nei cetacei in generale i marks utilizzati nella Photo-ID sono il risultato delle interazioni intra-specifiche e sono presenti in particolare sulla pinna dorsale e su tutto il corpo in generale. Per il riconoscimento delle tartarughe marine le caratteristiche tipiche delle 3 specie del Mediterraneo (la tartaruga comune *Caretta caretta*, la tartaruga verde *Chelonia mydas*, la tartaruga liuto *Dermochelys coriacea*) sono la presenza/assenza di scuti e la posizione e numero di scuti su carapace e testa.

L'attività di monitoraggio è stata condotta seguendo il "closing mode" (ACCOBAMS WS), metodo internazionalmente riconosciuto che prevede la possibilità di abbandonare il percorso precedentemente fissato per avvicinarsi agli animali. secondo le regole ACCOBAMS di rispetto. Il survey è stato svolto secondo la metodica del "design based", eseguendo in navigazione dei "traks" con rotte ad una distanza rispettivamente di 1, 3, 6 miglia nautiche dal Terminale.

Il survey visivo secondo la tecnica del Distance sampling richiede che l'osservatore si muova su un percorso prestabilito, registrando le coordinate degli incontri di gruppi o individui target e, allo stesso tempo, registrandone la distanza dall'osservatore. Ciò consente una stima della superficie coperta e del modo in cui la probabilità di rilevabilità varia tra 0 (lontano dal percorso) ed 1 (sul percorso). Utilizzando il conteggio grezzo e questa funzione di probabilità, si può ottenere una stima della densità assoluta. Durante la navigazione è stata mantenuta una velocità costante e un numero costante di osservatori con attività continua fino a condizioni di mare Beaufort 3. In base alle condizioni viene coperto uno spazio di visuale di circa 1-2km di raggio. La gestione dell'avvistamento è stata affidata a 2/3 "avvistatori" su una unica piattaforma di opportunità monitorando ognuno 120° di visuale; l'effort (sforzo) è stato monitorato registrando in traccia continua la rotta dell'imbarcazione tramite plotter cartografico con aggiunta periodica di "marks". Sono inoltre stati registrati i dati meteo secondo le scale Douglas e Beaufort. Contestualmente agli avvistamenti sono stati registrati i seguenti dati: la specie osservata (delfini o tartarughe), la posizione di avvistamento in coordinate geografiche WGS84, data e ora, dimensione del gruppo, distanza stimata dall'osservatore, angolo rispetto la prua, direzione iniziale, direzione finale, eventuali comportamenti osservabili. Registrati i dati iniziali di avvistamento, attraverso la "marcatura fotografica" è stata attuata la tecnica della Photo-ID che, come sopra esposto, ha il vantaggio di permettere lo studio sulla distribuzione degli animali attraverso una metodologia non invasiva e raccogliere informazioni permanenti e trasferibili nello spazio e nel tempo.

## 2.6 Indagini generali

### 2.6.1 Bioacustica

La sorveglianza bioacustica sulla presenza di cetacei è stata effettuata sulla piattaforma di ricerca dedicata attrezzata per il monitoraggio bioacustico sulla fauna marina, utilizzando un idrofono omnidirezionale a trascinamento marca CO.L.MAR. mod. GP1280 trainato a circa 30 metri a poppavia dell'imbarcazione. Le caratteristiche tecniche dello strumento sono riportate nella scheda tecnica fornita dal costruttore e inserita nell'Allegato 9.

Il survey acustico è stato effettuato su transetti ortogonali posizionati nei settori NE, SE, SW, NW ad una distanza tra 5 e 10km dal Terminale FSRU (Figura 3).

Lo scopo di tale survey è, in caso di incontro con cetacei nell'area, registrare le emissioni emesse ed evidenziare se, dalle comparazioni con emissioni presenti nel database del Centro CETUS, si evidenzino modifiche nei sonogrammi e spettrogrammi di emissione, nonché modifiche comportamentali dei cetacei incontrati.

Per l'ascolto e le registrazioni è stato utilizzato il software Rainbow Clicks e Sea Wave con funzioni di ascolto, visione e registrazione sempre attive. Per la fase di ascolto sono state utilizzate cuffie e casse stereo con alternanza di ascoltatori ogni ora.



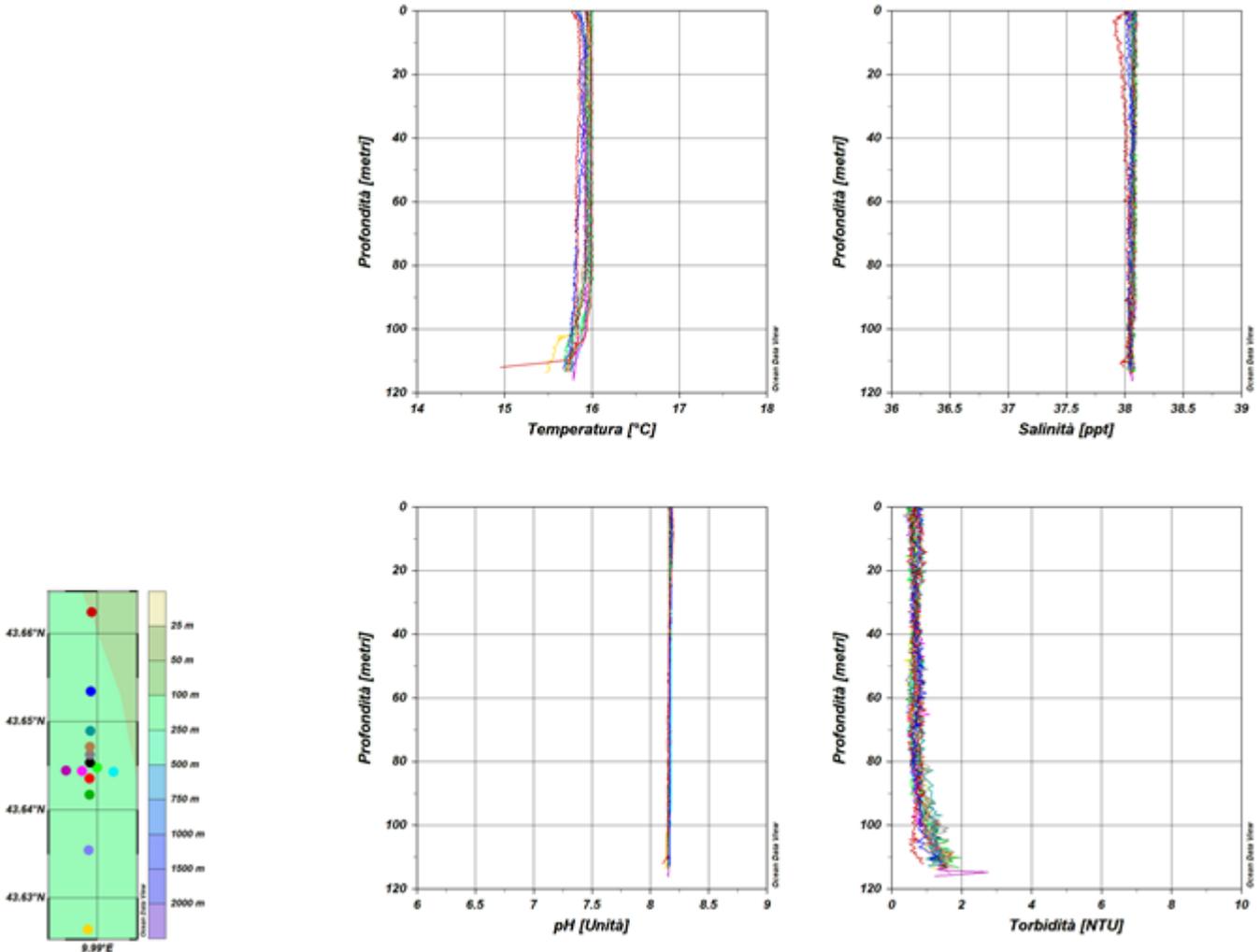
**Figura 3** - Survey acustico effettuato su transetti ortogonali posizionati nei settori NE, SE, SW, NW ad una distanza tra 5 e 10km dal Terminale FSRU.

### 3 RISULTATI SURVEY AUTUNNO 2021

#### 3.1 Colonna d'acqua

##### 3.1.1 Profili idrologici

Nel campionamento A21, la colonna d'acqua risulta completamente rimescolata con valori di **temperatura** che variano in un range compreso tra 15,5°C e 16,0°C, in linea con le temperature del periodo.



**Figura 4** – Profili di temperatura (°C), salinità (ppt), pH e torbidità (NTU); survey autunno 2021.

I profili di **salinità** risultano costanti dalla superficie al fondo con valori prossimi a 38,1. Come per la temperatura, l'andamento della salinità è costante dalla superficie al fondo, indicando un avvenuto rimescolamento dell'intera colonna d'acqua.

I profili di **pH** mostrano andamenti costanti su tutta la colonna d'acqua (8,15). I profili di **torbidità** mostrano bassi valori intorno a 0.75 NTU dalla superficie fino a 100m per poi aumentare leggermente e raggiungere valori di 1.5 NTU sul fondo.

I profili di **ossigeno disciolto** (Figura 5) mostrano un andamento pressochè costante dalla superficie al fondo con valori intorno a 99-100 % di saturazione in superficie che diminuiscono gradatamente fino ad arrivare a 97.7 % di saturazione sul fondo. La **clorofilla** presenta valori compresi fra 0 µg/l e 0.25 µg/l nell'intera colonna d'acqua.

I valori di **ORP**, infine, sono costanti su tutto il profilo verticale con valori compresi fra 205 mV, in superficie, e 224.33 mV, sul fondo.

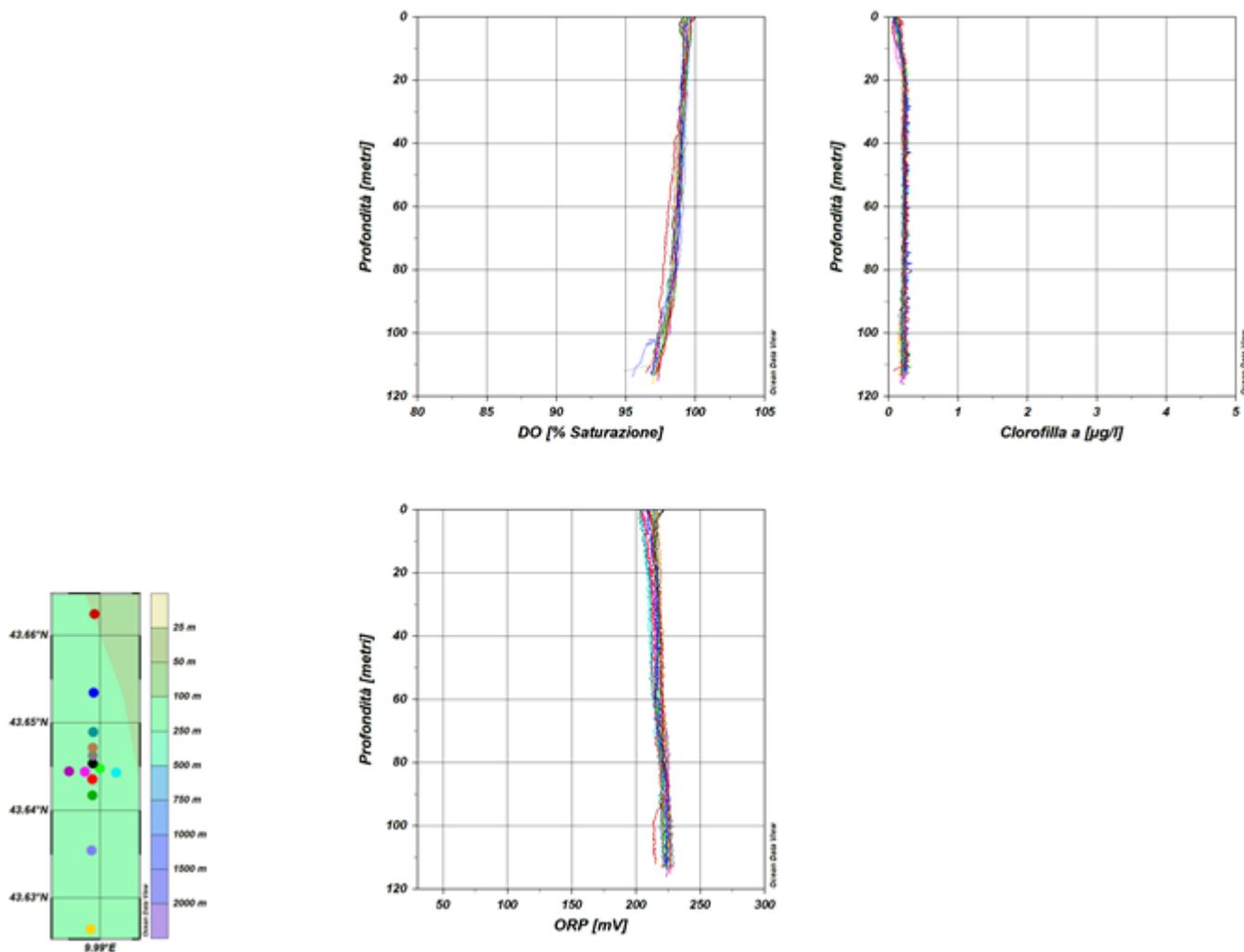
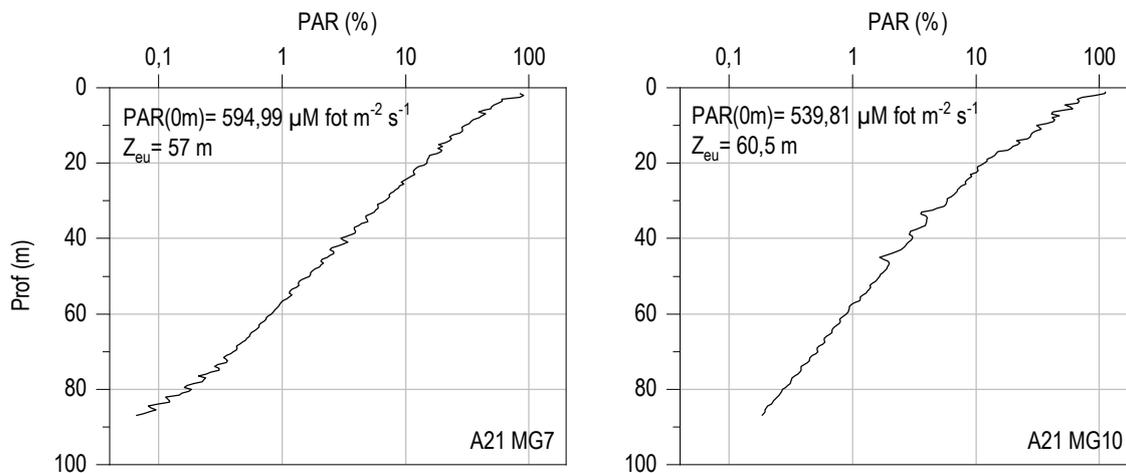


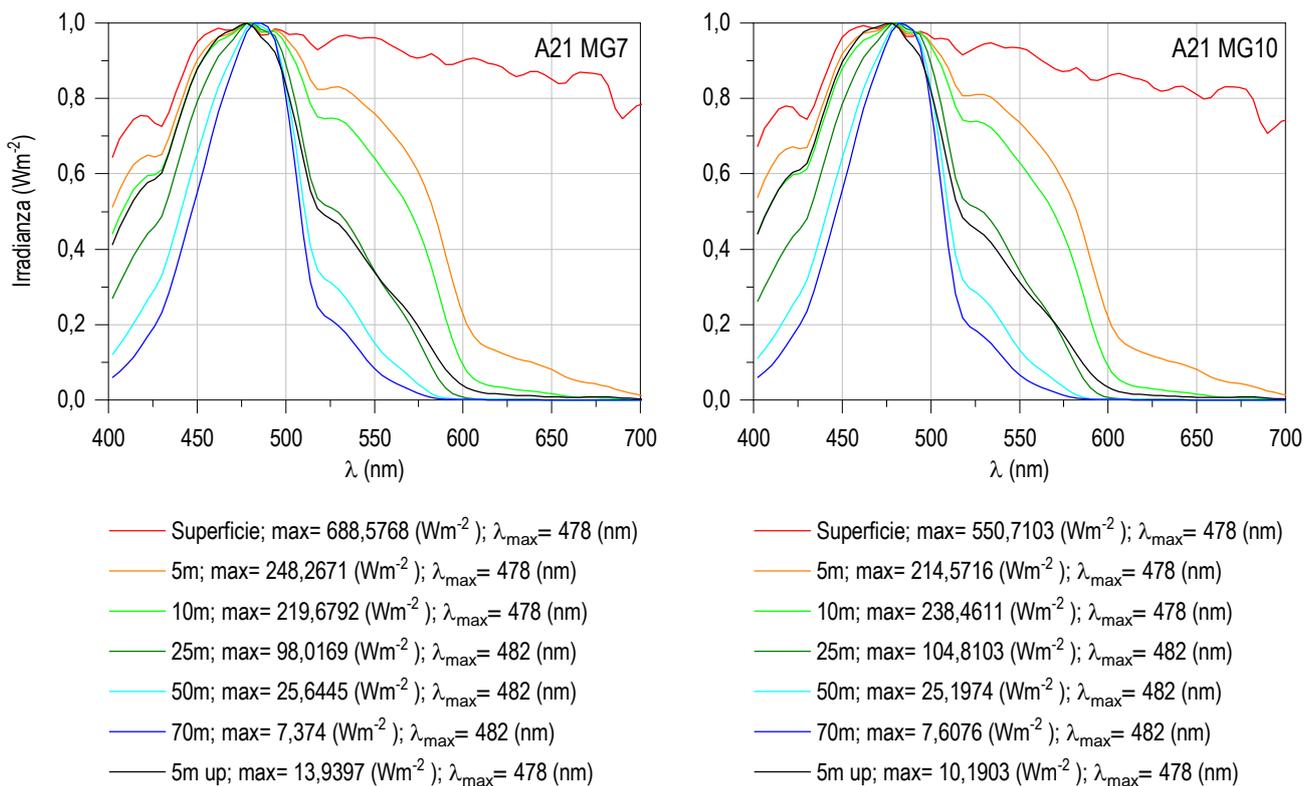
Figura 5 – Profili di ossigeno disciolto (% saturazione), clorofilla (µg/l) e potenziale di ossidoriduzione (mV); survey autunno 2021.

**Misure di irradianza e irradianza spettrale**

In **Figura 6** sono mostrati i profili di irradianza PAR (Photosynthetic Available Radiation) sottomarina normalizzati rispetto a quella contemporanea superficiale alle stazioni A21 MG7 e A21 MG10. La profondità della zona eufotica (Zeu) nei due punti è rispettivamente 57 m e 60,5 m e in generale Zeu ha mostrato una variazione compresa tra 53 m (A21 MG3, A21 MG5) e 60,5 m (A21 MG10).



**Figura 6** - Profilo del rapporto fra l'irradianza quantica PAR (Photosynthetic Available Radiation) disponibile alle varie profondità con quella contemporanea in superficie, PAR (0 m), nelle stazioni A21 MG7 e A21 MG10.



**Figura 7** - Irradianza spettrale discendente superficiale e subacquea alle profondità indicate. E' inoltre riportata l'irradianza spettrale ascendente a 5 m (5m up). Ogni spettro è stato normalizzato per il proprio massimo ( $E_{max}(\lambda)$ ) riportato nella legenda insieme con la lunghezza d'onda dove si colloca ( $\lambda_{max}$ ).

In **Figura 7** sono riportati gli spettri della irradianza discendente tra 400 e 700 nm in superficie e alle varie profondità insieme con quelli della irradianza ascendente a 5 m, tutti normalizzati sui loro massimi, in A21 MG7 e A21 MG10. I massimi ( $\lambda_{max}$ ) degli spettri dell'irradianza discendente si collocano nel range di lunghezze d'onda comprese fra 478 e 482 nm. La radiazione che raggiunge la maggior profondità, ovvero quella più penetrante ( $\lambda_{max}$  a 70 m), si trova a 482 nm in entrambe le stazioni. Sia i profili di PAR che l'irradianza spettrale si presentano con valori simili a quelli delle altre campagne autunnali e non si evidenziano eventuali effetti del Terminale.

### 3.1.2 Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche

#### Nutrienti inorganici disciolti

In **Tabella 16** sono riportate le concentrazioni di silicati (SiO<sub>2</sub>), ortofosfati (PO<sub>4</sub>), nitriti (NO<sub>2</sub>) e nitrati (NO<sub>3</sub>), nelle 8 stazioni campionate.

<b>Tabella 16</b> - Concentrazioni (µM) dei nutrienti inorganici disciolti.											
Stazione	Prof. m	SiO <sub>2</sub>	PO <sub>4</sub>	NO <sub>2</sub>	NO <sub>3</sub>	Stazione	Prof. m	SiO <sub>2</sub>	PO <sub>4</sub>	NO <sub>2</sub>	NO <sub>3</sub>
A21 MG3	0,5	0,706	0,044	0,123	0,190	A21 MG9	0,5	0,704	0,068	0,126	0,171
	12,5	0,880	0,044	0,108	0,144		12,5	0,679	0,057	0,079	0,158
	50	0,781	0,036	0,095	0,106		50	0,699	0,063	0,061	0,061
	70	0,772	0,043	0,098	0,267		70	0,800	0,036	0,098	0,102
A21 MG5	0,5	0,682	0,051	0,086	0,129	A21 MG10	0,5	0,713	0,042	0,110	0,172
	12,5	0,710	0,035	0,132	0,340		12,5	0,658	<0,03	0,061	0,082
	50	0,715	0,072	0,109	0,118		50	0,704	0,067	0,065	0,150
	70	0,667	0,050	0,076	0,191		70	0,832	0,054	0,154	0,308
A21 MG6	0,5	0,688	0,054	0,131	0,188	A21 MG12	0,5	0,630	0,041	0,123	0,208
	12,5	0,730	0,061	0,098	0,275		12,5	0,642	0,059	0,091	0,230
	50	0,788	0,074	0,102	0,194		50	0,701	0,065	0,135	0,279
	70	0,763	0,059	0,134	0,177		70	0,980	0,073	0,137	0,563
A21 MG7	0,5	0,644	0,061	0,082	0,166	A21 MG13	0,5	0,663	0,031	0,098	0,643
	12,5	0,649	0,045	0,129	0,204		12,5	0,651	0,059	0,067	0,520
	50	0,739	0,084	0,047	0,093		50	0,788	0,038	0,044	0,335
	70	0,751	0,040	0,101	0,131		70	1,101	0,057	0,102	1,021

Le concentrazioni dei nutrienti sono in generale comparabili con quelle rilevate nella medesima stagione degli anni precedenti, ad eccezione dei silicati per i quali si osserva una leggera diminuzione rispetto alla media autunnale (**Tabella 16**).

In **Figura 8** vengono riportati i profili dei nutrienti inorganici disciolti.

In media le concentrazioni dei silicati sono di 0,738 µM e variano in un range compreso tra 0,630 µM (A21 MG12 0,5 m) e 1,101 µM (A21 MG13 70 m) e si ha una condizione piuttosto omogenea lungo la colonna d'acqua con massimi raggiunti a 70 m, ad eccezione altri aumenti in A21 MG3, A21 MG5 ed A21 MG6 a 12,5 m e a 50 m (**Tabella 16**).

La concentrazione dei fosfati è in media 0,053 µM, compresa tra 0,018 µM in A21 MG10 12,5 m e 0,084 µM in A21 MG7 50 m (**Tabella 16**). Nella maggior parte delle stazioni, le concentrazioni massime sono a 50 e 70 m, mentre A21 MG3, A21 MG9 e A21 MG13 presentano il massimo a 12,5 m. I minimi si collocano a diverse profondità, prevalentemente tra 0 e 12,5 m (**Figura 8**).

Le concentrazioni dei nitriti sono in media 0,100 µM, variando tra un minimo di 0,044 µM in A21 MG13 50 m e un massimo di 0,154 µM in A21 MG10 70 m (**Tabella 16**). I profili batimetrici dei nitriti (**Figura 8**) presentano un andamento diverso tra le stazioni, con minimi collocati tra 12,5 e 50 m, ad eccezione che in A21 MG5 dove si ritrovano a 70 m; mentre i massimi variano tra lo strato superficiale 0,5-12,5 m (A21 MG3, A21 MG5, A21 MG7 e A21 MG9) e i 70 m (A21 MG6, A21 MG10, A21 MG12 e A21 MG13). In alcuni casi si evidenziano variazioni di concentrazione piuttosto evidenti lungo la colonna d'acqua (A21 MG7, A21 MG10, A21 MG13).

I nitrati hanno una concentrazione media di 0,247 µM con un range di variazione compreso tra 0,061 µM in A21 MG9 50 m e 1,021 µM in A21 MG13 70 m (**Tabella 16**), e presentano una distribuzione verticale con minimi prevalentemente profondi (50-70 m), ad eccezione di A21 MG10 e A21 MG12 in cui i valori minimi si registrano rispettivamente a 12,5 e 0 m, e massimi variabili tra lo strato superficiale e i 70 m (**Figura 8**). Gli intervalli di variazione dei diversi nutrienti sono comunque piuttosto ristretti e non si evidenziano anomalie.

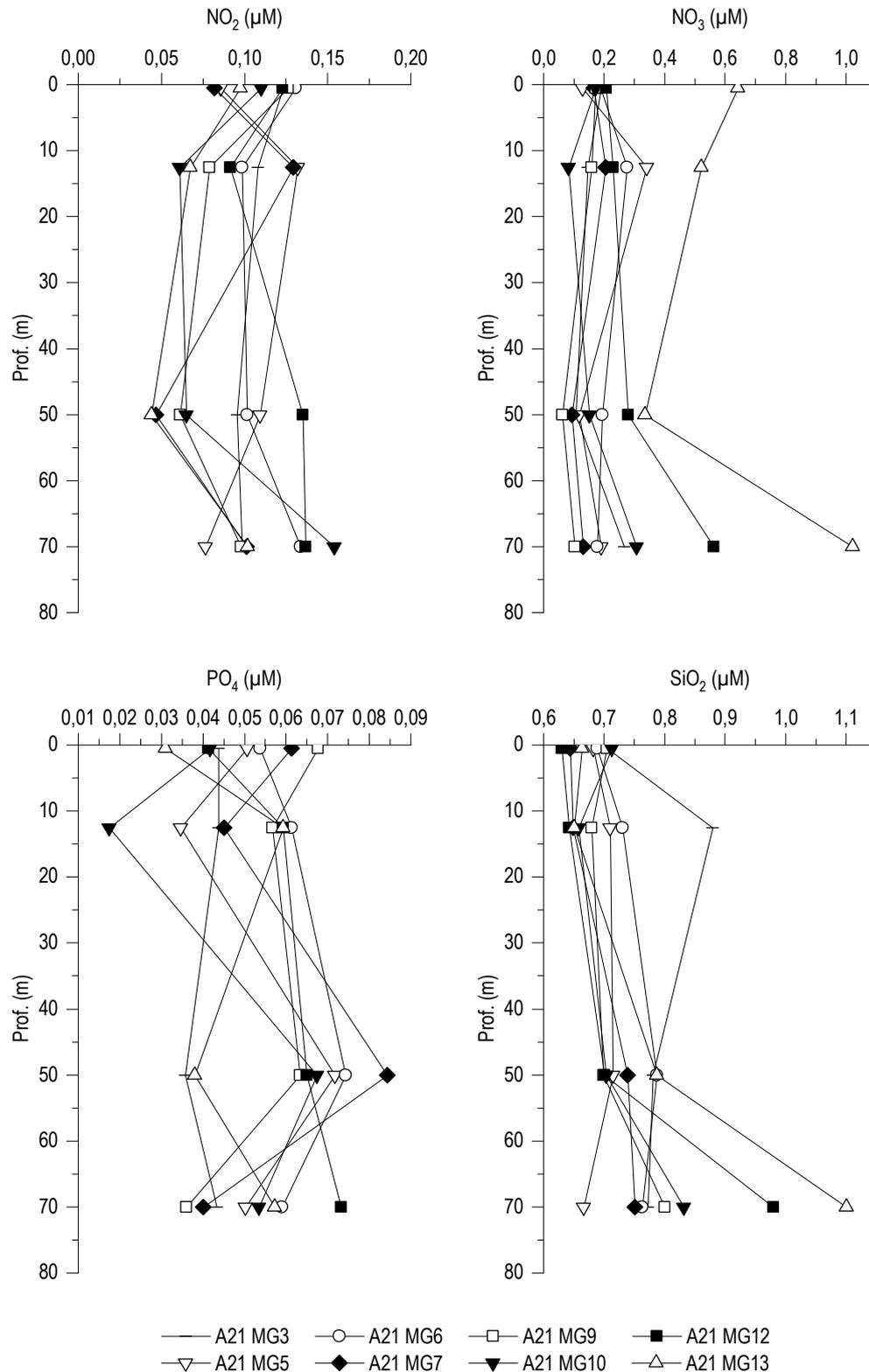


Figura 8 - Profili delle concentrazioni ( $\mu\text{M}$ ) dei nutrienti inorganici disciolti:  $\text{NO}_2$  (nitriti),  $\text{NO}_3$  (nitrati),  $\text{PO}_4$  (fosfati),  $\text{SiO}_2$  (silicati).

### Solidi sospesi (Total Suspended Matter)

Le concentrazioni di TSM in tutte le stazioni sono riportate in **Tabella 17**. Il valore medio generale è  $0,97 \text{ mg/l}$  ( $\pm 0,52$ ), il minimo è  $0,46 \text{ mg/l}$  in A21 MG13 A 50 M ed il massimo è  $3,01 \text{ mg/l}$  sempre in A21 MG13 ma a 70 m.

Tabella 17 - Concentrazioni (mg/l) dei solidi sospesi (TSM).				
Prof. m	Stazione	TSM (mg/l)	Stazione	TSM (mg/l)
0,5	A21 MG3	0,8105	A21 MG9	0,6557
12,5		1,4088		0,7855
50		0,8070		0,6667
70		0,8820		0,8170
0,5	A21 MG5	0,5793	A21 MG10	0,5515
12,5		0,5200		0,7315
50		0,7873		0,7757
70		0,7308		0,9600
0,5	A21 MG6	0,6923	A21 MG12	0,5888
12,5		1,8795		0,6272
50		0,6040		0,6625
70		0,8222		1,5290
0,5	A21 MG7	0,8140	A21 MG13	1,5868
12,5		1,4820		1,5873
50		1,1310		0,4615
70		1,0013		3,0085

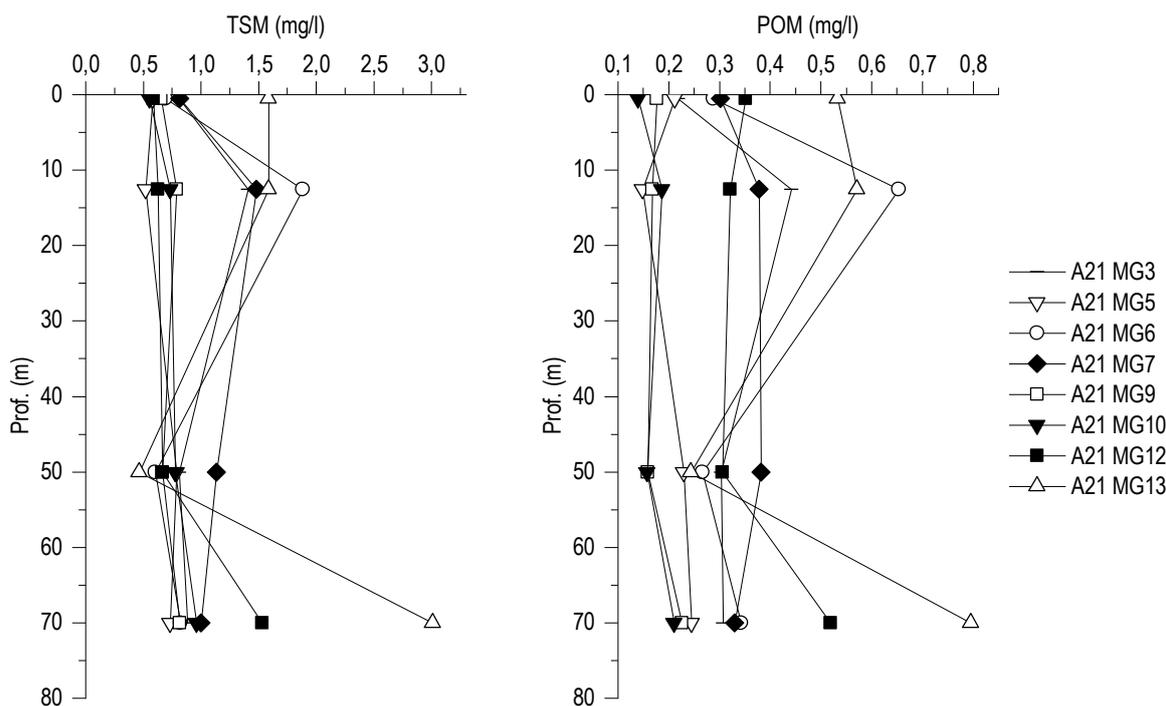


Figura 9 - Profili delle concentrazioni (mg/l) dei solidi sospesi (TSM) e delle concentrazioni di particolato organico (POM).

I profili batimetrici di TSM (Figura 9) mostrano due gruppi di stazioni: A21 MG5, A21 MG9, A21 MG10, A21 MG12 con le minime concentrazioni omogenee lungo la colonna d'acqua e A21 MG3, A21 MG6, A21 MG7 ed A21 MG13 con concentrazioni più alte, particolarmente nello strato superficiale e a 70 m, dove si collocano i massimi. La concentrazione della frazione organica del TSM (POM) è in media 0,32 mg/l (+ 0,16) con minimo di 0,139 mg/l in A21 MG10 in superficie e massimo di circa 0,80 mg/l in A21 MG13 a 70 m. I profili batimetrici del POM (Figura 9) nelle varie stazioni presentano lo stesso tipo di andamento descritto per il TSM con concentrazioni minime tra la superficie e 50 m e massime prevalentemente a 70 m tranne A21 MG3, A21 MG6 che presentano massimi a 12,5 m. La frazione organica particellata rappresenta in media il 33,8 % del TSM con minimo di 20,2 % in A21 MG10 a 50 m e massimo di circa il 60% in A21 MG12 in superficie. Anche in questo caso le variazioni sono di lieve entità e non si evidenziano anomalie.

**Sostanza Organica Disciolta Cromoforica (CDOM)**

Gli assorbimenti della CDOM a 325 nm  $a_{CDOM}(325)$  sono in media  $0,24 \text{ m}^{-1}$  ( $\pm 0,03$ ) e variano, in un ristretto intervallo da un minimo di  $0,21 \text{ m}^{-1}$  in A21 MG12 a 12,5 m ad un massimo di  $0,38 \text{ m}^{-1}$  in A21 MG5 in superficie (Tabella 19). I profili batimetrici (Figura 10) presentano concentrazioni minime a 12,5 e 50 m alle stazioni A21 MG12, A21 MG13, A21 MG3 ed A21 MG10 mentre le altre mostrano minimo a 70 m. Le concentrazioni massime si raggiungono nello strato superficiale in A21 MG5, A21 MG7, A21 MG9 ed A21 MG10 mentre nelle altre stazioni i massimi si raggiungono a 70 m.

Tabella 18 - Assorbimento ( $\text{m}^{-1}$ ) della CDOM alla lunghezza d'onda di 325 nm				
Prof. m	Stazione	$a_{CDOM}(325) \text{ m}^{-1}$	Stazione	$a_{CDOM}(325) \text{ m}^{-1}$
0,5		0,2416		0,2327
12,5	A21 MG3	0,2223	A21 MG9	0,2388
50		0,2176		0,2319
70		0,2502		0,2123
0,5	A21 MG5	0,3823	A21 MG10	0,2297
12,5		0,2264		0,2463
50		0,2379		0,2215
70	0,2216	0,2375		
0,5	A21 MG6	0,2295	A21 MG12	0,2135
12,5		0,2403		0,2094
50		0,2446		0,2287
70	0,2660	0,2454		
0,5	A21 MG7	0,2465	A21 MG13	0,2707
12,5		0,2370		0,2388
50		0,2335		0,2601
70	0,2189	0,2943		

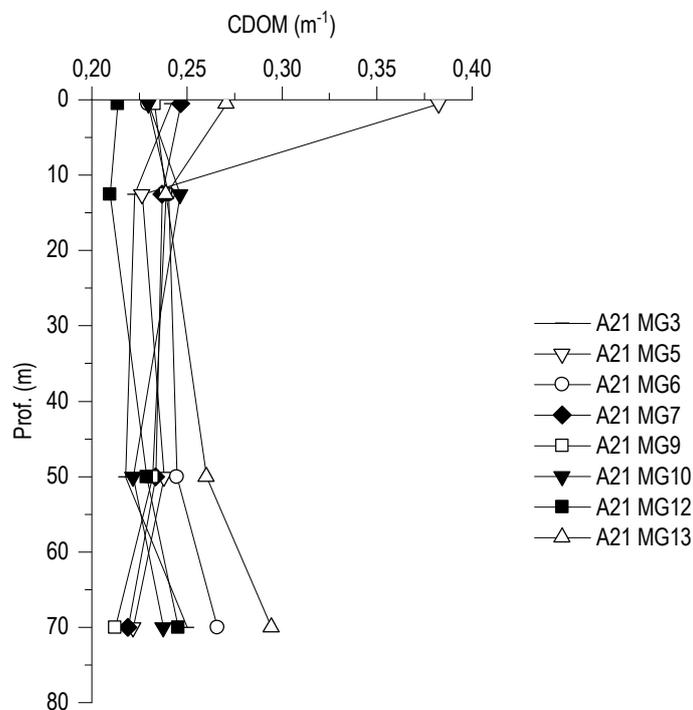
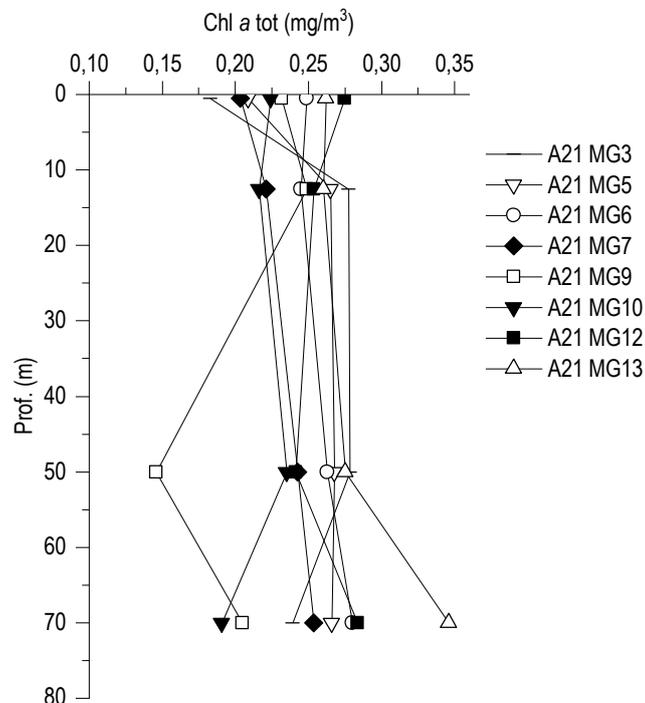


Figura 10 - Profili degli assorbimenti ( $\text{m}^{-1}$ ) della CDOM a 325 nm ( $a_{CDOM}(325)$ ).

**Clorofilla a e diversità pigmentaria**

La concentrazione di clorofilla a è in media 0,245 mg/m<sup>3</sup> (dev. st. = ± 0,04) e mostra un range di variazione compreso tra 0,146 mg/m<sup>3</sup> in A21 MG9 a 50 m e 0,346 mg/m<sup>3</sup> in A21 MG13 a 70 m (**Tabella 19**), valori nell'ambito delle concentrazioni rilevati nelle precedenti campagne autunnali. I profili delle concentrazioni di Chl a lungo la colonna d'acqua (**Figura 11**) mostrano minimi in superficie e 12,5 m tranne A21 MG9, A21 MG12 con minimo a 50 m e A21 MG10 con minimo a 70 m. I massimi si trovano tra 50 e 70 m tranne in A21 MG9 dove il massimo è a 12,5 m.

<b>Tabella 19</b> - Concentrazioni (mg/m <sup>3</sup> ) della Clorofilla a totale (Chl a tot = Clorofilla a + Divinil Clorofilla a + Alloclorofilla a, se presenti).				
Prof. m	Stazione	Chl a mg/m <sup>3</sup>	Stazione	Chl a mg/m <sup>3</sup>
0,5	<b>A21 MG3</b>	0,1826	<b>A21 MG9</b>	0,2316
12,5		0,2775		0,2488
50		0,2781		0,1458
70		0,2390		0,2049
0,5	<b>A21 MG5</b>	0,2089	<b>A21 MG10</b>	0,2243
12,5		0,2652		0,2162
50		0,2676		0,2350
70		0,2659		0,1908
0,5	<b>A21 MG6</b>	0,2489	<b>A21 MG12</b>	0,2746
12,5		0,2449		0,2537
50		0,2629		0,2413
70		0,2801		0,2837
0,5	<b>A21 MG7</b>	0,2035	<b>A21 MG13</b>	0,2617
12,5		0,2208		0,2603
50		0,2426		0,2750
70		0,2538		0,3459



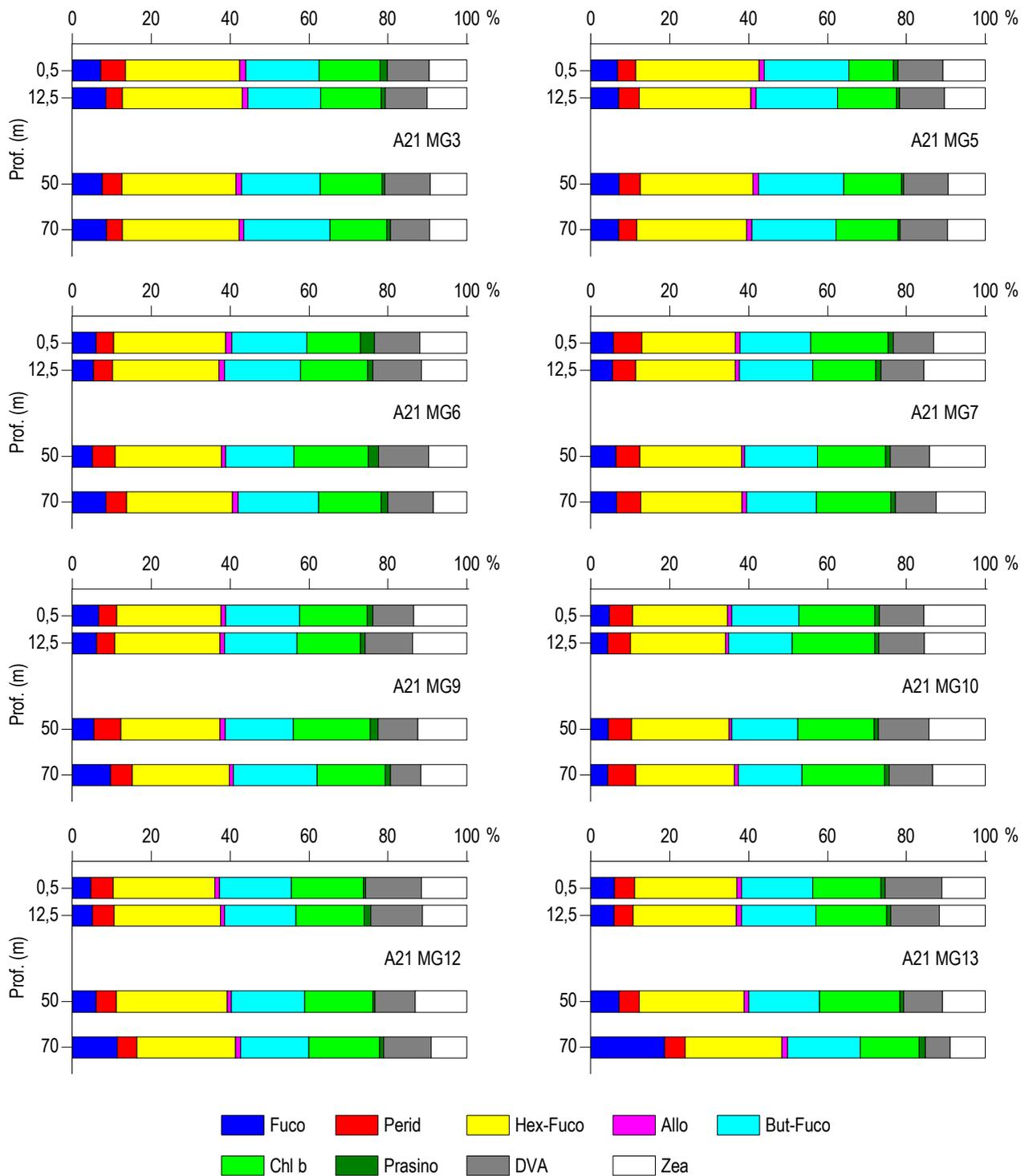
**Figura 11** - Profili delle concentrazioni (mg/m<sup>3</sup>) di clorofilla a tot.

Le concentrazioni dei nove pigmenti diagnostici principali sono riportate in **Tabella 20**. Il pigmento a maggiore concentrazione media ( $\text{mg}/\text{m}^3$ ) è Hex-Fuco (media 0,065, dev. st. =  $\pm 0,008$ ), seguono But-Fuco (media 0,046, dev. st. =  $\pm 0,006$ ), Chl *b* (media 0,042, dev. st. =  $\pm 0,007$ ), Zea (media 0,028, dev. st. =  $\pm 0,006$ ), DVA (media 0,027, dev. st. =  $\pm 0,005$ ), Fuco (media 0,017, dev. st. =  $\pm 0,008$ ), Perid (media 0,013, dev. st. =  $\pm 0,002$ ), Prasino (media 0,003, dev. st. =  $\pm 0,001$ ) e Allo (media 0,003, dev. st. =  $\pm 0,0006$ ).

La composizione pigmentaria presenta una differenziazione generalmente comune alle varie stazioni e dai rapporti tra i singoli pigmenti e la loro somma totale si ottiene una stima della composizione tassonomica del popolamento fitoplanctonico (**Figura 12**).

Tabella 20 - Concentrazioni ( $\text{mg}/\text{m}^3$ ) dei principali pigmenti diagnostici fitoplanctonici (acronimi in Tabella 7).										
Stazione	Prof.m	Fuco	Perid	Hex-Fuco	But-Fuco	Prasino	Allo	Zea	DVA	Chl b
A21 MG3	0,5	0,0115	0,0100	0,0461	0,0296	0,0029	0,0024	0,0153	0,0168	0,0246
	12,5	0,0220	0,0105	0,0781	0,0476	0,0026	0,0038	0,0260	0,0273	0,0393
	50	0,0196	0,0132	0,0753	0,0518	0,0019	0,0039	0,0244	0,0298	0,0409
	70	0,0205	0,0097	0,0705	0,0520	0,0020	0,0030	0,0225	0,0237	0,0346
A21 MG5	0,5	0,0142	0,0096	0,0647	0,0444	0,0024	0,0029	0,0224	0,0237	0,0234
	12,5	0,0177	0,0129	0,0706	0,0516	0,0020	0,0035	0,0257	0,0286	0,0371
	50	0,0181	0,0131	0,0715	0,0538	0,0016	0,0034	0,0234	0,0281	0,0366
	70	0,0177	0,0116	0,0695	0,0536	0,0012	0,0032	0,0239	0,0301	0,0393
A21 MG6	0,5	0,0149	0,0111	0,0709	0,0473	0,0089	0,0039	0,0296	0,0289	0,0338
	12,5	0,0129	0,0116	0,0645	0,0463	0,0034	0,0036	0,0277	0,0293	0,0406
	50	0,0135	0,0150	0,0713	0,0458	0,0066	0,0029	0,0257	0,0337	0,0498
	70	0,0228	0,0139	0,0715	0,0544	0,0044	0,0041	0,0228	0,0308	0,0424
A21 MG7	0,5	0,0136	0,0171	0,0564	0,0425	0,0029	0,0028	0,0311	0,0244	0,0466
	12,5	0,0146	0,0154	0,0668	0,0492	0,0033	0,0025	0,0411	0,0288	0,0422
	50	0,0178	0,0163	0,0711	0,0508	0,0035	0,0022	0,0391	0,0271	0,0475
	70	0,0180	0,0173	0,0713	0,0487	0,0031	0,0033	0,0345	0,0289	0,0525
A21 MG9	0,5	0,0165	0,0115	0,0660	0,0467	0,0036	0,0031	0,0338	0,0257	0,0427
	12,5	0,0154	0,0118	0,0675	0,0464	0,0032	0,0030	0,0350	0,0302	0,0405
	50	0,0091	0,0112	0,0414	0,0285	0,0031	0,0020	0,0204	0,0167	0,0322
	70	0,0225	0,0127	0,0569	0,0492	0,0031	0,0025	0,0271	0,0179	0,0398
A21 MG10	0,5	0,0114	0,0145	0,0589	0,0415	0,0028	0,0025	0,0381	0,0276	0,0469
	12,5	0,0102	0,0138	0,0577	0,0387	0,0024	0,0020	0,0372	0,0275	0,0502
	50	0,0112	0,0146	0,0616	0,0418	0,0027	0,0018	0,0357	0,0319	0,0482
	70	0,0088	0,0148	0,0514	0,0331	0,0022	0,0019	0,0276	0,0226	0,0433
A21 MG12	0,5	0,0121	0,0142	0,0662	0,0465	0,0013	0,0030	0,0296	0,0360	0,0472
	12,5	0,0126	0,0136	0,0663	0,0445	0,0042	0,0024	0,0278	0,0321	0,0423
	50	0,0140	0,0121	0,0657	0,0432	0,0015	0,0025	0,0305	0,0238	0,0403
	70	0,0293	0,0127	0,0642	0,0442	0,0026	0,0032	0,0233	0,0308	0,0462
A21 MG13	0,5	0,0155	0,0131	0,0662	0,0462	0,0025	0,0030	0,0281	0,0371	0,0444
	12,5	0,0151	0,0125	0,0671	0,0481	0,0028	0,0032	0,0298	0,0316	0,0459
	50	0,0188	0,0130	0,0693	0,0467	0,0026	0,0030	0,0282	0,0256	0,0528
	70	0,0540	0,0149	0,0706	0,0533	0,0045	0,0042	0,0256	0,0184	0,0430

Percentualmente i pigmenti più abbondanti sono: Hex-Fuco, pigmento diagnostico dei coccolitofori, con il 26,8%, But-Fuco con il 18,9%, Chl *b*, pigmento diagnostico delle Chlorophyta, che costituisce in media circa il 17,2% della diversità pigmentaria, Zea (Cyanobatteri *Synechococcus*-like) con l'11,7%, DVA (Cyanobatteri *Prochlorococcus*-like), con l'11,3%, Fuco in media il 6,9%, Perid in media il 5,4%, Prasino in media l'1,3% e Allo (Cryptophyceae) che presenta un contributo dell'1,2%. La somma dei due pigmenti Zea (Cyanobatteri *Synechococcus*-like) e DVA (Cyanobatteri *Prochlorococcus*-like) ci da una stima della componente picoplanctonica che in A21 rappresenta mediamente il 22,8 % del popolamento con percentuali di entrambi i pigmenti simili lungo tutta la colonna d'acqua.



**Figura 12** – Concentrazione relativa dei singoli pigmenti diagnostici in rapporto al totale delle concentrazioni dei nove Pigmenti Diagnostici (PD= Fuco+Perid+Hex-Fuco+But-Fuco+Allo+Prasino+Chl**b**+DVA+Zea).

**Tensioattivi**

 Le concentrazioni dei **tensioattivi (Tabella 21)** risultano al di sotto del limite di quantificazione della metodica in tutti i campioni.

**Tabella 21** - Concentrazione tensioattivi anionici e tensioattivi non ionici presenti nei campioni di acqua di mare lungo il profilo batimetrico. Le profondità sono espresse in metri. I dati sono espressi in milligrammi/litro.

Profondità	A21 MG3				A21MG5				A21 MG6				A21 MG7			
	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70
tensioattivi anionici	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05
tensioattivi non ionici	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03

Profondità	A21 MG9				A21 MG10				A21 MG12				A21 MG13			
	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70
tensioattivi anionici	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05
tensioattivi non ionici	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03

**Cloroderivati**

 I risultati della ricerca dei cloroderivati sono riportati nella **Tabella 22**. Questi composti (Alometani e VOC) inferiori al limite di quantificazione.

**Tabella 22** - Concentrazione dei cloroderivati nelle acque. I livelli indicano la profondità di prelievo del campione.

Profondità (m)	A21 MG3				A21 MG5				A21 MG6				A21 MG7			
	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70
<b>Acidi aloacetici (µg/l)</b>																
Dalapon	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Dibromoacetico	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Tribromoacetico	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0
Acido Monobromoacetico	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Bromodichloroacetico	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Bromocloroacetico	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Dichloroacetico	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0
Acido Tricloroacetico	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Monocloroacetico	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0
Acido Clorodibromoacetico	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0
<b>Aloacetoniitriili (µg/l)</b>																
Dibromoacetoniitrile	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05
Dicloroacetoniitrile	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05
Tricloroacetoniitrile	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
1,1,1-Tricloro-2-Propanone	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05
1,1-Dicloro-2-Propanone	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Cloropicrina	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05
<b>Alometani e VOC (µg/l)</b>																
Cloroformio	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Carbonio Tetracloruro	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Tricloro Etilene	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Dicloro Bromo Metano	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Tetracloro Etilene	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Dibromo Cloro Metano	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Bromoformio	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
1,2-Dibromo Etano	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
1,1,1-Tricloro Etano	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
1,1,2-Tricloro Etano	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
<b>Alofenoli (µg/l)</b>																
2,4-Diclorofenolo	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
4-Cloro-3-Metilfenolo	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
2,4,6-Triclorofenolo	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
Pentaclorofenolo	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2

Profondità (m)	A21 MG9				A21 MG10				A21 MG12				A21 MG13			
	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70
<b>Acidi aloacetici (µg/l)</b>																
Dalapon	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Dibromoacetico	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Tribromoacetico	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0

**Tabella 22** - Concentrazione dei cloroderivati nelle acque. I livelli indicano la profondità di prelievo del campione.

Profondità (m)	A21 MG3				A21 MG5				A21 MG6				A21 MG7			
	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70
Acido Monobromoacetico	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Bromodichloroacetico	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Bromocloroacetico	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Dichloroacetico	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0
Acido Tricloroacetico	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Monocloroacetico	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0
Acido Clorodibromoacetico	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0
<b>Aloacetoniatri (µg/l)</b>																
Dibromoacetoniatri	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05
Dichloroacetoniatri	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05
Tricloroacetoniatri	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
1,1,1-Tricloro-2-Propanone	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05
1,1-Dicloro-2-Propanone	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Cloropicrina	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05
<b>Alometani e VOC (µg/l)</b>																
Cloroformio	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Carbonio Tetracloruro	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Tricloro Etilene	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Dicloro Bromo Metano	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Tetracloro Etilene	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Dibromo Cloro Metano	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Bromofornio	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
1,2-Dibromo Etano	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
1,1,1-Tricloro Etano	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
1,1,2-Tricloro Etano	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
<b>Alofenoli (µg/l)</b>																
2,4-Diclorofenolo	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
4-Cloro-3-Metilfenolo	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
2,4,6-Triclorofenolo	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
Pentaclorofenolo	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2

### Idrocarburi totali

Nella **Tabella 23** sono riportati i risultati ottenuti dalla ricerca degli **idrocarburi totali**. Questi contaminanti sono diffusamente presenti con concentrazioni che variano indipendentemente dalla posizione delle stazioni di prelievo.

**Tabella 23** - Concentrazione degli idrocarburi totali presenti nei campioni di acqua di mare lungo il profilo batimetrico. I dati sono espressi in microgrammi/litro. In neretto (0,5 - 12,5 - 50 - 70) sono indicate le profondità di prelievo in metri.

A21 MG3				A21 MG5				A21 MG6				A21 MG7			
0,5	12,5	50,0	70,0	0,5	12,5	50,0	70,0	0,5	12,5	50,0	70,0	0,5	12,5	50,0	70,0
83,82	18,09	69,89	82,54	67,31	94,19	73,84	55,31	55,03	81,86	136,96	94,95	66,15	88,63	238,90	152,51
A21 MG9				A21 MG10				A21 MG12				A21 MG13			
0,5	12,5	50,0	70,0	0,5	12,5	50,0	70,0	0,5	12,5	50,0	70,0	0,5	12,5	50,0	70,0
118,05	170,01	80,59	83,21	85,69	112,55	158,84	65,55	221,47	35,03	62,96	106,73	101,45	63,95	82,19	85,24

### Analisi microbiologiche

Dall'analisi microbiologica (**Tabella 24**) emerge l'assenza di contaminazione fecale.

**Tabella 24** - Risultati delle analisi microbiologiche effettuate sui campioni di acqua superficiale. I dati sono espressi in ufc/100 ml. P = presenti ma non formanti colonie.

	A21 MG3	A21 MG5	A21 MG6	A21 MG7	A21 MG9	A21 MG10	A21 MG12	A21 MG13
Coliformi fecali	<10	<10	<10	<10	<10	<10	<10	<10
Streptococchi fecali (enterococchi)	<10	<10	<10	<10	<10	<10	<10	<10
Coliformi totali	<10	<10	<10	<10	<10	<10	<10	<10

### 3.1.3 Plancton

#### 3.1.3.1 Fitoplancton

##### Analisi quantitativa e qualitativa del fitoplancton da bottiglia

La densità fitoplanctonica totale media è circa 67 cell/ml variando tra 45 (A21 MG7 a 0,5 m) e 111 cell/ml (A21 MG13 70 m (Tabella 26)). L'andamento delle densità lungo la colonna d'acqua mostra minimi prevalentemente in superficie e a 12,5 m (A21 MG10 con minimo a 50 m) e abbondanze massime a 70 m, tranne A21 MG6 e A21 MG10 che presentano il massimo in superficie (Figura 13). Mediamente le maggiori abbondanze sono date dal gruppo denominato "Altro plancton" costituito diverse classi di nanoflagellati (Cryptophyceae, Chrysophyceae, Dictyochophyceae, Chlorophyceae, Euglenoidea, Prasinophyceae, Prymnesiophyceae non Coccolitofori, Cyanophyceae più i flagellati non identificati) che varia tra 19 (A21 MG7 a 0,5 m) e 53 cell/ml (A21 MG13 a 70 m), come rappresentato anche dalla diversità pigmentaria (Figura 12) in cui prevalgono pigmenti diagnostici attribuibili alle stesse classi fitoplanctoniche (But-fuco, Chl b, Allo, Prasino). La classe dei coccolitofori domina singolarmente, come rappresentato dal contributo del pigmento diagnostico Hex-fuco (Figura 12), variando tra 13 (A21 MG6 a 12,5 m) e 26 cell/ml (A21 MG7 a 70 m). Le diatomee variano tra 5 (A21 MG6 a 12,5 m) e 30 cell/ml (A21 MG13 a 70 m). I dinoflagellati infine risultano i meno abbondanti variando tra 5 (A21 MG6 a 12,5 m) e 9 cell/ml (A21 MG10 a 70 m).

Osservando il contributo percentuale delle classi (Figura 14) si nota che il popolamento autunnale del 2021 è rappresentato principalmente dal gruppo Altro plancton, in media quasi il 50%, con *Phaeocystis* sp., Cryptophyceae sp., *Paulinella ovalis*, *Leucocryptos marina* e dalla classe dei coccolitofori, in media il 26,3% del popolamento, rappresentata prevalentemente da *Emiliania huxleyi*. Le diatomee, con maggiore contributo in profondità, rappresentano mediamente il 13% grazie a *Cylindrotheca closterium*, *Thalassionema frauenfeldii*, *Pseudo-nitzschia galaxiae* (forma grande e piccola) e *Pseudo-nitzschia delicatissima*. La classe dei dinoflagellati, infine, risulta la meno rappresentata rispetto alle altre costituendo mediamente l'11% con individui appartenenti alle Gymnodiniaceae e da forme tectate come *Oxytoxum variabile* ed *Heterocapsa minima*.

Sia l'entità delle abbondanze fitoplanctoniche che la composizione tassonomica risultano coerenti con il periodo stagionale e non si evidenziano differenze tra le diverse stazioni.

Tabella 25 - Densità fitoplanctonica totale (cell/ml) e delle classi o gruppi identificati.						
Stazione	prof. (m)	Diatomee	Dinoflagellati	Coccolitofori	Altro	Totale
A21 MG6	0,5	6,75	5,08	12,79	31,69	56,31
	12,5	4,56	4,76	12,47	26,87	48,66
	50	8,27	6,35	12,88	32,84	60,35
	70	9,94	6,37	16,25	39,90	72,46
A21 MG7	0,5	4,73	7,61	14,00	18,97	45,32
	12,5	7,89	8,26	17,69	36,43	70,27
	50	7,79	7,10	19,99	44,47	79,35
	70	11,06	7,95	26,32	51,81	97,14
A21 MG10	0,5	7,95	8,34	18,33	40,72	75,34
	12,5	7,26	9,19	14,08	37,48	68,01
	50	4,71	8,83	15,20	21,71	50,45
	70	6,55	9,19	13,49	21,49	50,71
A21 MG12	0,5	7,49	7,07	18,16	20,38	53,10
	12,5	8,25	6,89	21,90	26,64	63,69
	50	7,69	7,07	18,09	26,45	59,30
	70	14,88	7,06	18,18	39,16	79,27
A21 MG13	0,5	6,88	5,79	14,27	27,19	54,12
	12,5	7,56	5,59	17,93	33,06	64,14
	50	11,73	6,14	19,59	36,41	73,87
	70	29,70	5,65	22,42	53,03	110,80

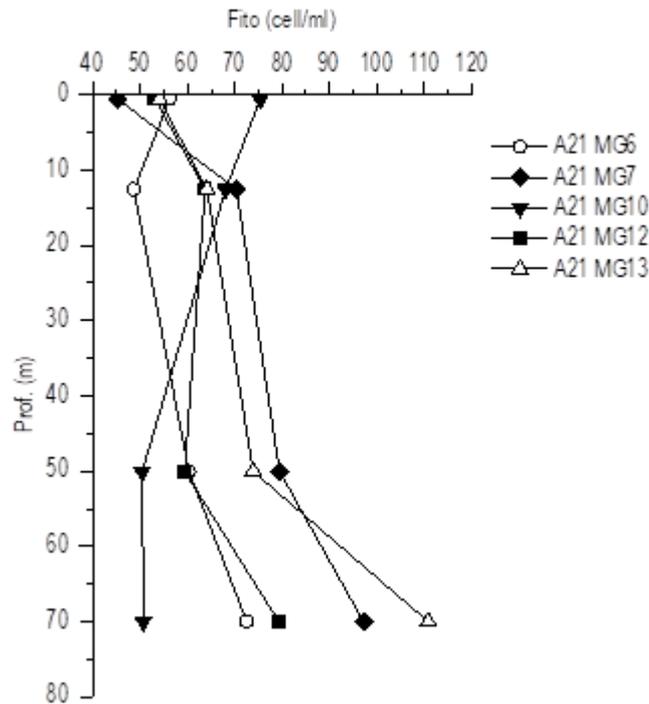
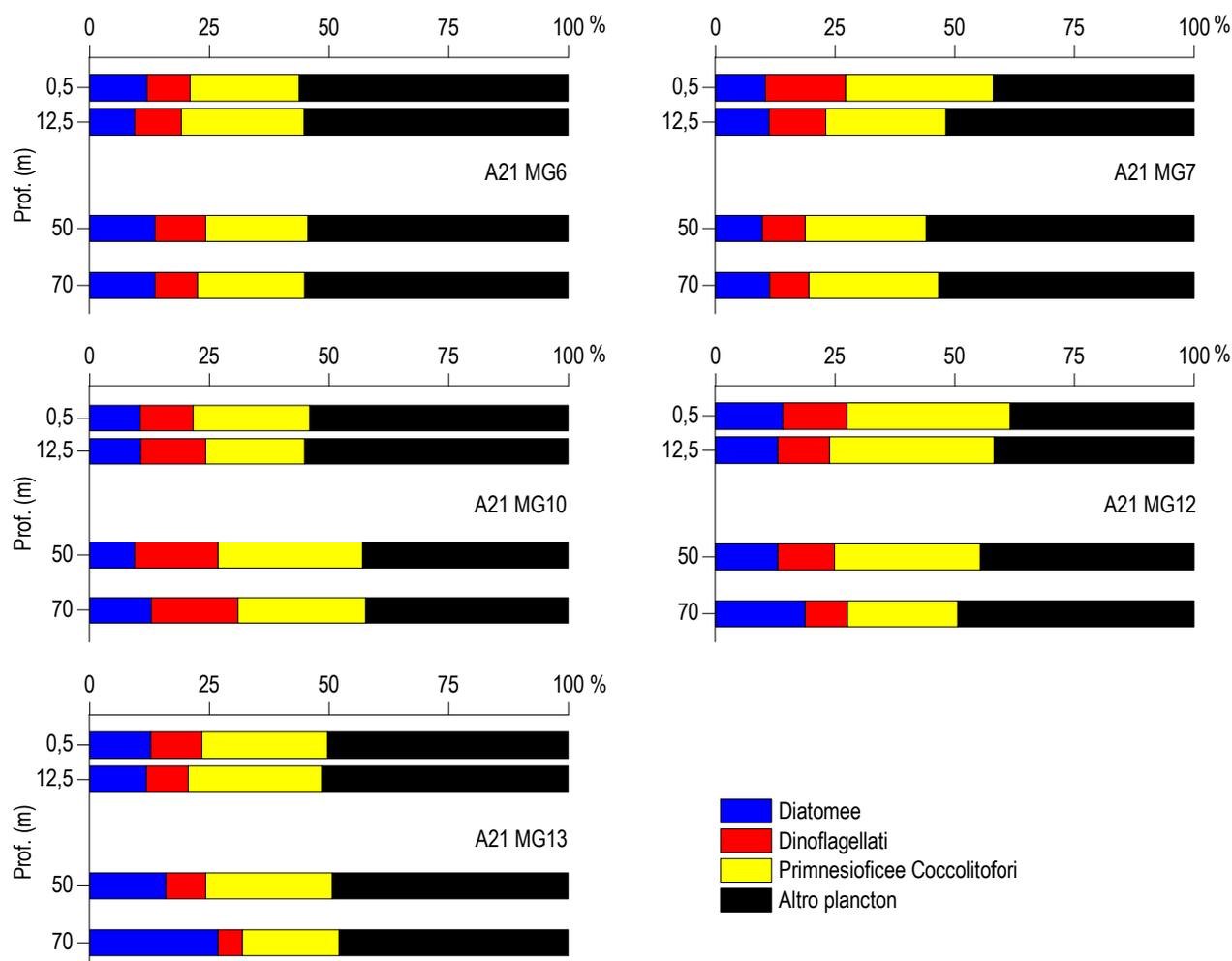


Figura 13 - Profili delle densità fitoplanctoniche totali (cell/ml).

In totale sono stati identificati a diverso livello tassonomico 217 taxa (più la categoria Flagellati indeterminati) (**Tabella 26**) suddivisi tra le principali classi o raggruppamenti fitoplanctonici di cui si fornisce l'elenco completo in **Tabella 27**.

La maggior parte dei taxa appartiene alle diatomee che sono rappresentate da 72 specie, 10 forme identificate a livello di genere e 5 categorie soprageneriche. Anche i dinoflagellati sono ben rappresentati con 65 specie, 4 forme identificate a livello di genere e 4 categorie. I coccolitofori, infine, risultano meno diversificati con 27 specie insieme a 2 forme individuate a livello di genere e 1 categoria sopragenerica. Il gruppo "Altro plancton", che caratterizza di più il popolamento in termini quantitativi, presenta più difficoltà nella discriminazione tassonomica al microscopio, date le piccole dimensioni e le poco evidenti strutture morfologiche e appare meno diversificato a livello specifico (27 taxa suddivisi in 19 specie, 5 generi e 3 categorie superiori). Il popolamento fitoplanctonico autunnale del 2021 presenta valori medi di diversità specifica (Shannon) e di equitabilità (Pielou) di 3,61 bit/cell e di 0,60 variando rispettivamente tra 3,37 (A21 MG13 0,5 m) e 3,81 (A21 MG6 50 m) bit/cell e tra 0,58 (A21 MG10 0,5 m) e 0,65 (A21 MG10 70 m). I minimi di diversità si raggiungono in corrispondenza della prevalenza, nel gruppo Altro plancton, di *Phaeocystis* sp e Cryptophyceae. Dominano anche *Emiliana huxleyi* (coccolitofori) e *Cylindrotheca closterium* (diatomee).



**Figura 14** – Abbondanza relativa delle classi fitoplanctoniche indicate in legenda in rapporto all'abbondanza totale.

**Tabella 26** - Numero di specie, generi e altre categorie tassonomiche individuate per ogni classe o raggruppamento fitoplanctonico nei campioni osservati (prelievo con Niskin).

Classe	Specie	Generi	Categorie superiori*
Diatomee	72	10	5
Dinoflagellati	65	4	4
Prymnesiophyceae coccolitofori	27	2	1
Cryptophyceae	1		1
Chrysophyceae/Dictyochophyceae	5		
Chlorophyta/Euglenoidea	1		1
Prasinophyceae	4	2	1
Prymnesiophyceae non coccolitofori		2	
Cyanophyceae	1		
Raphidophyceae	3		
Altro	4	1	
Totale	183	21	13

\*Con il termine "Categorie superiori" si intendono livelli tassonomici sopragenerici

**Tabella 27** - Lista dei taxa individuati dalle analisi quantitative microscopiche.

<b>DIATOMEE</b>		
<i>Amphora</i> spp.	Diatomea pennata n.i. (forma p)	<i>Nitzschia</i> spp.
<i>Asterionellopsis glacialis</i> (Castracane) Round 1990	Diatomee centriche > 20 µm n.i.	<i>Nitzschia tryblionella</i> Hantzsch 1860
<i>Asteromphalus flabellatus</i> Ehrenberg 1844	Diatomee pennate ≤ 20 µm n.i.	<i>Plagiotropis</i> sp.
<i>Bacteriastrium furcatum</i> Shadbolt 1854	Diatomee pennate > 20 µm n.i.	<i>Pleurosigma angulatum</i> (Queckett) Smith 1852
<i>Bacteriastrium jadrantum</i> Godrijan, Maric & Pfannkuchen 2012	<i>Dimeregramma fulvum</i> (Gregory) Ralfs in Pritchard 1861	<i>Pleurosigma delicatulum</i> Smith 1852
<i>Bacteriastrium parallelum</i> Sarno, Zingone & Marino 1997	<i>Diploneis crabro</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1854	<i>Pleurosigma intermedium</i> Smith 1853
<i>Cerataulina pelagica</i> (Cleve) Hendey 1937	<i>Diploneis</i> spp.	<i>Pleurosigma majus</i> (Grunow) Cleve 1894
<i>Chaetoceros affinis</i> Lauder 1864	<i>Entomoneis</i> cf. <i>paludosa</i> (Smith) Reimer 1975	<i>Pleurosigma normanii</i> Ralfs 1861
<i>Chaetoceros anastomosans</i> Grunow 1882	<i>Entomoneis</i> spp.	<i>Pleurosigma obscurum</i> Smith 1852
<i>Chaetoceros brevis</i> Schütt 1895	<i>Fragilariopsis doliolus</i> (Wallich) Medlin & Sims 1993	<i>Proboscia alata</i> (Brightwell) Sundström 1986
<i>Chaetoceros compressus</i> Lauder 1864	<i>Fragilariopsis</i> spp.	<i>Psammodictyon panduriforme</i> (Gregory) Mann 1990
<i>Chaetoceros convolutus</i> Castracane 1886	<i>Guinardia striata</i> (Stolterfoth) Hasle 1996	<i>Pseudo-nitzschia americana</i> (Hasle) Fryxell 1993
<i>Chaetoceros curvisetus</i> Cleve 1889	<i>Hantzschia amphioxys</i> (Ehrenberg) Grunow 1880	<i>Pseudo-nitzschia</i> cf. <i>pungens</i> (Grunow ex Cleve) Hasle 1993
<i>Chaetoceros danicus</i> Cleve 1889	<i>Haslea alexanderi</i> Lobban & Perez 2020	<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i> (Cleve) Heiden 1928
<i>Chaetoceros diversus</i> Cleve 1873	<i>Haslea wawriake</i> (Hustedt) Simonsen 1974	<i>Pseudo-nitzschia galaxiae</i> Lundholm & Moestrup 2002
<i>Chaetoceros lorenzianus</i> Grunow 1863	<i>Hemiaulus sinensis</i> Greville	<i>Pseudo-nitzschia pseudodelicatissima</i> (Hasle) Hasle 1993
<i>Chaetoceros neogracile</i> Van Landingham 1968	<i>Leptocylindrus convexus</i> Nanjappa & Zingone 2013	<i>Pseudo-nitzschia subfraudulenta</i> (Hasle) Hasle 1993
<i>Chaetoceros peruvianus</i> Brightwell 1856	<i>Leptocylindrus danicus</i> Cleve 1889	<i>Pseudosolenia calcar-avis</i> (Schultze) Sundström 1986
<i>Chaetoceros protuberans</i> Lauder 1864	<i>Leptocylindrus mediterraneus</i> (Peragallo) Hasle 1975	<i>Rhizosolenia decipiens</i> Sundström 1986
<i>Chaetoceros socialis</i> Lauder 1864	<i>Licmophora gracilis</i> (Ehrenberg) Grunow 1867	<i>Rhizosolenia imbricata</i> Brightwell 1858
<i>Chaetoceros</i> spp.	<i>Navicula</i> cf. <i>transitans</i> Heimdal 1970	<i>Skeletonema menzeli</i> Guillard Carpenter & Reimann 1974
<i>Chaetoceros tenuissimus</i> Meunier 1913	<i>Navicula directa</i> (Smith) Ralfs 1861	<i>Synedra</i> spp.
<i>Chaetoceros thronsenii</i> (Marino, Montresor & Zingone) Marino, Montresor & Zingone 1991	<i>Navicula distans</i> (Smith) Ralfs 1861	<i>Tabularia gaillonii</i> (Bory de Saint-Vincent) Bukhtiyarova 1995
<i>Ctenophora pulchella</i> (Ralfs ex Kützing) Williams & Round 1986	<i>Navicula</i> spp.	<i>Thalassionema</i> cf. <i>bacillare</i> (Heiden) Kolbe 1955
<i>Cylindrotheca closterium</i> (Ehrenberg) Reimann & Lewin 1964	<i>Nitzschia</i> (sez. <i>sigmatae</i> ) sp.	<i>Thalassionema frauenfeldii</i> (Grunow) Hallegraeff 1986
<i>Cymatosira lorenziana</i> Grunow 1862	<i>Nitzschia bicapitata</i> Cleve 1901	<i>Thalassionema nitzschioides</i> (Grunow) Mereschowsky 1902
<i>Dactyliosolen fragilissimus</i> (Bergon) Hasle 1996	<i>Nitzschia longissima</i> (Brébisson) Ralfs 1861	<i>Thalassiosira anguste-lineata</i> (Schmidt) Fryxell & Hasle 1977
<i>Dactyliosolen phuketensis</i> (Sundstrom) Hasle 1996	<i>Nitzschia lorenziana</i> Grunow 1879	<i>Thalassiosira eccentrica</i> (Ehrenberg) Cleve 1903
<i>Diatoma tenuis</i> Agardh 1812	<i>Nitzschia sicula</i> (Castracane) Hustedt	<i>Thalassiosira</i> spp.
<b>DINOFLAGELLATI</b>		
<i>Achradina pulchra</i> Lohmann 1903	<i>Gymnodinium catenatum</i> Graham 1943	<i>Oxytoxum curvatum</i> (Kofoid) Kofoid 1911
<i>Akashiwo sanguinea</i> (Hirasaka) Hansen & Moestrup 2000	<i>Gyrodinium aciculatum</i> Hansen & Larsen 1992	<i>Oxytoxum longiceps</i> Schiller
<i>Alexandrium</i> cf. <i>minutum</i> Halim 1960	<i>Gyrodinium fusiforme</i> Kofoid & Swezy 1921	<i>Oxytoxum mediterraneum</i> Schiller
<i>Alexandrium tamarense</i> (Lebour) Balech 1995	<i>Gyrodinium</i> spp.	<i>Oxytoxum scolopax</i> Stein 1883
<i>Amphidinium</i> cf. <i>globosum</i> Schröder 1911	<i>Heterocapsa illdefina</i> (Herman & Sweeney) Morrill & Loeblich III 1981	<i>Oxytoxum sphaeroideum</i> Stein 1883
<i>Amphidinium</i> cf. <i>sphenoides</i> Wulff 1916	<i>Heterocapsa minima</i> Pomroy 1989	<i>Oxytoxum strophalatum</i> Dodge & Saunders 1985
<i>Amphidinium</i> spp.	<i>Heterocapsa niei</i> (Loeblich III) Morrill & Loeblich III 1981	<i>Oxytoxum variabile</i> Schiller 1937
<i>Amphidoma languida</i> Tillmann, Salas & Elbrachter 2012	<i>Heterocapsa rotundata</i> (Lohmann) Hansen 1995	<i>Oxytoxum viride</i> Schiller 1937

<i>Azadinium caudatum</i> var. <i>margalefii</i> Nézan & Chomérat 2012	<i>Histioneis depressa</i> Schiller 1928	<i>Phalacroma porodictyum</i> Stein 1883
<i>Azadinium spinosum</i> Elbrächter & Tillmann 2009	<i>Histioneis robusta</i> Rampi 1969	<i>Phalacroma rotundatum</i> (Claparède & Lachmann) Kofoid & Michener 1911
<i>Cochlodinium pulchellum</i> Lebour 1917	<i>Karenia brevis</i> (Davis) Hansen & Moestrup 2000	<i>Pronoclitilca pelagica</i> Fabre-Domergue 1889
<i>Cochlodinium pupa</i> Lebour 1925	<i>Karenia mikimotoi</i> (Miyake & Kominami ex Oda) Hansen & Moestrup 2000	<i>Prorocentrum balticum</i> (Lohmann) Loeblich 1970
<i>Cochlodinium</i> sp.	<i>Karenia papilionacea</i> Haywood & Steidinger 2004	<i>Prorocentrum compressum</i> (Bailey) Abé ex Dodge 1975
<i>Corythodinium curvicaudatum</i> (Kofoid) Taylor 1976	<i>Karenia</i> spp.	<i>Prorocentrum gracile</i> Schütt 1895
<i>Corythodinium tessellatum</i> (Stein) Loeblich Jr. & Loeblich III 1966	<i>Lessardia elongata</i> Saldarriaga & Taylor 2003	<i>Protoceratium reticulatum</i> (Claparède & Lachmann) Butschli 1885
<i>Dicroerisma psilonereiiella</i> Taylor & Cattell 1969	<i>Mesoporos adriaticus</i> (Schiller) Lillick	<i>Protooperidinium breve</i> Paulsen 1907
Dinoflagellati tecati $\leq 20 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Mesoporos perforatus</i> (Gran) Lillick 1937	<i>Protooperidinium brevipes</i> (Paulsen, 1908) Balech 1974
Dinoflagellati tecati $> 20 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Micracanthodinium setiferum</i> (Lohmann) Deflandre 1937	<i>Protooperidinium ovum</i> (Schiller) Balech 1974
<i>Dinophysis ovum</i> (Schütt) Abé	<i>Neoceratium declinatum</i> (Karsten) Gómez, Moreira & López-García 2010	<i>Protooperidinium steinii</i> (Jørgensen) Balech 1974
<i>Diplopsalis lenticula</i> Bergh 1881	<i>Neoceratium extensum</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2010	<i>Protooperidinium tuba</i> (Schiller) Balech 1974
<i>Goniodoma polyedricum</i> (Pouchet) Jørgensen 1899	<i>Neoceratium fusus</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010	<i>Pyrocystis fusiformis</i> Thomson 1876
<i>Gonyaulax polygramma</i> Stein 1883	<i>Neoceratium pentagonum</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2010	<i>Scrippsiella trochoidea</i> (Stein) Balech ex Loeblich III 1965
<i>Gonyaulax spinifera</i> (Claparède & Lachmann) Diesing 1866	<i>Neoceratium symmetricum</i> (Pavillard) Gómez, Moreira & López-García 2010	<i>Torodinium robustum</i> Kofoid & Swezy 1921
Gymnodiniaceae $\leq 20 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Neoceratium tripos</i> (Müller) Gómez, Moreira & López-García 2010	
Gymnodiniaceae $> 20 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Oxytoxum adriaticum</i> Schiller 1937	
<b>PRYMNESIOPHYCEAE COCCOLITOFORI</b>		
<i>Acanthoica quattrosolina</i> Lohmann 1903	Coccolitofori $\leq 10 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Pontosphaera</i> sp.
<i>Algirosphaera robusta</i> (Lohmann) Norris 1984	<i>Corisphaera</i> spp.	<i>Pontosphaera syracusana</i> Lohmann 1902
<i>Alisphaera ordinata</i> (Kamptner) Heimdal 1973	<i>Coronosphaera binodata</i> (Kamptner) Gaarder 1977	<i>Rhabdosphaera clavigera</i> Murray & Blackman 1898
<i>Calcidiscus leptoporus</i> (Murray & Blackman) Loeblich & Tappan 1978	<i>Coronosphaera mediterranea</i> (Lohmann) Gaarder 1977	<i>Scyphosphaera apsteinii</i> Lohmann 1902
<i>Calciosolenia brasiliensis</i> (Lohmann) Young 2003	<i>Discosphaera tubifer</i> (Murray & Blackman) Ostefeld 1900	<i>Syracosphaera anthos</i> (Lohman) Janin 1987
<i>Calciosolenia murrayi</i> Gran 1912	<i>Emiliania huxleyi</i> (Lohmann) Hay & Mohler 1967	<i>Syracosphaera</i> cf. <i>molischii</i> Schiller 1925
<i>Calyptrosphaera oblonga</i> Lohmann 1902	<i>Florisphaera profunda</i> Okada & Honjo 1973	<i>Syracosphaera histrica</i> Kamptner 1941
<i>Calyptrosphaera sphaeroidea</i> Schiller 1913	<i>Helicosphaera carterii</i> (Wallich) Kamptner 1954	<i>Syracosphaera pulchra</i> Lohmann 1902
<i>Ceratolithus cristatus</i> Kamptner 1950	<i>Helladosphaera cornifera</i> (Schiller) Kamptner 1937	<i>Umbilicosphaera sibogae</i> (Weber-van Bosse) Gaarder 1970
<i>Coccolithus pelagicus</i> (Wallich) Schiller 1930	<i>Ophiaster hydroideus</i> (Lohmann) Lohmann 1913	<i>Zygospaera hellenica</i> Kamptner 1937
<b>CRYPTOPHYCEAE</b>		
Cryptophyceae n.i.	<i>Plagioselmis prolunga</i> Butcher ex Novarino, Lucas & Morrall 1994	
<b>CHRYSOPHYCEAE/DICTYOCOPHYCEAE</b>		
<i>Apedinella radians</i> (Lohmann) Campbell 1973	<i>Meringosphaera mediterranea</i> Lohmann 1902	<i>Ollicola vangoorii</i> (Conrad) Vørs 1992
<i>Dictyocha fibula</i> Ehrenberg 1839	<i>Meringosphaera tenerrima</i> Schiller 1925	
<b>PRASINOPHYCEAE</b>		
<i>Halosphaera viridis</i> Schmitz 1878	<i>Pseudoscourfieldia marina</i> (Thronsdén) Manton 1975	<i>Tetraselmis</i> sp.
<i>Pachysphaera pelagica</i> Ostefeld 1899	<i>Pyramimonas grossii</i> Parke 1949	
Prasinophyceae $< 10 \mu\text{m}$	<i>Pyramimonas</i> spp.	
<b>PRYMNESIOPHYCEAE NON COCCOLITOFORI</b>		
<i>Chrysochromulina</i> spp.	<i>Phaeocystis</i> forma coloniale	<i>Phaeocystis</i> sp.
<b>CHLORO/EUGLENO</b>		
Chlorophyta n.i.	<i>Monoraphidium griffithii</i> (Berkeley) Komárková-Legnerová 1969	
<b>RAPHIDOPHYCEAE</b>		

<i>Chattonella marina</i> (Subrahmanyam) Hara & Chihara 1982	<i>Commation cryoporinum</i> Thomsen & Larsen 1993	<i>Heterosigma akashiwo</i> (Hada) Hada ex Hara & Chihara 1987
<b>CYANOPHYCEAE</b>		
<i>Planktothrix</i> sp.		
<b>ALTRO</b>		
Flagellati indeterminati < 10 µm	<i>Leucocryptos marina</i> (Braarud) Butcher 1967	<i>Paulinella ovalis</i> (Wulff) Johnson, Hargraves & Sieburth 1988
<i>Hermesinum adriaticum</i> Zacharias 1906	<i>Mesodinium rubrum</i>	<i>Telonema</i> sp.

### Analisi qualitativa del fitoplancton da retino

Per l'identificazione della comunità microfitoplanctonica lungo tutta la colonna d'acqua, sono stati raccolti con retino 5 campioni nelle stazioni A21 MG6, A21 MG7, A21 MG10, A21 MG12 e A21 MG13.

Dall'analisi qualitativa dei campioni sono stati individuati 266 taxa, di cui 242 identificati a livello di specie, 18 come genere e 6 attribuibili a categorie soprageneriche (**Tabella 28**).

<b>Tabella 28</b> - Numero di specie, generi e altre categorie tassonomiche individuate per ogni classe o raggruppamento fitoplanctonico nei campioni osservati (prelievo con retino).			
Classe	Specie	Generi	Categorie superiori*
Diatomee	111	12	3
Dinoflagellati	105	4	2
Prymnesiophyceae coccolitofori	17		
Chryso/Dictyochophyceae	4		
Chlorophyceae		1	
Prasinophyceae	1		
Cyanophyceae	1	1	1
Raphidophyceae	1		
Altro	2		
<b>Totale</b>	<b>242</b>	<b>18</b>	<b>6</b>

\*Con il termine "Categorie superiori" si intendono livelli tassonomici sopragenerici

In **Tabella 29** è fornito l'elenco completo dei taxa presenti nelle diverse stazioni di campionamento. Nell'insieme di tutte le stazioni, 126 taxa appartengono alle diatomee, 111 alla classe dei dinoflagellati e 17 ai coccolitofori; inoltre, sono stati individuati 4 taxa attribuibili alla classe delle Chryso/Dictyochophyceae, 1 taxon alle Chlorophyceae, 1 alle Prasinophyceae e 1 alle Raphidophyceae, e 3 taxa appartenenti alle Cyanophyceae. Per la categoria Altro, invece, sono stati identificati 2 taxa.

La numerosità dei taxa presenti nelle diverse stazioni va da un minimo di 141 in A21 MG12 ad un massimo di 162 in A21 MG6.

Dall'osservazione non è emersa una netta differenza nel numero dei taxa individuati che, in tutte le stazioni, sono principalmente appartenenti alle diatomee (83 taxa in A21 MG6, 68 in A21 MG7, 89 in A21 MG10, 70 in A21 MG12 e 79 in A21 MG13) ed in secondo luogo ai dinoflagellati (58 taxa in A21 MG6 e in A21 MG13, 56 in A21 MG7 e 51 in A21 MG10 e in A21 MG12). Anche i coccolitofori risultano piuttosto differenziati con 17 taxa individuati tutti a livello di specie, diventando così la terza classe più rappresentata (15 taxa in A21 MG6, A21 MG7 e A21 MG10 e 14 taxa in A21 MG12 e A21 MG13). La frazione più piccola del popolamento è, invece, rappresentata dalle Chryso/Dictyochophyceae, dalle Chlorophyceae, dalle Prasinophyceae, dalle Cyanophyceae, dalle Raphidophyceae e dalla categoria Altro, che presentano un numero esiguo di taxa in tutte le stazioni.

Sono stati, inoltre, identificati ed aggiunti 9 nuovi taxa, 6 dei quali appartengono alle diatomee (*Chaetoceros protuberans*, *Cymatosira lorenziana*, *Cymatosira* sp., *Diatoma tenuis*, *Haslea alexanderi* e *Nitzschia lorenziana*) e 3 ai dinoflagellati (*Dinophysis exigua*, *Prorocentrum arcuatum* e *Prorocentrum pyriforme*), che non erano stati rilevati nei campionamenti dei precedenti anni. Per quanto riguarda *Nitzschia lorenziana*, molto probabilmente era stata precedentemente già stata inserita in *Nitzschia* (sez. sigmatae) sp. data la sua meno evidente attribuzione alla specie.

Ad un confronto della lista dei taxa individuati dalle analisi quantitative (**Tabella 27**) con l'elenco dei taxa ottenuti dalle analisi qualitative (**Tabella 29**), vediamo che il numero di taxa osservati è superiore nei campioni da retino (266) rispetto a quelli da bottiglia (219); i taxa attribuibili alle classi delle diatomee e dei dinoflagellati risultano nettamente superiori nei campioni da retino come anche quelli appartenenti alle Cyanophyceae, mentre il numero di taxa attribuibili alle restanti classi e alla categoria Altro plancton risulta superiore nei campioni da bottiglia.

Inoltre, l'osservazione qualitativa del microfitoplancton ha permesso di rilevare la presenza di numerose specie rare appartenenti alla classe dei dinoflagellati, principalmente attribuibili ai generi *Neoceratium* (= *Ceratium*), *Oxytoxum*, *Prorocentrum* e *Protoperidinium*, insieme a taxa come *Achradina pulchra*, *Actiniscus pentasterias*, *Amphisolenia globifera*, *Lingulodinium polyedrum*, *Pyrocystis* cf. *fusiformis* e *Pyrocystis* cf. *robusta*. Da segnalare anche la presenza di taxa appartenenti alle classi delle Chlorophyceae (*Monoraphidium* sp.) e delle Cyanophyceae (Cianobatteri filamentosi n.i., *Planktothrix agardhii* e *Spirulina* sp.), tipicamente di acque dolci, probabilmente imputabile all'apporto fluviale dell'Arno.

**Tabella 29** - Lista dei taxa dalle analisi qualitative dei campioni raccolti con retino nelle stazioni A21 MG6, A21 MG7, A21 MG10, A21 MG12 e A21 MG13 (indicate come 6, 7, 10, 12 e 13)

Specie	6	7	10	12	13	Specie	6	7	10	12	13
<b>DIATOMEE</b>											
<i>Amphiprora gigantea</i> var. <i>sulcata</i> (O'Meara) Cleve 1894	x		x			<i>Leptocylindrus danicus</i> Cleve 1889	x	x	x	x	x
<i>Amphiprora sulcata</i> var. <i>aequatorialis</i> (Cleve) Peragallo in Peragallo & Peragallo 1898	x					<i>Leptocylindrus mediterraneus</i> (Peragallo) Hasle 1975	x	x	x	x	x
<i>Amphora</i> spp.						<i>Lioloma pacificum</i> (Cupp) Hasle 1996		x			x
<i>Asterionellopsis glacialis</i> (Castracane) Round 1990	x	x		x		<i>Lithodesmium undulatum</i> Ehrenberg 1839		x		x	x
<i>Asterolampra marylandica</i> Ehrenberg 1844		x	x	x	x	<i>Navicula directa</i> (Smith) Ralfs 1861	x	x		x	
<i>Asteromphalus flabellatus</i> Ehrenberg 1844			x	x		<i>Navicula distans</i> (Smith) Ralfs 1861	x	x	x	x	x
<i>Bacteriastrium comosum</i> Pavillard			x		x	<i>Navicula</i> spp.	x	x	x	x	x
<i>Bacteriastrium delicatulum</i> Cleve 1897	x	x	x		x	<i>Navicula transitans</i> var. <i>delicatula</i> Heimdal 1970	x	x	x	x	x
<i>Bacteriastrium hyalinum</i> var. <i>princeps</i> (Castracane) Ikar			x		x	Naviculaceae > 20 µm n.i.	x	x			x
<i>Bacteriastrium jadrantum</i> Godrijan, Maric & Pfannkuchen 2012	x	x	x		x	<i>Nitzschia</i> (sez. <i>sigmatae</i> ) sp.	x	x	x	x	x
<i>Bacteriastrium mediterraneum</i> Pavillard 1916			x			<i>Nitzschia bicapitata</i> Cleve 1901	x	x	x	x	x
<i>Cerataulina pelagica</i> (Cleve) Hensley 1937	x	x	x	x	x	<i>Nitzschia longissima</i> (Brébisson) Ralfs 1861	x	x	x		x
<i>Chaetoceros affinis</i> Lauder 1864	x	x	x	x	x	<i>Nitzschia lorenziana</i> Grunow 1879	x		x	x	
<i>Chaetoceros anastomosans</i> Grunow 1882	x	x	x	x	x	<i>Nitzschia sicula</i> (Castracane) Hustedt	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros brevis</i> Schütt 1895			x		x	<i>Nitzschia sigma</i> (Kützing) Smith 1853	x		x	x	
<i>Chaetoceros</i> cf. <i>densus</i> (Cleve) Cleve 1899	x					<i>Odontella mobilensis</i> (Bailey) Grunow 1884			x	x	x
<i>Chaetoceros compressus</i> Lauder 1864	x	x	x			<i>Plagiotropis</i> spp.	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros curvisetus</i> Cleve 1889	x	x	x	x	x	<i>Pleurosigma angulatum</i> (Queckett) Smith 1852	x				
<i>Chaetoceros dadayi</i> Pavillard 1913	x	x	x	x	x	<i>Pleurosigma</i> cf. <i>intermedium</i> Smith 1853			x		x
<i>Chaetoceros danicus</i> Cleve 1889		x	x	x		<i>Pleurosigma</i> cf. <i>nicobaricum</i> Grunow 1880	x	x			
<i>Chaetoceros decipiens</i> Cleve 1873	x	x	x	x	x	<i>Pleurosigma delicatulum</i> Smith 1852	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros didymus</i> Ehrenberg 1845	x				x	<i>Pleurosigma majus</i> (Grunow) Cleve 1894	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros diversus</i> Cleve 1873	x	x	x	x	x	<i>Pleurosigma naviculaceum</i> Brébisson 1854					x
<i>Chaetoceros lauderi</i> Ralfs 1864			x			<i>Pleurosigma normanii</i> Ralfs 1861	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros lorenzianus</i> Grunow 1863	x	x	x	x	x	<i>Pleurosigma rigidum</i> Smith 1853					x
<i>Chaetoceros neogracile</i> Van Landingham 1968		x				<i>Proboscia alata</i> (Brightwell) Sundström 1986	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros peruvianus</i> Brightwell 1856	x	x	x	x	x	<i>Psammodictyon panduriforme</i> (Gregory) Mann 1990	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros protuberans</i> Lauder 1864			x			<i>Pseudo-nitzschia americana</i> (Hasle) Fryxell 1993	x				
<i>Chaetoceros rostratus</i> Lauder 1864	x	x	x	x	x	<i>Pseudo-nitzschia</i> cf. <i>galaxiae</i> Lundholm & Moestrup 2002	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros socialis</i> Lauder 1864					x	<i>Pseudo-nitzschia</i> cf. <i>pungens</i> (Grunow ex Cleve) Hasle 1993			x	x	x
<i>Chaetoceros</i> spp.	x	x	x	x	x	<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i> (Cleve) Heiden 1928	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros teres</i> Cleve 1896			x			<i>Pseudo-nitzschia fraudulenta</i> (Cleve) Hasle 1993					x
<i>Chaetoceros tetrastrichon</i> Cleve 1897					x	<i>Pseudo-nitzschia pseudodelicatissima</i> (Hasle) Hasle 1993	x	x	x	x	
<i>Chaetoceros tortissimus</i> Gran 1900	x					<i>Pseudo-nitzschia seriata</i> (Cleve) Peragallo 1899	x	x	x	x	
<i>Chaetoceros wighamii</i> Brightwell 1856		x	x		x	<i>Pseudo-nitzschia subfraudulenta</i> (Hasle) Hasle 1993	x	x	x	x	x
<i>Coscinodiscus granii</i> Gough 1905	x			x	x	<i>Pseudo-nitzschia turgidula</i> (Hustedt) Hasle 1993	x				
<i>Coscinodiscus lineatus</i> Ehrenberg 1841				x	x	<i>Pseudosolenia calcar-avis</i> (Schultze) Sundström 1986				x	x
<i>Coscinodiscus</i> spp.	x					<i>Rhizosolenia castracanei</i> H.Peragallo 1888		x			
<i>Cylindrotheca closterium</i> (Ehrenberg) Reimann & Lewin 1964	x	x	x	x	x	<i>Rhizosolenia</i> cf. <i>bergonii</i> Peragallo 1892				x	
<i>Cymatosira lorenziana</i> Grunow 1862	x	x	x			<i>Rhizosolenia</i> cf. <i>striata</i> Greville 1864	x		x		x
<i>Cymatosira</i> sp.			x	x		<i>Rhizosolenia crassa</i> Schimper 1905		x			
<i>Dactyliosolen fragilissimus</i> (Bergon) Hasle 1996	x	x	x	x	x	<i>Rhizosolenia decipiens</i> Sundström 1986	x	x	x		x
<i>Dactyliosolen phuketensis</i> (Sundström) Hasle 1996	x			x	x	<i>Rhizosolenia formosa</i> Peragallo	x				
<i>Diatoma tenue</i> Agardh 1812				x		<i>Rhizosolenia hebetata</i> f. <i>semispina</i> (Hensen) Gran 1908			x	x	
Diatomee centriche > 20 µm n.i.						<i>Rhizosolenia imbricata</i> Brightwell 1858	x	x	x	x	x
Diatomee pennate > 20 µm n.i.	x	x	x	x	x	<i>Rhizosolenia seligera</i> Brightwell 1858		x			
<i>Dimeregramma</i> sp.	x	x	x	x	x	<i>Staurosira</i> sp.					x
<i>Diploneis bombus</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1853	x					<i>Surirella fastuosa</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1843		x	x		x
<i>Diploneis crabro</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1854	x	x	x	x	x	<i>Synedra</i> cf. <i>affinis</i> Kützing 1844				x	x
<i>Entomoneis</i> cf. <i>paludosa</i> (Smith) Reimer 1975	x			x	x	<i>Synedra</i> cf. <i>pulchella</i> Kützing 1844	x	x			
<i>Entomoneis</i> spp.	x	x	x	x	x	<i>Synedra</i> spp.	x	x			x
<i>Fragilaria</i> cf. <i>vitrea</i> var. <i>minima</i> (Ralfs) Grunow in Van Heurck 1881				x	x	<i>Tabularia gailionii</i> (Bory de Saint-Vincent) Bukhtiyarova 1995	x	x	x	x	x
<i>Fragilariopsis doliolus</i> (Wallich) Medlin & P.A.Sims 1993			x	x	x	<i>Thalassionema bacillare</i> (Heiden) Kolbe 1955	x	x	x	x	x
<i>Grammatophora oceanica</i> Ehrenberg 1840	x			x		<i>Thalassionema frauenfeldii</i> (Grunow) Hallegraeff 1986	x	x	x	x	x
<i>Guinardia flaccida</i> (Castracane) Peragallo 1892	x			x	x	<i>Thalassionema nitzschioides</i> (Grunow) Mereschkowsky 1902	x	x	x	x	x
<i>Guinardia striata</i> (Stolterfoth) Hasle 1996	x	x	x	x	x	<i>Thalassiosira aestivalis</i> Gran 1931			x		
<i>Hantzschia amphioxys</i> (Ehrenberg) Grunow 1880	x	x	x	x	x	<i>Thalassiosira anguste-lineata</i> (Schmidt) Fryxell & Hasle 1977					x
<i>Haslea alexanderi</i> Lobban & Perez 2020			x	x	x	<i>Thalassiosira</i> cf. <i>delicatula</i> Ostensfeld 1908				x	
<i>Haslea wawriake</i> (Hustedt) Simonsen 1974	x	x	x	x	x	<i>Thalassiosira rotula</i> Meunier 1910					x
<i>Hemiaulus hauckii</i> Grunow ex Van Heurck 1882	x	x	x	x	x	<i>Thalassiosira</i> spp.	x				
<i>Hemiaulus sinensis</i> Greville 1865	x	x	x	x	x	<i>Thalassiothrix longissima</i> Cleve & Grunow 1880	x	x	x		
<i>Hemidiscus cuneiformis</i> Wallich 1860	x	x				<i>Trigonium alternans</i> (Bailey) Mann 1907				x	
<i>Leptocylindrus convexus</i> Nanjappa & Zingone 2013	x	x	x	x	x	<i>Tryblionella punctata</i> Smith 1853	x		x		x
<b>DINOFLAGELLATI</b>											
<i>Achradina pulchra</i> Lohmann 1903	x	x	x	x	x	<i>Neoceratium teres</i> (Kofoid) Gómez, Moreira & López-García 2010	x				
<i>Actiniscus pentasterias</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1844	x	x	x		x	<i>Neoceratium trichoceros</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x	x	x	
<i>Alexandrium</i> cf. <i>minutum</i> Halim 1960	x		x	x	x	<i>Neoceratium tripos</i> (O.F.Müller) Gómez, Moreira & López-García 2010	x				
<i>Alexandrium ostenfeldii</i> (Paulsen) Balech & Tangen, 1985					x	<i>Ornithocercus heteroporus</i> Kofoid 1907	x	x	x	x	x
<i>Amphidinium</i> sp.	x					<i>Ornithocercus magnificus</i> Stein 1883					x
<i>Amphidoma languida</i> Tillmann, Salas & Elbrachter 2012				x	x	<i>Oxytoxum adriaticum</i> Schiller 1937	x				x
<i>Amphidoma nucula</i> Stein 1883				x		<i>Oxytoxum areolatum</i> Rampi					x
<i>Amphisolenia globifera</i> Stein 1883				x		<i>Oxytoxum constrictum</i> (Stein) Bütschli 1885	x	x	x		x

<i>Azadinium caudatum</i> var. <i>caudatum</i> Nézan & Chomérat 2012	x				<i>Oxytoxum curvatum</i> (Kofoid) Kofoid 1911	x	x	x	
<i>Azadinium caudatum</i> var. <i>margalefii</i> Nézan & Chomérat 2012		x	x		<i>Oxytoxum elegans</i> Pavillard 1916		x	x	
<i>Ceratium azoricum</i> Cleve 1900				x	<i>Oxytoxum globosum</i> Schiller		x	x	
<i>Ceratocorys goureii</i> Paulsen 1931				x	<i>Oxytoxum longiceps</i> Schiller		x	x	
<i>Corythodinium frenguelli</i> (Rampi) Taylor 1976	x	x			<i>Oxytoxum mediterraneum</i> Schiller	x	x	x	x
<i>Corythodinium tessellatum</i> (Stein) Loeblich Jr. & Loeblich III 1966	x	x	x		<i>Parahistioneis mediterranea</i> Schiller 1928			x	x
Dinoflagellati tecati > 20 µm n.i.	x	x	x	x	<i>Oxytoxum scolopax</i> Stein 1883	x	x	x	x
<i>Dinophysis exigua</i> Kofoid & Skogsberg 1928				x	<i>Oxytoxum sphaeroideum</i> Stein 1883	x	x	x	x
<i>Dinophysis fortii</i> Pavillard 1923				x	<i>Oxytoxum spinosum</i> Rampi		x		
<i>Dinophysis ovata</i> Claparède & Lachmann 1859	x		x	x	<i>Oxytoxum turbo</i> Kofoid 1907			x	x
<i>Dinophysis parva</i> Schiller 1928	x	x	x	x	<i>Oxytoxum variabile</i> Schiller 1937			x	
<i>Dinophysis parvula</i> (Schütt) Balech 1967	x			x	<i>Oxytoxum viride</i> Schiller 1937	x	x	x	x
<i>Diplopsalis lenticula</i> Bergh 1881		x		x	<i>Phalacroma doryphorum</i> Stein 1883				x
<i>Diplopsalis</i> spp.	x				<i>Phalacroma favus</i> Kofoid & Michener 1911				x
<i>Goniadoma polyedricum</i> (Pouchet) Jörgensen 1899	x	x	x	x	<i>Phalacroma rotundatum</i> (Claparède & Lachmann) Kofoid & Michener 1911	x	x		x
<i>Gonyaulax</i> cf. <i>apiculata</i> Entz 1904		x			<i>Podolampas bipes</i> Stein 1883			x	
<i>Gonyaulax</i> cf. <i>sphaeroidea</i> Kofoid 1911		x	x	x	<i>Podolampas palmipes</i> Stein 1883	x	x	x	x
<i>Gonyaulax hyalina</i> Ostenfeld & Schmidt 1901				x	<i>Podolampas spinifer</i> Okamura 1912	x	x		
<i>Gonyaulax polygramma</i> Stein 1883		x		x	<i>Prorocentrum pelagica</i> Fabre-Domergue 1889	x		x	x
<i>Gonyaulax spinifera</i> (Claparède & Lachmann) Diesing 1866		x			<i>Prorocentrum arcuatum</i> Issel 1928				x
<i>Gymnodiniaceae</i> > 20 µm n.i.	x	x	x	x	<i>Prorocentrum balticum</i> (Lohmann) Loeblich 1970	x	x	x	x
<i>Gymnodinium</i> spp.	x	x	x	x	<i>Prorocentrum cf. pyriforme</i> (Schiller) Taylor			x	
<i>Gyrodinium aciculatum</i> Hansen & Larsen 1992	x	x	x	x	<i>Prorocentrum compressum</i> (Bailey) Abé ex Dodge 1975	x	x	x	x
<i>Gyrodinium fusiforme</i> Kofoid & Swezy 1921	x				<i>Prorocentrum dactylus</i> (Stein) Dodge 1975	x	x		x
<i>Gyrodinium</i> spp.	x				<i>Prorocentrum gracile</i> Schütt 1895	x		x	
<i>Heterodinium</i> cf. <i>dispar</i> Kofoid & Adamson 1933				x	<i>Prorocentrum maximum</i> (Gourret) Schiller 1937				x
<i>Histioneis depressa</i> Schiller 1928			x		<i>Prorocentrum rathymum</i> Loeblich, Sherley & Schmidt 1979			x	
<i>Histioneis longicollis</i> Kofoid 1907	x		x		<i>Protoceratium reticulatum</i> (Claparède & Lachmann) Bütschli 1885	x			
<i>Histioneis oxypteris</i> Schiller 1928	x	x		x	<i>Protopteridinium breve</i> Paulsen 1907	x	x	x	x
<i>Histioneis variabilis</i> Schiller 1933		x		x	<i>Protopteridinium cerasus</i> (Paulsen) Balech 1973			x	x
<i>Karenia mikimotoi</i> (Miyake & Kominami ex Oda) Gert Hansen & Moestrup		x			<i>Protopteridinium cf. brevipes</i> (Paulsen) Balech 1974			x	
<i>Lingulodinium polyedrum</i> (Stein) Dodge 1989	x			x	<i>Protopteridinium crassipes</i> (Kofoid) Balech 1974			x	x
<i>Mesoporos adriaticus</i> (Schiller) Lillick	x	x	x	x	<i>Protopteridinium diabolum</i> (Cleve) Balech 1974				x
<i>Mesoporos perforatus</i> (Gran) Lillick 1937	x	x	x	x	<i>Protopteridinium divergens</i> (Ehrenberg) Balech 1974				x
<i>Neoceratium arietinum</i> (Cleve) Gómez, Moreira & López-García 2010	x		x	x	<i>Protopteridinium elegans</i> (Cleve) Balech 1974	x			x
<i>Neoceratium candelabrum</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010	x				<i>Protopteridinium globulus</i> (Stein) Balech 1974				x
<i>Neoceratium carriense</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2011		x			<i>Protopteridinium mediterraneum</i> (Kofoid) Balech 1974			x	
<i>Neoceratium concilians</i> (Jörgensen) Gómez, Moreira & López-García 2010			x		<i>Protopteridinium oviforme</i> (Dangeard 1927) Balech 1974	x			x
<i>Neoceratium declinatum</i> (Karsten) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x	x	x	<i>Protopteridinium ovum</i> (Schiller) Balech 1974			x	x
<i>Neoceratium extensum</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x			<i>Protopteridinium pellucidum</i> Bergh ex Loeblich Jr. & Loeblich III 1881			x	
<i>Neoceratium falcatum</i> (Kofoid) Gómez, Moreira & López-García 2010	x				<i>Protopteridinium quarnerense</i> (Schröder) Balech 1974				x
<i>Neoceratium furca</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x	x	x	<i>Protopteridinium tuba</i> (Schiller) Balech 1974	x	x	x	
<i>Neoceratium fusus</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x	x	x	<i>Protopteridinium wiesneri</i> (Schiller) Balech 1974	x			
<i>Neoceratium horridum</i> (Gran) Gómez, Moreira & López-García 2010		x		x	<i>Pyrocystis</i> cf. <i>fusiformis</i> Thomson 1876	x			x
<i>Neoceratium longirostrum</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2010	x				<i>Pyrocystis</i> cf. <i>robusta</i> Kofoid 1907				x
<i>Neoceratium massiliense</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2010		x	x	x	<i>Scrippsiella trochoidea</i> (Stein) Balech ex Loeblich III 1965	x	x	x	
<i>Neoceratium pentagonum</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x	x	x					
<i>Neoceratium symmetricum</i> (Pavillard) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x	x	x					
<b>PRYMNESIOPHYCEAE COCCOLITOFORI</b>									
<i>Calcidiscus leptoporus</i> (Murray & Blackman) Loeblich & Tappan 1978	x	x	x	x	<i>Pontosphaera syracusana</i> Lohmann 1902	x	x	x	x
<i>Calciosolenia brasiliensis</i> (Lohmann) Young 2003	x	x	x	x	<i>Rhabdosphaera clavigera</i> Murray & Blackman 1898	x	x	x	x
<i>Calciosolenia murrayi</i> Gran 1912	x				<i>Rhabdosphaera styliifera</i> Lohmann	x	x	x	x
<i>Ceratolithus cristatus</i> Kamptner 1950	x	x	x	x	<i>Scyphosphaera apsteinii</i> Lohmann 1902	x	x	x	x
<i>Coronosphaera binodata</i> (Kamptner) Gaarder 1977	x	x	x	x	<i>Syracosphaera histrica</i> Kamptner 1941			x	x
<i>Coronosphaera mediterranea</i> (Lohmann) Gaarder 1977	x	x		x	<i>Syracosphaera pulchra</i> Lohmann 1902	x	x	x	x
<i>Discosphaera tubifer</i> (Murray & Blackman) Ostenfeld 1900	x	x	x	x	<i>Umbilicosphaera sibogae</i> (Weber-van Bosse) Gaarder 1970	x	x	x	x
<i>Helicosphaera carterii</i> (Wallich) Kamptner 1954	x	x	x	x	<i>Zygosphaera hellenica</i> Kamptner 1937	x	x	x	x
<i>Michaelsarsia elegans</i> Gran 1912		x							
<b>CHRISOPHYCEAE/DICTYOCOPHYCEAE</b>									
<i>Dictyocha epidodon</i> subsp. <i>subaculeata</i> (Bukry) Desikachary & Prema 1996		x	x	x	<i>Dictyocha speculum</i> Ehrenberg 1839			x	
<i>Dictyocha fibula</i> Ehrenberg 1839	x	x	x	x	<i>Meringosphaera mediterranea</i> Lohmann 1902	x	x	x	x
<b>PRASINOPHYCEAE</b>									
<i>Halosphaera viridis</i> Schmitz 1878 (forma coloniale)	x	x	x	x					
<b>CHLOROPHYCEAE</b>									
<i>Monoraphidium</i> sp.		x		x					

CYANOPHYCEAE			
Cianobatteri filamentosi n.i.	x		<i>Spirulina</i> sp. x x
<i>Planktothrix agardhii</i> (Gomont) Anagnostidis & Komárek 1988		x	
RAPHIDOPHYCEAE			
<i>Heterosigma akashiwo</i> (Hada) Hada ex Hara & Chihara 1987	x	x x	
ALTRO			
<i>Hermesinum adriaticum</i> Zacharias 1906	x		<i>Mesodinium rubrum</i> (Lohmann 1908) x x x

### 3.1.3.2 Zooplancton

#### Oloplancton

La fauna a crostacei copepodi investigata nella stagione autunnale 2021 (A21), ha evidenziato la presenza di una comunità caratterizzata da elevata biomassa e biodiversità, come osservato nella precedente campagna autunnale (A20).

L'abbondanza oloplanctonica risulta essere inversamente proporzionale alla profondità mostrando valori di abbondanza più alti nei campioni orizzontali superficiali.

I valori medi relativi ai campioni raccolti nella fascia batimetrica compresa tra 0-5 m di profondità sono di 899,53 ind. m<sup>-3</sup> con un massimo di 1508,80 ind. m<sup>-3</sup> nella stazione A21 MG6 ed un minimo di 724,61 ind. m<sup>-3</sup> nella stazione A21 MG7. Le pescate verticali 0-50 presentano valori medi di 798,05 ind. m<sup>-3</sup> esibendo un massimo di 961,82 ind. m<sup>-3</sup> nella stazione A21 MG7 ed un minimo di 717,47 nella stazione A21 MG13.

Nella porzione eufotica della colonna d'acqua (campionamento compreso tra 50-100 m di profondità) si osserva un sensibile decremento numerico di questo gruppo che esibisce valori intorno a 620,24 ind. m<sup>-3</sup> con un picco massimo di 701,87 ind. m<sup>-3</sup> registrato nella stazione A21 MG10 e un minimo di 558,90 nella stazione A21 MG6.

Confrontando l'andamento della distribuzione orizzontale e verticale dei copepodi osservata in A21 con le serie autunnali pregresse si evidenzia un'omogenea distribuzione verticale generale, caratterizzata da una maggiore concentrazione di copepodi planctonici nei primi 50 m della colonna d'acqua con una biodiversità alta, paragonabile alle precedenti campagne. Non si osservano chiare differenze a livello quantitativo (abbondanza lungo la colonna) e qualitativo (biodiversità) fra le stazioni prossime al Terminale OLT (A21 MG6, 7, 12 e 13) e la stazione di controllo A21 MG10.

A partire dal 2019, nell'area indagata sono state osservate 2 specie alloctone (il Calanoide *Pseudodiaptomus marinus* e il Cyclopoide *Corycaeus speciosus*) al momento oggetto di approfondimento: *C. speciosus*, inizialmente identificato nella campagna autunnale A19 con un numero esiguo di individui ha progressivamente aumentato la sua presenza all'interno delle acque neritiche analizzate, fino a essere regolarmente identificato a tutte le profondità investigate.

*P. marinus* invece, di cui era stato identificato un solo esemplare (femmina), nell'analisi in toto del campione A19 MG7 0-5 m, è stato nuovamente pescato (esemplare adulto maschio) nello specchio acqueo interessato dal rigassificatore durante la stagione autunnale (A21) nel campione verticale 0-50 m MG13.

I taxa di copepodi planctonici identificati sono in tutto 99 (Tabella 30) per un totale di 24 famiglie.

In termini quantitativi, la componente che in maggior misura ha contribuito alla struttura della comunità è caratterizzata dai copepodi calanoidi clausocalanidi (famiglia rappresentata dai generi *Clausocalanus* e *Ctenocalanus* per un totale di 10 taxa). La famiglia Clausocalanidae, avente distribuzione verticale inversamente proporzionale alla biodiversità, è rappresentata nelle stazioni con una media pari a 556,05 ind. m<sup>-3</sup> a 0-5 m di profondità (max=824,43 ind. m<sup>-3</sup> MG6; min= 324,98 ind. m<sup>-3</sup> MG12), 325,46 ind. m<sup>-3</sup> a 0-50 m di profondità (max=395,13 ind. m<sup>-3</sup> MG12; min= 239,16 ind. m<sup>-3</sup> MG13) ed infine 129,98 ind. m<sup>-3</sup> a 50-100 m di profondità (max=194,96 ind. m<sup>-3</sup> MG10; min= 98,78 ind. m<sup>-3</sup> MG16). Tra i clausocalanidi le specie dominanti identificate sono state *Clausocalanus lividus*, *C. paululus*, *C. furcatus*.

*Clausocalanus lividus* (61,83 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m prof.; 38,47 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m prof.; 23,40 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m prof.) *C. paululus* (,66 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m prof.; 22,36 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m prof.; 9,88 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m prof.) e *C. furcatus* (21,80 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m prof.; 14,56 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m prof.; 4,68 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m prof.) sono maggiormente concentrati nella porzione più superficiale della colonna.

La seconda famiglia per abbondanza è quella dei calanoidi Paracalanidae, rappresentata nell'area di studio da 12 taxa (generi *Calocalanus* e *Paracalanus*), aventi distribuzione piuttosto omogenea lungo la colonna d'acqua (165,46 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m prof.; 118,02 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m prof.; 140,37 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m prof.). Le specie che maggiormente rappresentano tale famiglia sono *Calocalanus styliremis* (19,51 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m prof. ; 15,08 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m prof. ; 22,88 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m prof.) e *Paracalanus nanus* (22,05 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m prof. ; 11,96 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m prof. ; 14,56 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m prof.).

Gli Oithonidae (74,17 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m prof. ; 126,34 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m prof.; 125,85 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m prof.), in accordo con quanto osservato nelle precedenti campagne autunnali, risulta cospicua e la specie più abbondante risulta *Oithona plumifera* (23,63 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m prof.; 60,31 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m prof.; 27,03 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m prof.).

Tra i Centropagidae le specie maggiormente campionate sono state *Centropages typicus* e *Isia clavipes*, aventi rispettivamente distribuzione superficiale (*C. typicus* 28,21 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m prof.; 7,80 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m prof.; 4,68 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m prof.) e profonda (*I. clavipes* 2,82 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m prof.; 5,20 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m prof.; 12,48 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m prof.). *Temora stylifera* (36,69 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m prof.; 22,89 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m prof.; 11,44 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m prof.) raggiunge valori in linea con l'atteso picco di abbondanza del periodo autunnale, mentre il Calanidae estivo *Nannocalanus minor* (52,89 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m prof.; 8,32 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m prof.; 3,64 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m prof.) raggiunge valori di abbondanza superiori ai precedenti survey autunnali. La famiglia Corycaeidae (11 taxa), è presente in media con 49,58 ind. m<sup>-3</sup> a 0 – 5 m prof., 41,59 ind. m<sup>-3</sup> a 0 – 50 m prof. e 38,47 ind. m<sup>-3</sup> a 50 – 100 m prof.. Rispetto all'A20 non sono state identificate specie come *Pachos punctatum*, *Phaenna spinifera*, *Vetoria parva* e *Pontoeciella abyssicola*, e neppure individui appartenenti ai generi *Haloptilus*,

*Scolecithricella* e *Ratania*. Sono stati identificati (13 taxa) appartenenti alla famiglia Sapphirinidae e gli Harpacticoida sono stati rinvenuti in modo sporadico (*Euterpina acutifrons*).

**Tabella 30**– Oloplancton. O.le=orizzontale, 50-0=campionamento verticale da 50 a 0 metri, 100-50=campionamento verticale da 100 a 50 metri. \* presente in almeno un sub-campione, \*\* presente solo nell'osservazione *in toto*.

	O.le	50-0	100-50		O.le	50-0	100-50		O.le	50-0	100-50
<b>Famiglia Acartiidae</b>				<i>Pleuromamma abdominalis</i>	*	*	*	<i>Oithona longispina</i>			*
<i>Acartia negligens</i>	*	*	*	<i>Pleuromamma gracilis</i>	*	*	*	<i>Oithona nana</i>	*	*	*
<i>Acartia</i> sp	*	*	*	<b>Famiglia Paracalanidae</b>				<i>Oithona plumifera</i>	*	*	*
<b>Famiglia Augaptilidae</b>				<i>Calocalanus contractus</i>	*	*	*	<i>Oithona setigera</i>	*	*	*
<i>Haloptilus longicornis</i>	*			<i>Calocalanus longisetosus</i>	*	*	*	<i>Oithona similis</i>	*	*	*
<i>Haloptilus oxycephalus</i>			*	<i>Calocalanus neptunus</i>	*	*	*	<i>Oithona tenuis</i>	*	*	*
<b>Famiglia Calanidae</b>				<i>Calocalanus ovalis</i>	*	*	*	<i>Oithona</i> spp	*	*	*
<i>Calanus helgolandicus</i>	*			<i>Calocalanus pavo</i>	*	*	*	<b>Famiglia Oncaidae</b>			
<i>Mesocalanus tenuicornis</i>	*	*		<i>Calocalanus plumulosus</i>	*	*	*	<i>Oncaea curta</i>	*	*	*
<i>Nannocalanus minor</i>	*	*	*	<i>Calocalanus styliremis</i>	*	*	*	<i>Oncaea media</i>	*	*	*
<i>Neocalanus gracilis</i>	*	*	*	<i>Calocalanus</i> spp	*	*	*	<i>Oncaea mediterranea</i>	*	*	*
<b>Famiglia Candaciidae</b>				<i>Paracalanus denudatus</i>			*	<i>Oncaea scottodicarloi</i>	*	*	*
<i>Candacia aethiopica</i>	*	*		<i>Paracalanus nanus</i>	*	*	*	<i>Oncaea venusta</i>	*	*	*
<i>Candacia bispinosa</i>	*	*	*	<i>Paracalanus parvus</i>	*	*	*	<i>Oncaea</i> spp	*	*	*
<i>Candacia giesbrechti</i>	*	*	*	<i>Paracalanus</i> spp	*	*	*	<i>Triconia conifera</i>			*
<i>Candacia simplex</i>	*		*	<b>Famiglia Pontellidae</b>				<b>Famiglia Sapphirinidae</b>			
<i>Candacia</i> juv spp.	*	*	*	<i>Labidocera wollastoni</i>	*			<i>Copilia mediterranea</i>	*	*	*
<b>Famiglia Centropagidae</b>				<i>Pontella mediterranea</i>	*			<i>Copilia vitrea</i>	*		*
<i>Centropages typicus</i>	*	*	*	<i>Pontella juv</i>	*			<i>Copilia</i> juv spp.	*	*	*
<i>Centropages violaceus</i>	*	*	*	<i>Pontellina plumata</i>	*			<i>Sapphirina angusta</i>	*		
<i>Isias clavipes</i>	*	*	*	<i>Pontellopsis regalis</i>	*			<i>Sapphirina auronitens</i>	*	*	
<b>Famiglia Clausocalanidae</b>				<i>Pontellopsis villosa</i>	*	*		<i>Sapphirina intestinata</i>	*		
<i>Clausocalanus arcuicornis</i>	*	*	*	<b>Fam. Pseudodiaptomidae</b>				<i>Sapphirina iris</i>		*	*
<i>Clausocalanus furcatus</i>	*	*	*	<i>Pseudodiaptomus marinus</i>		**		<i>Sapphirina lactens</i>		*	
<i>Clausocalanus jobei</i>	*	*	*	<b>Famiglia Scolecithricidae</b>				<i>Sapphirina ovatolanceolata</i>	*	*	*
<i>Clausocalanus lividus</i>	*	*	*	<i>Scolecithricella dentata</i>			*	<i>Sapphirina sali</i>	*		*
<i>Clausocalanus mastigophorus</i>	*	*	*	<i>Scolecithrix bradyi</i>			*	<i>Sapphirina</i> spp		*	*
<i>Clausocalanus parapergens</i>	*	*	*	<b>Famiglia Temoridae</b>				<b>Famiglia Ectinosomatidae</b>			
<i>Clausocalanus paululus</i>	*	*	*	<i>Temora stylifera</i>	*	*	*	<i>Microsetella norvegica</i>	*		*
<i>Clausocalanus pergens</i>	*	*	*	<b>Famiglia Corycaidae</b>				<i>Microsetella rosea</i>	*	*	*
<i>Clausocalanus</i> spp	*	*	*	<i>Corycaeus brehmi</i>	*	*	*	<b>Famiglia Euterpinidae</b>			
<i>Ctenocalanus vanus</i>	*	*	*	<i>Corycaeus clausi</i>	*	*	*	<i>Euterpina acutifrons</i>	*	*	*
<b>Famiglia Euchaetidae</b>				<i>Corycaeus flaccus</i>	*	*	*	<b>Famiglia Peltidiidae</b>			
<i>Euchaeta acuta</i>	*	*	*	<i>Corycaeus furcifer</i>	*	*	*	<i>Clytemnestra scutellata</i>			*
<i>Euchaeta</i> juv spp.	*	*	*	<i>Corycaeus giesbrechti</i>	*	*	*	<i>Goniopsyllus rostratus</i>	*	*	*
<i>Paraeuchaeta hebes</i>	*	*	*	<i>Corycaeus limbatus</i>	*	*	*	<b>Famiglia Rataniidae</b>			
<b>Famiglia Heterorhabdidae</b>				<i>Corycaeus ovalis</i>	*	**	*	<i>Ratania flava</i>			*
<i>Heterorhabdus papilliger</i>	*	*	*	<i>Corycaeus speciosus</i>	*	*	*				
<b>Famiglia Lucicutiidae</b>				<i>Corycaeus typicus</i>	*	*	*				
<i>Lucicutia flavicornis</i>		*	*	<i>Corycaeus</i> spp	*	*	*				
<b>Famiglia Mecynoceridae</b>				<i>Farranula rostrata</i>	*	*	*				
<i>Mecynocera clausi</i>	*	*	*	<b>Famiglia Oithonidae</b>							
<b>Famiglia Metridinidae</b>				<i>Oithona decipiens</i>	*	*	*				

Nella tabella seguente (Tabella 31) sono indicati i volumi di sedimentazione (dopo 24 h), espressi in ml, della componente oloplanctonica raccolta nella campagna A21. Le differenze significative che si osservano nei volumi di sedimentazione (pescate orizzontali e verticali) sono dovute al differente volume di acqua filtrato dai retini, costantemente superiore nelle pescate orizzontali. La differenza riscontrata tra il sedimentato umido della stazione A21 MG10 rispetto altre stazioni non è riconducibile a una maggior presenza di crostacei copepodi, o più generalmente di organismi zooplanctonici, bensì alla maggiore presenza di materiale filamentoso di natura fitoplanctonica. Anche i differenti valori di biomassa umida tra le stazioni e le pescate verticali 0-50 m e 50-100 m di profondità, sono dovuti principalmente alla naturale diminuzione di fitoplancton filamentoso (più facilmente campionabile con vuoti di maglia dei retini da zooplancton) nella porzione più profonda della colonna (50-100 m prof.). In termini generali l'analisi della biomassa conferma una maggiore concentrazione della comunità mesozooplanctonica nella porzione fotica, compresa tra la superficie e i 50 m di profondità.

**Tabella 31-** Biomassa: volumi di sedimentazione dell'oloplancton (espressi in ml). OR = campionamento orizzontale; 50-0 = campionamento verticale da 0 a 50 metri; 100-50: campionamento verticale da 100 a 50 metri.

(ml)	A21MG6	A21 MG7	A21 MG10	A21 MG12	A21 MG13
OR	55	53	71	48	57
0-50	3,5	9,5	13	12	4,5
50-100	5	3,5	10	4	4

### Meroplancton

Nella campagna autunnale A21, (Tabella 32), sono stati determinati complessivamente 56 taxa appartenenti a 8 phyla di invertebrati marini (Mollusca, Annelida, Nemertea, Sipuncula, Artropoda, Echinodermata, Bryozoa, Enteropneusta).

Le larve di crostacei decapodi, includendo complessivamente 31 taxa (il 55,3% del totale dei taxa identificati nella campagna autunnale) sono il gruppo tassonomico più rappresentato, al quale seguono gli echinodermi con 9 (16%) e gli anellidi policheti con 5 (8,9%).

Nel campione autunnale 2021 prevalgono le fasi larvali dei crostacei decapodi e degli echinodermi che rappresentano complessivamente il 70,8% degli organismi raccolti nelle stazioni intermedie (0 – 50 m prof.) e profonde (50 - 100 m prof.).

Il maggior numero di crostacei decapodi è stato rilevato nel controllo A21 MG10 (18,72 ind/m<sup>3</sup>) dove si segnala la dominanza del carideo *Processa edulis* con 8,72 ind/m<sup>3</sup> presente in numero elevato (9,92 ind/m<sup>3</sup>) anche nel sito A21 MG12. Durante la stagione autunnale questo decapode rappresenta il 53,3 % del campione risultando una delle specie dominanti della fascia profonda.

Nella stazione A21 MG7 si registra inoltre la presenza del brachiuro *Goneplax rhomboides* (3,13 ind/m<sup>3</sup>), i caridei *Alpheus glaber* e *Athanas nitescens*, l'anomuro *Anapagurus braeviaculeatus* (3,83 ind/m<sup>3</sup>) ed infine il gruppo specie *Liocarcinus* sp al quale appartengono 3 specie (*L. vernalis*, *L. depurator* e *L. maculatus*) indistinguibili a livello morfologico larvale ma precedentemente accertate mediante l'analisi genetica eseguita con la tecnica del bar coding.

**Tabella 32–** Meroplancton. O.le = orizzontale, 50-0 = campionamento verticale da 50 a 0 metri, 100-50 = campionamento verticale da 100 a 50 metri. \* presente in almeno un sub-campione, \*\* presente solo nell'osservazione *in toto*. La lista include specie determinate a fresco.

	O.le	50-0	100-50		O.le	50-0	100-50		O.le	50-0	100-50
<b>MOLLUSCA</b>				<i>Ebalia tumefacta</i>	*	*	*	<i>Sergestes henseni</i>	*	*	*
Gastropoda laervae ind	*	*	*	<i>Ethusa mascarone</i>	*	*		<i>Sergia robusta</i>	*	*	
Bivalvia larvæ ind	*	*	*	<i>Galathea dispersa</i>	*	*	*	<i>Solenocera membranacea</i>	*	*	*
<b>ANNELIDA</b>				<i>Galathea intermedia</i>	*	*	*	<i>Upogebia</i> sp	*		
<i>Chaetopterus variopedatus</i>		*	*	<i>Goneplax rhomboides</i>	*	*	*	<i>Xantho granulicarpus</i>	*		
<i>Lanice conchilega</i>	*	*	*	<i>Herbstia condiliata</i>	*	*		<b>Stomatopoda</b>			
<i>Poelolochletus</i> sp	*	*	*	Hippolytidae ind	*	*	*	<i>Rissoides desmaresti</i>	*		
Spionidae ind	*	*	*	<i>Liocarcinus</i> sp	*	*	*	<b>ECHINODERMATA</b>			
Terebellidae ind	*	*		<i>Lucifer typus</i>	*	*		Bipinnaria larvæ ind	*		*
Trocofora larvæ ind	*	*	*	<i>Lysmata seticaudata</i>	*	*		Doliolaria larvæ ind	*		
<b>NEMERTEA</b>				<i>Maja</i> sp	*	*	*	<i>Arbacia lixula</i>	*		*
Pilidium larvæ ind	*	*		<i>Palicus caronii</i>	*	*	*	<i>Brissoopsis lyrifera</i>	*	*	*
<b>SIPUNCULA</b>				<i>Parapenaeus longirostris</i>	*	*	*	<i>Echinocardium</i> sp	*	*	*
Pelagosphaera larvæ ind	*	*	*	<i>Parasergestes vigilax</i>	*	*		<i>Echinus</i> sp	*	*	*
<b>CRUSTACEA</b>				<i>Parthenopoides massena</i>	*	*	*	<i>Ophiotrix fragilis</i>	*	*	*
<b>Cirripedia</b>				<i>Periclimenes</i> sp	*	*		<i>Ophiura</i> sp	*	*	*
Cirripedia larvæ ind	*			<i>Philocheras bispinosus</i>	*	*	*	<i>Paracentrotus lividus</i>	*	*	*
<b>Decapoda</b>				<i>Philocheras sculptus</i>	*	*	*	<i>Spatangus purpureus</i>	*	*	*
<i>Alpheus glaber</i>	*	*	*	<i>Pirimela denticulata</i>	*	*	*	<i>Sphaerechinus granularis</i>	*	*	
<i>Anapagurus breviaculeatus</i>	*	*	*	<i>Plesionika</i> sp	*	*	*	<b>BRYOZOA</b>			
<i>Athanas nitescens</i>	*	*	*	<i>Processa edulis</i>	*	*	*	Cifonaura larvæ ind	*		
<i>Ebalia nux</i>	*	*	*	<i>Processa modica carolii</i>	*	*	*	<b>ENTEROPNEUSTA</b>			
								Tomaria larvæ ind	*	*	*

Durante la stagione autunnale un altro gruppo cospicuo è quello degli echinodermi raccolti in prevalenza (97,7%) attraverso pescate verticali e omogeneamente distribuiti tra la fascia intermedia (48,1%) e quella profonda (49,6%) a causa delle condizioni di eterotermia della colonna d'acqua che portano a concentrare prevalentemente gli echinodermi nelle fasce più profonde. Il 79,8% degli echinodermi raccolti tra 50 e 100 m di profondità appartengono a due taxa, *Ophiotrix fragilis* e *Ophiura* sp. e presentano rispettivamente un max in A21 MG10 (fascia profonda) con 11,45 ind/m<sup>3</sup> per *Ophiotrix fragilis* e 12,56 ind/m<sup>3</sup> per il genere *Ophiura*.

Si evidenzia la presenza di numerose larve di sipunculidi riconducibili alla morfologia tipica della larva Pelagosphaera che mostra un massimo nella fascia intermedia della stazione A21 MG7 con 4,81 ind/m<sup>3</sup> e nella fascia profonda con 3,74 ind/m<sup>3</sup>.

Nel complesso non emergono discontinuità quali-quantitative tra la stazione di controllo MG10 e le quattro stazioni di esercizio posizionate in prossimità del Terminale e questo aspetto consente di escludere qualunque forma di impatto sulla comunità meroplanctonica a carico del Terminale offshore.

## Ittioplancton

Il survey autunnale (A21) condotto sulle fasi larvali dell'ittiofauna ha portato alla raccolta di 17 taxa appartenenti a 14 famiglie di osteitti, i pesci ossei (Tabella 33).

Tra essi sono state identificate due nuove specie per l'area di studio: il Congridae *Conger conger* (grongo comune) e il Triglidae *Eutrigla gurnardus* (capone gorno) conosciuto anche come gallinella. Complessivamente le specie identificate nell'area interessata dall'impianto di rigassificazione offshore dall'inizio dei survey salgono a 102.

La biodiversità maggiore è rappresentata dalla famiglia Myctophidae alla quale appartengono tre specie tutte caratterizzate da fasi larvali di pesci abissali che rappresentano il 32,7% del campione ittioplanctonico complessivamente identificato. Tra le specie più rappresentate sono presenti il Gonostomatidae *Cyclothone braueri* presente nella stazione MG12 con il numero maggiore di individui (1,07 ind/m<sup>3</sup>) e il *Myctophum punctatum* (pesce lanterna puntato), sempre presente in quest'area del basso Mar Ligure.

Durante il survey autunnale, la specie dominante è il Clupeidae *Sardina pilchardus* (sardina) che da sola concentra il 41,6% del totale dell'ittiofauna larvale raccolta, con valori massimi evidenziati nella stazione MG6 (4,2 ind/m<sup>3</sup>). Ancora una volta si assiste all'alternanza nel picco riproduttivo *Sardina pilchardus* e *Engraulis encrasicolus* che alternano i loro picchi riproduttivi con prevalenza della prima durante la stagione autunnale e invernale e della seconda in quella estiva. Da sottolineare in questa campagna l'abbondanza totale di uova raccolte nelle stazioni indagate 12,89/m<sup>3</sup> con un picco esibito in MG12 (3,55 uova/m<sup>3</sup>).

Nel complesso il popolamento ittico larvale raccolto durante l'autunno 21 è in linea con i precedenti survey presentando una variabilità attribuibile alla stagionalità, escludendo anomalie riconducibili all'esercizio del Terminale offshore.

Tabella 33– Ittioplancton. O.le = orizzontale, 50-0 = campionamento verticale da 50 a 0 metri, 100-50 = campionamento verticale da 100 a 50 metri. * presente in almeno un sub-campione, ** presente solo nell'osservazione <i>in toto</i> .											
	O.le	50-0	100-50		O.le	50-0	100-50		O.le	50-0	100-50
<b>BOTHIDAE</b>				<b>MUGILIDAE</b>				<b>SERRANIDAE</b>			
<i>Arnoglossus rueppellii</i>		*	*	<i>Mugil cephalus</i>	*	*	*	<i>Anthias anthias</i>	*		
<b>CEPOLIDAE</b>				<b>MYCTOPHIDAE</b>				<b>SPARIDAE</b>			
<i>Cepola macrophthalmia</i>	*		*	<i>Ceratoscopelus maderensis</i>	*		*	<i>Diplodus</i> sp	*	*	
<b>CLUPEIDAE</b>				<i>Myctophum punctatum</i>	*	*	*	<i>Pagellus bogaraveo</i>	*	*	
<i>Sardina pilchardus</i>	*	*	*	<i>Symbolophorus humboldti</i>	*	*	*	<b>TRIGLIDAE</b>			
<b>CONGRIDAE</b>				<b>OPHIIDIDAE</b>				<i>Eutrigla gurnardus</i>	*		
<i>Conger conger</i>	*			<i>Ophidion barbatum</i>	*			<b>ZEIDAE</b>			
<b>GONOSTOMATIDAE</b>				<b>PARALEPIDIDAE</b>				<i>Zeus faber</i>	*		
<i>Cyclothone braueri</i>	*	*	*	<i>Lestidiops sphyrenoides</i>	*			Uova di <i>Maurolicus muelleri</i>	*		
<b>LABRIDAE</b>								Uova ind	*	*	*
<i>Labrus</i> sp	*										

## 3.2 Biota

### 3.2.1 Macrozoobenthos

Lo studio ha portato alla raccolta e determinazione di 10374 individui appartenenti a 199 specie comprendenti anellidi (policheti), molluschi, artropodi (crostacei), sipunculidi, echinodermi, nemertini, platelminti.

Tabella 34 - Lista delle specie macrobentoniche rinvenute nell'Autunno (A21).			
<b>Annelida</b>			
<i>Abyssoninoe hibernica</i>	(McIntosh, 1903)	<i>Levinsenia demiri</i>	Çinar, Dagli & Acik, 2011
<i>Ampharete acutifrons</i>	(Grube, 1860)	<i>Levinsenia gracilis</i>	(Tauber, 1879)
<i>Amphicteis gunneri</i>	(M. Sars, 1835)	<i>Levinsenia kosswigi</i>	Çinar, Dagli & Acik, 2011
<i>Amphictene auricoma</i>	(O. F. Müller, 1776)	<i>Lumbrineris luciliae</i>	Martins, Carrera-Parra, Quintino & Rodrigues, 2012
<i>Anobothrus gracilis</i>	(Malmgren, 1866)	<i>Lumbrineris</i> sp.	
<i>Aphelochaeta marioni</i>	(Saint-Joseph, 1894)	<i>Lysidice unicornis</i>	(Grube, 1840)
<i>Apistobranchus tullbergi</i>	(Théel, 1879)	<i>Maldane glebifex</i>	Grube, 1860
<i>Aponuphis bilineata</i>	(Baird, 1870)	<i>Malmgrenia lunulata</i>	(Delle Chiaje, 1841)
<i>Aponuphis brementi</i>	(Fauvel, 1916)	<i>Melinna palmata</i>	Grube, 1860
<i>Aricidea assimilis</i>	Tebble, 1959	<i>Metasychis gotoi</i>	(Izuka, 1902)
<i>Aricidea catherinae</i>	Laubier, 1967	<i>Nephtys hystricis</i>	Mc Intosh, 1900
<i>Aricidea claudiae</i>	Laubier, 1967	<i>Nephtys incisa</i>	Malmgren, 1865
<i>Auchenoplax crinita</i>	Ehlers, 1887	<i>Ninoe armoricana</i>	Glémarec, 1968
<i>Augeneria</i> sp.		<i>Notomastus profundus</i>	(Eisig, 1887)

<i>Chaetozone carpenteri</i>	McIntosh, 1911	<i>Ophelina abranchiata</i>	Støp-Bowitz, 1948
<i>Chaetozone setosa</i>	Malmgren, 1867	<i>Oxydromus flexuosus</i>	(Delle Chiaje, 1827)
<i>Cirratulidae ind.</i>		<i>Paradiopatra lepta</i>	(Chamberlin, 1919)
<i>Cirrophorus branchiatus</i>	Ehlers, 1908	<i>Paralacydonia paradoxa</i>	Fauvel, 1913
<i>Cirrophorus furcatus</i>	(Hartman, 1957)	<i>Paraprionospio pinnata</i>	(Ehlers, 1901)
<i>Dasybranchus caducus</i>	(Grube, 1846)	<i>Paucibranchia bellii</i>	(Audouin & Milne Edwards, 1833)
<i>Dialychone sp.</i>		<i>Phyllodoce mucosa</i>	Ørsted, 1843
<i>Diplocirrus glaucus</i>	(Malmgren, 1867)	<i>Pilargis verrucosa</i>	(Saint-Joseph, 1899)
<i>Drilonereis filum</i>	(Claparède, 1868)	<i>Pista cristata</i>	(O. F. Müller, 1776)
<i>Euchone sp.</i>		<i>Poecilochaetus fauchaldi</i>	Pilato & Cantone, 1976
<i>Euclymene lombricoides</i>	(Quatrefages, 1866)	<i>Polycirrus sp.</i>	
<i>Eulalia sp.</i>		<i>Polygordius sp.</i>	
<i>Eunice vittata</i>	(Delle Chiaje, 1828)	<i>Praxillella gracilis</i>	(M. Sars, 1861)
<i>Eupanthalis kinbergi</i>	McIntosh, 1876	<i>Prionospio cirrifer</i>	Wirén, 1883
<i>Exogone verugera</i>	(Claparède, 1868)	<i>Prionospio ehlersi</i>	Fauvel, 1928
<i>Fauveliopsis sp.</i>		<i>Prionospio fallax</i>	Soderstrom, 1920
<i>Galathowenia oculata</i>	Zachs, 1923	<i>Prionospio sp.</i>	
<i>Gallardonneris iberica</i>	Martins, Carrera-Parra, Quintino & Rodrigues, 2012	<i>Protodorvillea kefersteini</i>	(Mc Intosh, 1869)
<i>Glycera tessellata</i>	Grube, 1863	<i>Scalibregma inflatum</i>	Rathke, 1843
<i>Glycera tridactyla</i>	Schmarda, 1861	<i>Schistomeringos rudolphi</i>	(Delle Chiaje, 1828)
<i>Glycera unicornis</i>	Lamarck, 1818	<i>Scolecopsis foliosa</i>	(Audouin & Milne-Edwards, 1833)
<i>Glycinde nordmanni</i>	(Malmgren, 1866)	<i>Scoloplos armiger</i>	(O.F. Müller, 1776)
<i>Goniada maculata</i>	Oersted, 1844	<i>Sigambra tentaculata</i>	(Treadwell, 1941)
<i>Goniadella gracilis</i>	(Verrill, 1873)	<i>Spio multioculata</i>	(Rioja, 1918)
<i>Harmothoe sp.</i>		<i>Spiochaetopterus costarum</i>	(Claparède, 1869)
<i>Heteromastus filiformis</i>	(Claparède, 1864)	<i>Spiophanes kroyeri</i>	Grube, 1860
<i>Heterospio mediterranea</i>	Laubier, Picard & Ramos, 1972	<i>Sternaspis scutata</i>	(Ranzani, 1817)
<i>Hyalinoecia tubicola</i>	(O. F. Müller, 1776)	<i>Syllis parapari</i>	San Martín & López, 2000
<i>Kirkegaardia heterochaeta</i>	(Laubier, 1961)	<i>Terebellides mediterranea</i>	Parapar, Mikac & Fiege, 2013
<i>Laonice grimaldii</i>	Sikorski, Nygren & Mikac, in Sikorski et al. 2021	<i>Trypanosyllis sp.</i>	
<b>Arthropoda</b>			
<i>Achaeus cranchii</i>	Leach, 1817	<i>Kupellonura mediterranea</i>	Barnard, 1925
<i>Akanthophoreus gracilis</i>	(Krøyer, 1842)	<i>Leptocheirus mariae</i>	G. Karaman, 1973
<i>Alpheus glaber</i>	(Olivi, 1792)	<i>Leucon (Epileucon) longirostris</i>	Sars, 1871
<i>Ampelisca sp.</i>		<i>Leucothoe oboa</i>	G. Karaman, 1971
<i>Araphura brevimanus</i>	(Lilljeborg, 1864)	<i>Liljeborgia dellavallei</i>	Stebbing, 1906
<i>Astacilla longicornis</i>	(Sowerby, 1806)	<i>Liocarcinus maculatus</i>	(Risso, 1827)
<i>Athanas sp.</i>		<i>Maera grossimana</i>	(Montagu, 1808)
<i>Carangoliopsis spinulosa</i>	Ledoyer, 1970	<i>Medicorophium rotundirostre</i>	(Stephensen, 1915)
<i>Collettea cylindrata</i>	(Sars, 1882)	<i>Natanolana borealis</i>	Lilljeborg, 1851
<i>Desmosoma sp.</i>		<i>Nebalia clausi</i>	Dahl, 1985
<i>Diastylis sp.</i>	Say, 1818	<i>Orchomenella nana</i>	(Kroyer, 1846)
<i>Ebalia cranchii</i>	Leach, 1817	<i>Paranympion spinosum</i>	Caullery, 1896
<i>Eriopisa elongata</i>	(Bruzelius, 1859)	<i>Paraphoxus oculatus</i>	(G.O. Sars, 1879)
<i>Eudorella nana</i>	Sars, 1879	<i>Pardaliscella boeckii</i>	(Malm, 1870)
<i>Eurydice spinigera</i>	Hansen, 1890	<i>Periculodes longimanus</i>	(Bate & Westwood, 1868)
<i>Eurynome aspera</i>	(Pennant, 1777)	<i>Photis longicaudata</i>	(Bate & Westwood, 1862)
<i>Gammaropsis sp.</i>		<i>Pilumnus spinifer</i>	H. Milne-Edwards, 1834
<i>Gastrosaccus sanctus</i>	(Van. Beneden, 1861)	<i>Processa canaliculata</i>	Leach, 1815
<i>Gnathia oxyuraea</i>	(Lilljeborg, 1855)	<i>Pseudoprotella phasma</i>	(Montagu, 1804)
<i>Goneplax rhomboides</i>	(Linnaeus, 1758)	<i>Pseudotanais sp.</i>	

<i>Haploops nirae</i>	Kaim Malka, 1976	<i>Stenothoe</i> sp.	
<i>Harpinia antennaria</i>	Meinert, 1890	<i>Tuberapseudes echinatus</i>	(Sars, 1882)
<i>Harpinia crenulata</i>	(Boeck, 1871)	<i>Upogebia deltaura</i>	(Leach, 1815)
<i>Harpinia dellavallei</i>	Chevreur, 1910	<i>Upogebia tipica</i>	(Nardo, 1869)
<i>Hippomedon massiliensis</i>	bellan-Santini, 1965	<i>Urothoe elegans</i>	(Costa, 1853)
<i>Inachus dorsettensis</i>	(Pennant, 1777)	<i>Westwoodilla rectirostris</i>	(Della Valle, 1893)
<i>Jaxea nocturna</i>	Nardo, 1847		
<b>Echinodermata</b>			
<i>Acrocrida brachiata</i>	(Montagu, 1804)	<i>Leptopentacta elongata</i>	(Düben Koren, 1846)
<i>Amphipholis squamata</i>	(Delle Chiaje, 1828)	<i>Neocucumis marionii</i>	(Marenzeller von, 1877)
<i>Amphiura chiajei</i>	Forbes, 1843	<i>Oestergrenia digitata</i>	(Montagu, 1815)
<i>Amphiura filiformis</i>	(O. F. Müller, 1776)	<i>Ophiothrix quinquemaculata</i>	Müller-Troschel, 1842
<i>Astropecten irregularis pentacanthus</i>	(Delle Chiaje, 1825)	<i>Ophiura albida</i>	Forbes, 1839
<b>Mollusca</b>			
<i>Abra alba</i>	(W. Wood, 1802)	<i>Kurtiella bidentata</i>	(Montagu, 1803)
<i>Abra nitida</i>	(O.F. Muller, 1776)	<i>Lembulus pella</i>	(Linnaeus, 1758)
<i>Abra prismatica</i>	(Montagu, 1808)	<i>Mendicula ferruginosa</i>	(Forbes, 1844)
<i>Acteon tornatilis</i>	(Linnaeus, 1758)	<i>Myrtea spinifera</i>	(Montagu, 1803)
<i>Alvania testae</i>	(Aradas & Maggiore, 1844)	<i>Neopycnodonte cochlear</i>	(Poli, 1795)
<i>Antalis inaequicostata</i>	(Dautzenberg, 1891)	<i>Nucula sulcata</i>	(Bronn, 1831)
<i>Azorinus chamasolen</i>	(Da Costa, 1778)	<i>Odostomia</i> sp.	
<i>Batharca pectunculoides</i>	(Scacchi, 1834)	<i>Pandora inaequivalvis</i>	(Linnaeus, 1758)
<i>Cardiomya costellata</i>	(Deshayes, 1835)	<i>Pandora pinna</i>	(Montagu, 1803)
<i>Clathrella clathrata</i>	(Philippi, 1844)	<i>Papillicardium minimum</i>	(Philippi, 1836)
<i>Cuspidaria cuspidata</i>	(Olivi 1792)	<i>Pitar rudis</i>	(Poli, 1795)
<i>Cuspidaria rostrata</i>	(Olivi, 1792)	<i>Prochaetoderma raduliferum</i>	(Kowalevsky, 1901)
<i>Cylichna cylindracea</i>	(Pennant, 1777)	<i>Saccella commutata</i>	(Philippi, 1844)
<i>Ennucula aegeensis</i>	(Forbes, 1844)	<i>Striarca lactea</i>	(Linnaeus, 1758)
<i>Eulima bilineata</i>	Alder, 1848	<i>Tellimya ferruginosa</i>	(Montagu, 1808)
<i>Falcidens gutturosus</i>	(Kowalevsky, 1901)	<i>Thyasira alleni</i>	Carozza, 1981
<i>Glans trapezia</i>	(Linnaeus, 1767)	<i>Thyasira biplicata</i>	(Philippi, 1836)
<i>Hemilepton nitidum</i>	(W. Turton, 1822)	<i>Thyasira granulosa</i>	(Monterosato, 1874)
<i>Hiatella arctica</i>	(Linnaeus, 1767)	<i>Timoclea ovata</i>	(Pennant, 1777)
<i>Hyalia vitrea</i>	(Montagu, 1803)	<i>Trophonopsis muricata</i>	(Montagu, 1803)
<i>Kelliella abyssicola</i>	(Forbes, 1844)		
<b>Sipuncula</b>			
<i>Golfingia (Golfingia) elongata</i>	(Keferstein, 1862)	<i>Onchnesoma steenstrupii steenstrupii</i>	Koren & Danilssen, 1876
<i>Golfingia vulgaris vulgaris</i>	(Blainville, 1827)	<i>Phascalion (Phascalion) strombus strombus</i>	(Montagu, 1804)
<i>Nephasoma diaphanes</i>	(Gerould, 1913)		
<b>Nemertea ind.</b>			
<b>Platyhelminthes ind.</b>			

Gli anellidi, rappresentati unicamente da policheti, risultano essere il gruppo dominante che con 7959 individui rappresentano il 76,7% dell'abbondanza totale. I molluschi e i crostacei, secondi e terzi in ordine di abbondanza, forniscono, rispettivamente, il 10,9 e il 9,6% di contributo, mentre i sipunculidi rimangono al 2%. Gli echinodermi (73 individui) superano di poco lo 0,5% in totale (**Figura 15**).

Più equilibrata risulta essere la ripartizione delle specie tra i vari gruppi, sebbene anche da questo punto di vista gli anellidi policheti si confermano il taxon dominante fornendo quasi la metà delle specie rinvenute (88 specie). Crostacei e Molluschi sono equamente rappresentati fornendo il 27% e il 21% delle specie totali.

Gli echinodermi e i sipunculidi forniscono, rispettivamente, il 5% e il 2% di specie al panorama faunistico.

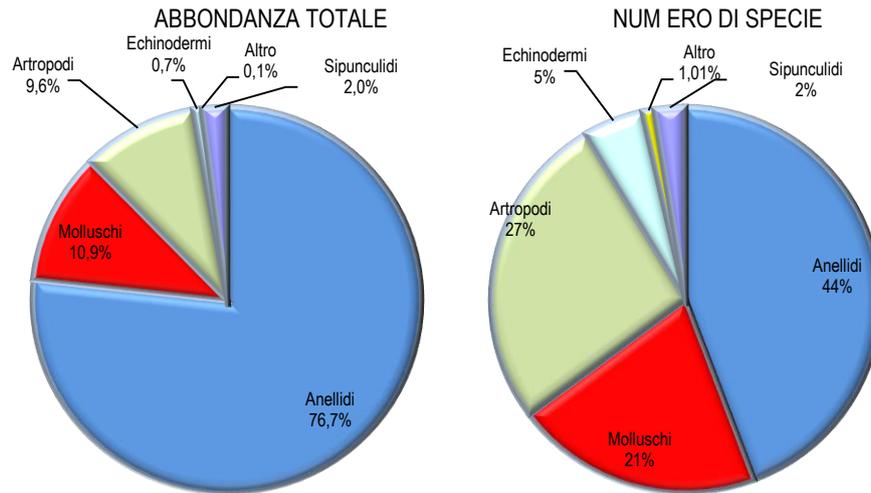


Figura 15 - Ripartizione dell'abbondanza totale e del numero di specie tra i principali taxa rinvenuti nell'Autunno 2021. Altro= nemertini, plattelminti.

Ai policheti appartengono le specie rinvenute col maggior numero di individui. Le prime quattro specie dominanti, sono, infatti, policheti e rappresentano più della metà dell'abbondanza totale (56%).

*Levinsenia demiri* (4232 individui) è in assoluto il polichete più abbondante e da solo rappresenta il 40,8% dell'abbondanza totale. *Kirkegaardia heterochaeta* seconda in ordine di abbondanza, fornisce meno del 7% di contributo all'abbondanza totale seguita da *Paradiopatra lepta* (553 individui) con un contributo del 5,33% (Figura 16). *Ophelina abranchiata*, la quarta specie in ordine di abbondanza, con 341 individui, supera di poco il 3% di contributo. Questo risultato, che conferma quanto emerso dalla fase di "bianco", dimostra che l'area è caratterizzata da un panorama faunistico dominato da poche specie molto abbondanti affiancate da un elevato numero di specie presenti con pochi individui. Infatti 185 specie (ossia 92,96% del totale) contribuiscono per meno dell'1% (nell'insieme apportano un contributo del 24,5%) all'abbondanza totale. Inoltre il 16,6% delle specie è presente con un solo individuo.

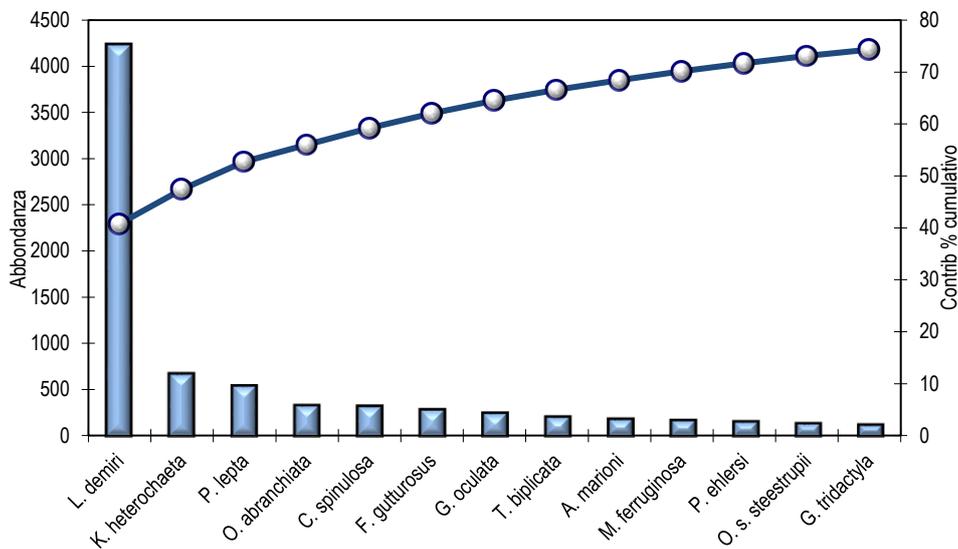


Figura 16 - Abbondanza totale e contributo percentuale cumulativo delle specie dominanti (A21).

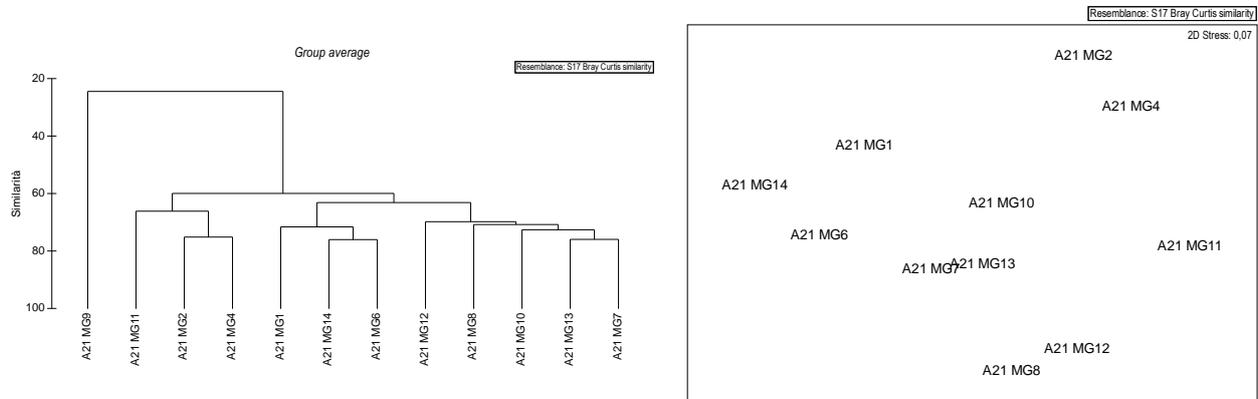
Le specie dominanti e diffuse, fanno sì che le repliche esibiscano una elevata similarità tra di loro, inferiore al 70% solo in A21 MG9 (66,92%) e con un picco in A21 MG1 pari a 86,56%. Similarità maggiore dell'80% è stata rilevata anche in A21 MG13 (82,97%), A21 MG14 (86,16%), A21 MG2 (85,97%), A21 MG6 (84,45%) e A21 MG7 (82,10%).

*Levinsenia demiri* dà il contributo maggiore a tale similarità in tutte le stazioni, contributo che in molti casi (A21 MG13, A21 MG8, A21 MG7, A21 MG14, A21 MG2) supera il 50%.

La seconda specie che determina la similarità tra stazioni è variabile. Ma in tutti i casi il contributo è molto basso e supera raramente il 10%. *Levinsenia demiri* e in minor misura *Aphelochaeta marioni*, *Ophelina paucibranchia* sono anche quelle che maggiormente spiegano la distribuzione dei punti nel piano di ordinamento (Figura 17) ottenuto dal non-Metric Multidimensional Scaling (n-MDS) ed in particolare il loro valori di abbondanza tendono ad essere più elevati nelle stazioni poste nel lato destro del plot.

*Euclymene lunbricoides*, invece, spiega per lo più la posizione di A21 MG12, mentre *Spiochetopterus costarum*, quella delle stazioni A21 MG2 e A21 MG3.

Come evidente dalla Cluster Analysis la stazione A21 MG9 è molto diversa dalle altre. Per questo motivo nel piano di ordinamento essa spinge le altre stazioni a formare un gruppo unico non identificabile. Per tale motivo, il n-MDS è stato effettuato rimuovendo tale stazione.



**Figura 17** - Risultati della cluster analysis (group average) a sinistra, piano di ordinamento ottenuto dal n-MDS, a destra. La matrice triangolare è stata ottenuta tramite l'indice di Bray-Curtis. La stazione A21 MG9 non è stata inclusa (vedi testo per la spiegazione).

Anche dal punto di vista strutturale i parametri indagati risultano variabili da stazione a stazione. Il numero di specie medio (ossia ottenuto dopo il calcolo della media tra repliche) varia tra 20,5 minimo rilevato in A21 MG9 e 61,5, massimo osservato presso il rigassificatore (A21 MG6).

Le stazioni A21 MG2, A21 MG4, A21 MG8, A21 MG9, hanno un numero di specie più basso rispetto alla media totale ( $47,8 \pm 11,47$ ). In totale il numero di specie rilevato complessivamente nelle quattro stazioni più vicine all'FSRU è pari a 145 di cui 30 esclusive ossia non rilevate nelle altre stazioni. Il numero totale di specie rilevato nelle stazioni più lontane (MG1, MG2, MG9, MG10) è 113 (di cui 19 esclusive), mentre quelle trovate nelle stazioni intermedie (MG4, MG8, MG11, MG14) è pari a 144 (di cui 25 esclusive).

L'abbondanza totale media delle stazioni esibisce il minimo (45,25) in A21 MG9 e il massimo (388,7) in A21 MG14. Nel complesso, N, esibisce una elevata variabilità tra stazioni, oscillando intorno al valore medio di  $216,13 \pm 91,44$ . Presso il Terminale A21 MG13 (197,50) e A21 MG12 (203,75) presentano valori di abbondanza inferiori alla media generale.

La diversità di Shannon-Weaver mostra il suo minimo in A21 MG8 (3,52) ed il massimo in A21 MG11 (4,43) con una media complessiva di  $3,87 \pm 0,27$ . Due delle stazioni poste presso il Terminale, hanno una diversità specifica maggiore rispetto al valore medio, due leggermente inferiore.

**Tabella 35** – Indici strutturali ( $\pm DS$ ) relativi al popolamento macrobentonico. Numero di taxa (S), Numero di individui (N), Diversità specifica di Shannon-Weaver (H'), Ricchezza specifica di Margalef (d), Equitabilità di Pielou (J). MG6, MG7, MG12, MG13: stazioni a 100 m dal Terminale)

Stazioni	S	N	d	H'(log <sub>2</sub> )	J
A21 MG1	48,75 ± 3,77	299,50 ± 15,42	8,38 ± 0,68	3,90 ± 0,14	0,70 ± 0,01
A21 MG2	32,75 ± 2,06	172,00 ± 10,68	6,17 ± 0,38	3,74 ± 0,06	0,74 ± 0,02
A21 MG4	41,75 ± 5,38	144,50 ± 12,77	8,20 ± 1,12	3,95 ± 0,21	0,73 ± 0,02
A21 MG6	61,50 ± 4,04	335,00 ± 14,45	10,41 ± 0,71	4,04 ± 0,11	0,68 ± 0,01
A21 MG7	49,25 ± 3,50	235,00 ± 22,21	8,84 ± 0,61	3,70 ± 0,28	0,66 ± 0,04
A21 MG8	43,00 ± 1,41	172,25 ± 9,32	8,16 ± 0,24	3,52 ± 0,22	0,65 ± 0,03
A21 MG9	20,50 ± 1,00	45,25 ± 4,27	5,12 ± 0,23	3,78 ± 0,09	0,87 ± 0,02
A21 MG10	52,50 ± 1,00	227,50 ± 14,15	9,49 ± 0,25	4,20 ± 0,24	0,73 ± 0,04
A21 MG11	49,75 ± 2,50	172,50 ± 15,07	9,48 ± 0,62	4,43 ± 0,18	0,79 ± 0,02
A21 MG12	54,25 ± 4,57	203,75 ± 10,69	10,02 ± 0,95	4,01 ± 0,16	0,70 ± 0,02
A21 MG13	46,50 ± 4,04	197,50 ± 7,85	8,61 ± 0,82	3,57 ± 0,22	0,64 ± 0,03
A21 MG14	60,75 ± 8,42	388,75 ± 7,27	10,02 ± 1,44	3,60 ± 0,12	0,61 ± 0,01

Fra le stazioni più lontane (MG1, MG2, MG9, MG10) e quelle intermedie (MG4, MG8, MG11, MG14) 2 mostrano valori superiori e due inferiori alla media generale. In nessun caso, quindi, si identifica un trend relazionabile alla distanza dal Terminale.

La ricchezza specifica di Margalef mostra il valore più elevato presso il Terminale (A21 MG6=10,41) dove tutti i valori sono maggiori della media generale (8,58±1,58). Confrontano le medie ottenute raggruppando le stazioni in ragione della loro distanza dal Terminale si osserva che il valore maggiore è stato rilevato presso quest'ultimo.

Infine l'equitabilità oscilla tra 0,87 (A21 MG9) e 0,61 (A21 MG14) con un valore medio di 0,71±0,07. Nelle stazioni poste presso il Terminale tutti i valori sono inferiori a tale media.

Nelle restanti stazioni, l'equitabilità mostra valori maggiori di tale media in A21 MG2, A21 MG4, A21 MG10, A21 MG11.

Nessun dato indica che presso il Terminale ci siano condizioni che comportano impoverimento del popolamento.

### 3.2.2 Bioaccumulo

#### Metalli

Il Cromo totale, non rilevato al Tempo zero, dopo l'esposizione è stato quantificato nei mitili trapiantati in tutte le stazioni compresa Gorgona ad eccezione della stazione A. (Tabella 36). L'Arsenico, il Ferro e lo Zinco incrementano ovunque, in particolar modo nella stazione C.

**Tabella 36** - Concentrazione dei metalli nei mitili. Dati relativi alla campagna A21 espressi in mg/kg. Sono riportati i dati riferiti sia alla sostanza secca (s.s.) sia al peso fresco (p.f.) in accordo alla prescrizione 13 delle Determine 2990 DVA R.D.R 0000100.04-04-2017 e 3337 DVA R.D.R 0000277.28-09-2017.

	Tempo zero		Stazione A Pos. 1		Stazione B Pos. 2		Stazione C Pos. 3		Stazione D Pos. 4		Stazione E (Bianco Gorgona)	
	s.s.	p.f.	s.s.	p.f.	s.s.	p.f.	s.s.	p.f.	s.s.	p.f.	s.s.	p.f.
Arsenico	6,19	1,24	7,43	1,49	10,45	2,09	12,34	2,47	6,88	1,38	7,01	1,40
Bario	1,27	0,25	< 1		1,70	0,34	1,64	0,33	1,62	0,32	1,23	0,25
Cadmio	0,27	0,05	0,38	0,08	0,47	0,09	0,53	0,11	0,37	0,07	0,38	0,08
Cromo totale	< 1		< 1		1,47	0,29	1,55	0,31	1,57	0,31	1,31	0,26
Ferro	182,95	36,59	141,66	28,33	282,55	56,51	301,51	60,30	285,83	57,17	230,08	46,02
Manganese	8,31	1,66	5,18	1,04	7,08	1,42	6,89	1,38	8,36	1,67	5,92	1,18
Mercurio	0,11	0,02	0,095	0,02	0,084	0,02	0,093	0,02	0,084	0,02	0,094	0,02
Nichel	1,26	0,25	1,11	0,22	1,58	0,32	1,66	0,33	1,66	0,33	1,50	0,30
Piombo	2,10	0,42	1,32	0,26	2,02	0,40	2,43	0,49	1,95	0,39	1,70	0,34
Rame	6,39	1,28	4,72	0,94	4,90	0,98	5,45	1,09	5,73	1,15	5,15	1,03
Vanadio	1,33	0,27	< 1		1,11	0,22	1,36	0,27	1,24	0,25	< 1	
Zinco	140,79	28,16	101,06	20,21	146,17	29,23	260,41	52,08	124,22	24,84	121,99	24,40

#### Idrocarburi totali

Gli idrocarburi C<10 sono risultati tutti inferiori al limite di rilevabilità del metodo (Tabella 37).

Gli idrocarburi C10-C40 sono presenti nei mitili trapiantati ma con concentrazioni basse e confrontabili tra i mitili trapiantati e il tempo zero e la stazione di bianco che in questo caso risulta avere la concentrazione maggiore di tutte le stazioni analizzate.

**Tabella 37** - Concentrazione degli idrocarburi totali presenti nei campioni di mitili. I dati, relativi alla campagna A21, sono espressi in mg/kg.

	Tempo zero	Stazione A Pos. 1	Stazione B Pos. 2	Stazione C Pos. 3	Stazione D Pos. 4	Stazione E (Bianco Gorgona)
Idrocarburi C<10 (mg/kg)	< 500	< 500	< 500	< 500	< 500	< 500
Idrocarburi C10-C40 (mg/kg)	6,22	4,25	5,00	8,10	3,74	10,34

#### IPA ed composti organo stannici

Dalla Tabella 38 si osserva una sostanziale assenza di contaminazione da IPA e composti organo stannici. I composti rilevati presentano in tutti i casi concentrazioni molto basse, per lo più prossime al limite di rilevabilità.

**Tabella 38** - Concentrazione degli IPA e dei composti organostannici presenti nei campioni di mitili. I dati, relativi alla campagna A21, sono espressi in mg/kg, salvo ove indicato.

	Tempo zero	Stazione A Pos. 1	Stazione B Pos. 2	Stazione C Pos. 3	Stazione D Pos. 4	Stazione E (Bianco Gorgona)
Acenaftene	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Acenaftilene	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Antracene	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Benzo (a) antracene	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001

**Tabella 38** - Concentrazione degli IPA e dei composti organostannici presenti nei campioni di mitili. I dati, relativi alla campagna A21, sono espressi in mg/kg, salvo ove indicato.

	Tempo zero	Stazione A Pos. 1	Stazione B Pos. 2	Stazione C Pos. 3	Stazione D Pos. 4	Stazione E (Bianco Gorgona)
Benzo (a) pirene	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Benzo (b) fluorantene	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Benzo (g,h,i) perilene	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Benzo (k) fluorantene	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Crisene	0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Dibenzo (a,h) antracene	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Fenantrene	0,001	0,001	< 0,001	< 0,001	0,001	< 0,001
Fluorantene	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	0,001	< 0,001
Fluorene	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Indeno (1,2,3 - c,d) pirene	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Naftalene	0,001	0,003	0,005	0,003	0,003	0,004
Pirene	0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	0,001	< 0,001
Dibutilstagno	0,00751	0,00552	0,00638	0,00826	0,00625	0,00599
Monobutilstagno	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Tributilstagno	0,0173	0,00445	0,00635	0,00810	0,00931	0,00757

### Cloroderivati

I risultati della ricerca dei cloroderivati sono riportati nella **Tabella 39**. Questi composti sono risultati inferiori al limite di quantificazione.

	Tempo zero	Stazione A Pos. 1	Stazione B Pos. 2	Stazione C Pos. 3	Stazione D Pos. 4	Stazione E (Bianco Gorgona)
<b>Acidi Aloacetici</b>						
Dalapon	<2	<2	<2	<2	<2	<2
Acido Dibromoacetico	<1	<1	<1	<1	<1	<1
Acido Tribromoacetico	<10	<10	<10	<10	<10	<10
Acido Monobromoacetico	<2	<2	<2	<2	<2	<2
Acido Bromodichloroacetico	<5	<5	<5	<5	<5	<5
Acido Bromocloroacetico	<2	<2	<2	<2	<2	<2
Acido Dichloroacetico	<3	<3	<3	<3	<3	<3
Acido Tricloroacetico	<2	<2	<2	<2	<2	<2
Acido Monocloroacetico	<3	<3	<3	<3	<3	<3
Acido Clorodibromoacetico	<5	<5	<5	<5	<5	<5
<b>Fenoli</b>						
2,4,6-tricloro fenolo	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
2,4-dicloro fenolo	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
4-cloro-3-metil fenolo	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
pentacloro fenolo	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
<b>V.O.C.</b>						
1,1,1-Tricloro Etano	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
1,1,2-Tricloro Etano	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
Bromo Dichloro Metano	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
Bromoformio	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Carbonio Tetracloruro	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
Cloroformio	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
Dibromo Cloro Metano	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
Tetracloro Etilene	< 0,15	< 0,15	< 0,15	< 0,15	< 0,15	< 0,15
Tricloro Etilene	< 0,25	< 0,25	< 0,25	< 0,25	< 0,25	< 0,25
1,2,3-Tricloro propano	< 0,6	< 0,6	< 0,6	< 0,6	< 0,6	< 0,6
1,2-Dibromo Etano	< 0,25	< 0,25	< 0,25	< 0,25	< 0,25	< 0,25
Dibromoacetoneitrile	< 0,8	< 0,8	< 0,8	< 0,8	< 0,8	< 0,8
Tricloroacetoneitrile	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5

### Analisi microbiologiche

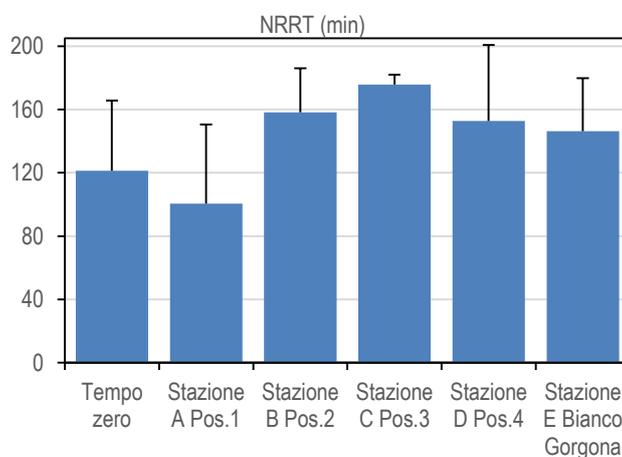
Non si rileva presenza di contaminazione fecale (**Tabella 40**).

<b>Tabella 40</b> - Risultati delle analisi microbiologiche effettuate sui campioni di mitili. I dati, relativi alla campagna A21, sono espressi in ufc/g.						
	Tempo zero	Stazione A Pos. 1	Stazione B Pos. 2	Stazione C Pos. 3	Stazione D Pos. 4	Stazione E (Bianco Gorgona)
Coliformi fecali	<10	<10	<10	<10	<10	<10
Streptococchi fecali (enterococchi)	<10	<10	<10	<10	<10	<10
Coliformi totali	<10	<10	<10	<10	<10	<10

### 3.2.3 Biomarkers

#### Neutral Red Retention Time (NRRT)

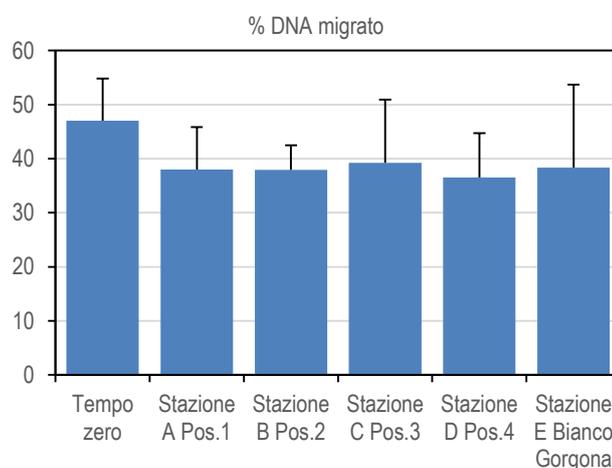
L'analisi del Neutral Red Retention Time non ha evidenziato alcuna differenza significativa tra i mitili di controllo (Stazione E – Gorgona) e quelli posizionati presso tutte le stazioni di monitoraggio del Terminale FSRU. Infatti, sebbene si sia riscontrata una diminuzione del tempo di ritenzione del colorante, indicatore del livello di stabilità lisosomiale, in corrispondenza della stazione A (Pos.1), tale valore non si discosta statisticamente da quello dei mitili posizionati nella stazione di controllo (Stazione E –Bianco Gorgona). (**Figura 18**).



**Figura 18** - Valutazione del danno cellulare mediante la misura del tempo di ritenzione del colorante vitale Rosso Neutro (NRRT) nei lisosomi degli emociti di mitilo. Valori alti del tempo di ritenzione corrispondono ad una maggiore integrità della membrana lisosomiale.

#### Comet Assay

I risultati relativi alla valutazione del grado di integrità della molecola di DNA nelle cellule branchiali di mitili trapiantati presso le 4 stazioni del terminale non mostrano alcun incremento significativo rispetto ai valori del controllo (Stazione E-Gorgona), in termini di danno genetico, suggerendo quindi per quanto rilevato da questo biomarker una assenza di impatto da parte delle attività del Terminale FSRU (**Figura 19**), nonostante il dato rilevato nei mitili di T0 indagati a monte del trapianto indicasse un danno in termini di perdita di integrità del DNA superiore a quello degli animali di controllo.



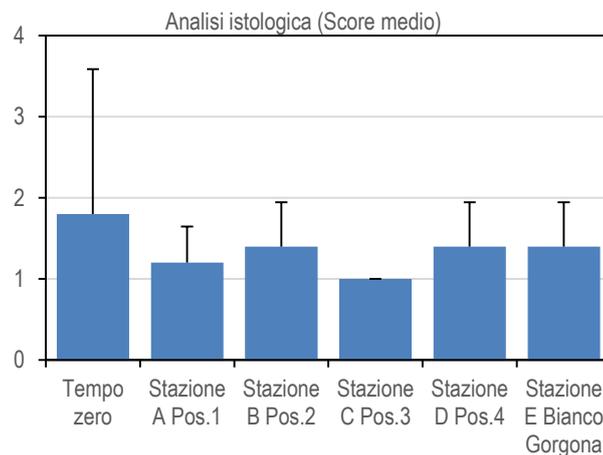
**Figura 19**- Valutazione del grado di integrità del DNA mediante Comet assay. Valori elevati della percentuale di DNA migrato corrispondono ad una maggiore entità del danno.

### Analisi istologica del tessuto branchiale.

L'analisi istologica dell'epitelio branchiale dei mitili traslocati lungo il Terminale FSRU non ha evidenziato alcuna alterazione significative della morfologia tissutale dei mitili trapiantati lungo il terminale FRSU rispetto a quelli posizionati presso la stazione di controllo (Stazione E-Gorgona) (Tabella 41, Figura 20).

**Tabella 41** - Analisi istologica. Lo score indica lo stato dell'epitelio branchiale secondo la seguente scala 1, normale morfologia epitelio branchiale; 2, lieve riduzione dello spessore dell'epitelio branchiale e dello sviluppo delle ciglia; 3, marcata riduzione dello spessore dell'epitelio e delle ciglia; 4, erosione dell'epitelio branchiale e dello sviluppo ciliare; 5, destrutturazione dei filamenti con estesa erosione dell'epitelio branchiale ed assenza delle ciglia. (I-V: numero di organismi indagati)

Stazione	I	II	III	IV	V
Mitili tempo zero	1	1	5	1	1
Stazione A (Pos. 1)	1	2	1	1	1
Stazione B (Pos. 2)	2	2	1	1	1
Stazione C (Pos. 3)	1	1	1	1	1
Stazione D (Pos. 4)	2	2	1	1	1
Stazione E (Bianco Gorgona)	1	2	1	1	2



**Figura 20-** Analisi istologica delle branchie di mitilo. Il parametro rappresentato nel grafico è il punteggio medio (score) per ciascuna delle stazioni indagate. La scala va da 1 a 5; il punteggio 1 indica una condizione di integrità mentre il punteggio 5 indica una forte compromissione della struttura dei filamenti branchiali.

La campagna autunnale 2021 (A21), relativamente ai risultati complessivi dei biomarkers selezionati (stabilità lisosomiale, integrità del DNA, e morfologia branchiale), non ha mostrato sostanziali alterazioni a carico dei mitili trapiantati lungo il Terminale FSRU rispetto al controllo (Stazione E Gorgona), testimoniando un' assenza di impatto da parte del Terminale FSRU nel periodo di riferimento.

### 3.2.4 Cetacei e tartarughe marine

Per questa indagine relativa all'Autunno 2021 sono stati effettuati i seguenti percorsi: 65 km per il cerchio alla distanza di 6 nm dal Terminale per un totale di 420 min di avvistamento; 33 km per il cerchio alla distanza di 3nm dal Terminale per un totale di 240 min di avvistamento; 5,5 km per il cerchio alla distanza di 1 nm dal Terminale per un totale di 90 min di avvistamento. In totale per il solo avvistamento di cetacei è stato effettuato uno sforzo pari a 102,5 km per un tempo totale di 780 min.

In **Figura 21** sono riportate le rotte percorse per il monitoraggio visivo Autunno 2021 (A21).

E' stato effettuato n°1 avvistamento: in data 22.12.2021 posizione Latitudine 43° 44.1927 N e Longitudine 009° 59.5263 E, in totale 7 delfini appartenenti alla specie tursiope (*Tursiops truncatus*) di cui 6 adulti ed 1 piccolo a 11 km in posizione N dal Terminale (**Figura 21**).

Nessun avvistamento di tartarughe.

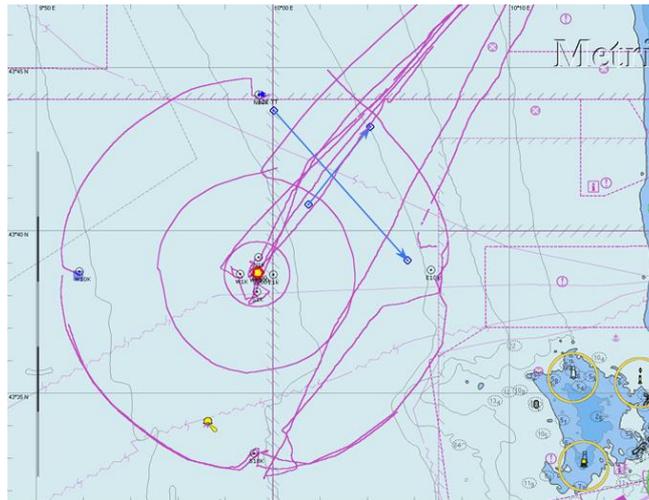


Figura 21 – Rotte effettuate per il monitoraggio visivo, acustico e bioacustico condotto in Autunno 2021 (A21).

### 3.3 Indagini generali

#### 3.3.1 Bioacustica

Durante la campagna A21 non sono state effettuate registrazioni.

## 4 RISULTATI SURVEY INVERNO 2022

### 4.1 Colonna d'acqua

#### 4.1.1 Profili idrologici

Nel survey condotto in inverno 2022 (Figura 22) la colonna d'acqua appare tutta rimescolata con un andamento della **temperatura** costante dalla superficie al fondo su tutte le stazioni con valori che oscillano di poco intorno a 13,6 °C ossia in linea con le temperature tipiche del periodo e della zona di indagine. Anche la **salinità** presenta valori omogenei su tutta la colonna d'acqua e compresi per lo più fra 38,1 ppt e 38,2 ppt, in accordo con il periodo esaminato.

I valori di **pH** sono omogenei su tutta la colonna d'acqua (8).

La **torbidità** presenta bassi valori intorno a 0.7 NTU che aumentano leggermente negli ultimi 20 m fino a 1.1 NTU .

L'**ossigeno disciolto** presenta valori compresi fra 95.24% e 97.04% (

Figura 23) in superficie che diminuiscono fino ad arrivare sul fondo a valori di 92.10 % di saturazione. La **clorofilla**, mostra bassi valori che da 0.2 µg/l in superficie aumentano a 0.6 µg/l in uno strato di acqua compreso fra 10 e 40 m di profondità per poi riscendere e ritornare a 0.2 µg/l sul fondo. I valori di **ORP** sono omogenei su tutta la colonna d'acqua con valori di 213 mV.

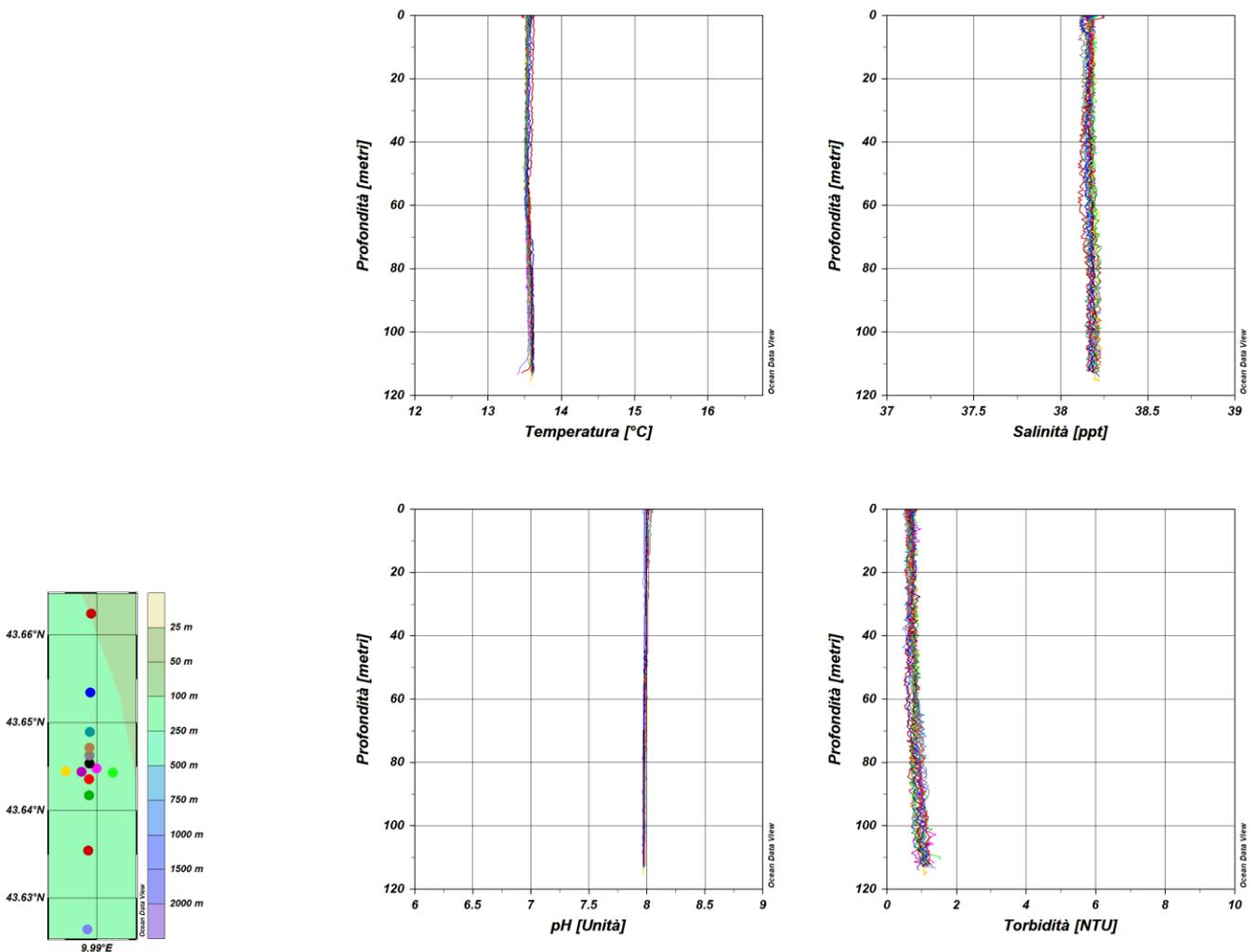


Figura 22 – Profili di temperatura (°C), salinità (ppt), pH e torbidità (NTU); survey inverno 2022.

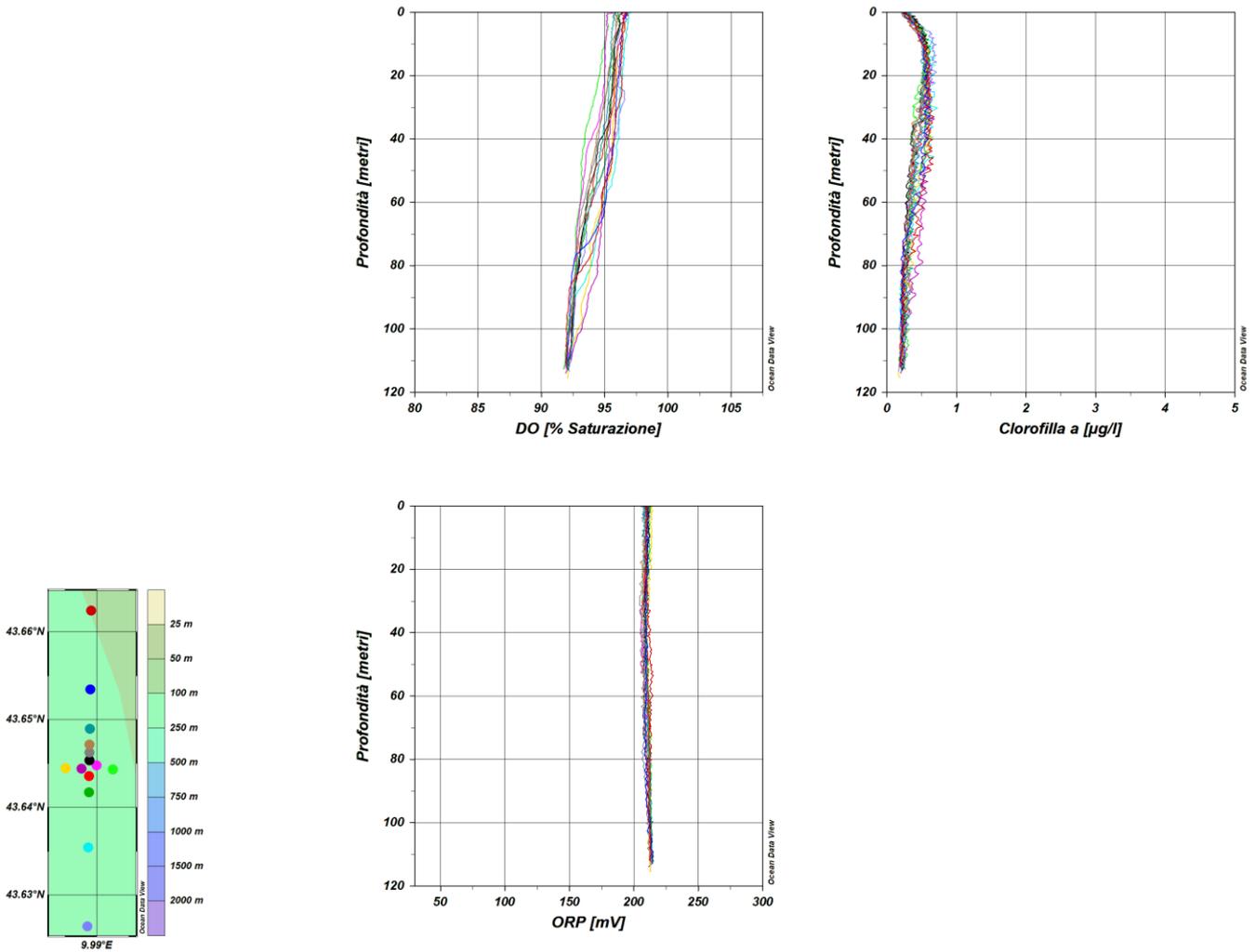


Figura 23 – Profili di ossigeno disciolto (% saturazione), clorofilla ( $\mu\text{g/l}$ ), e potenziale di ossidoriduzione (mV); survey inverno 2022.

### Misure di irradianza PAR e irradianza spettrale

In Figura 24 sono mostrati i profili di irradianza PAR (Photosynthetic Available Radiation) sottomarina normalizzati rispetto a quella contemporanea superficiale alle stazioni I22 MG7 e I22 MG10. La profondità della zona eufotica ( $Z_{\text{eu}}$ ) nei due punti è rispettivamente 54,5 m e 56 m e in generale  $Z_{\text{eu}}$  ha mostrato una variazione compresa tra 53,5 m (I22 MG6, I22 MG12) e 57 m (I22 MG5, I22 MG9).

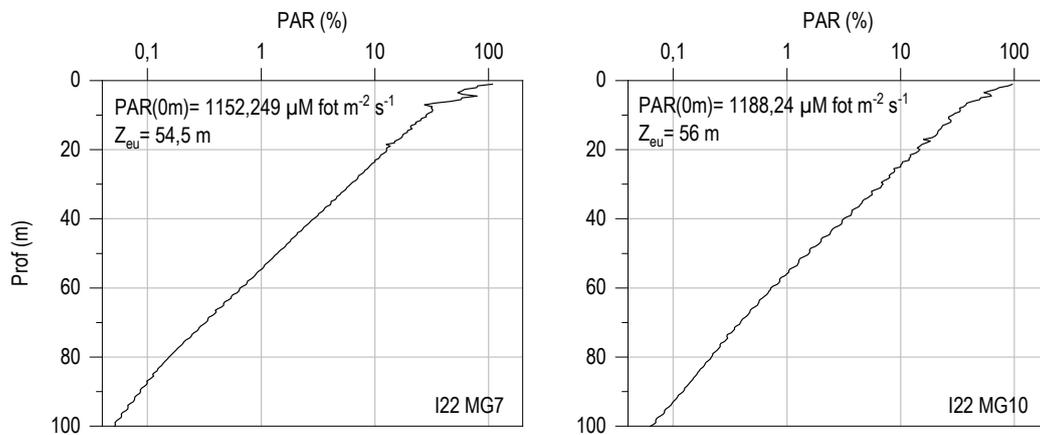
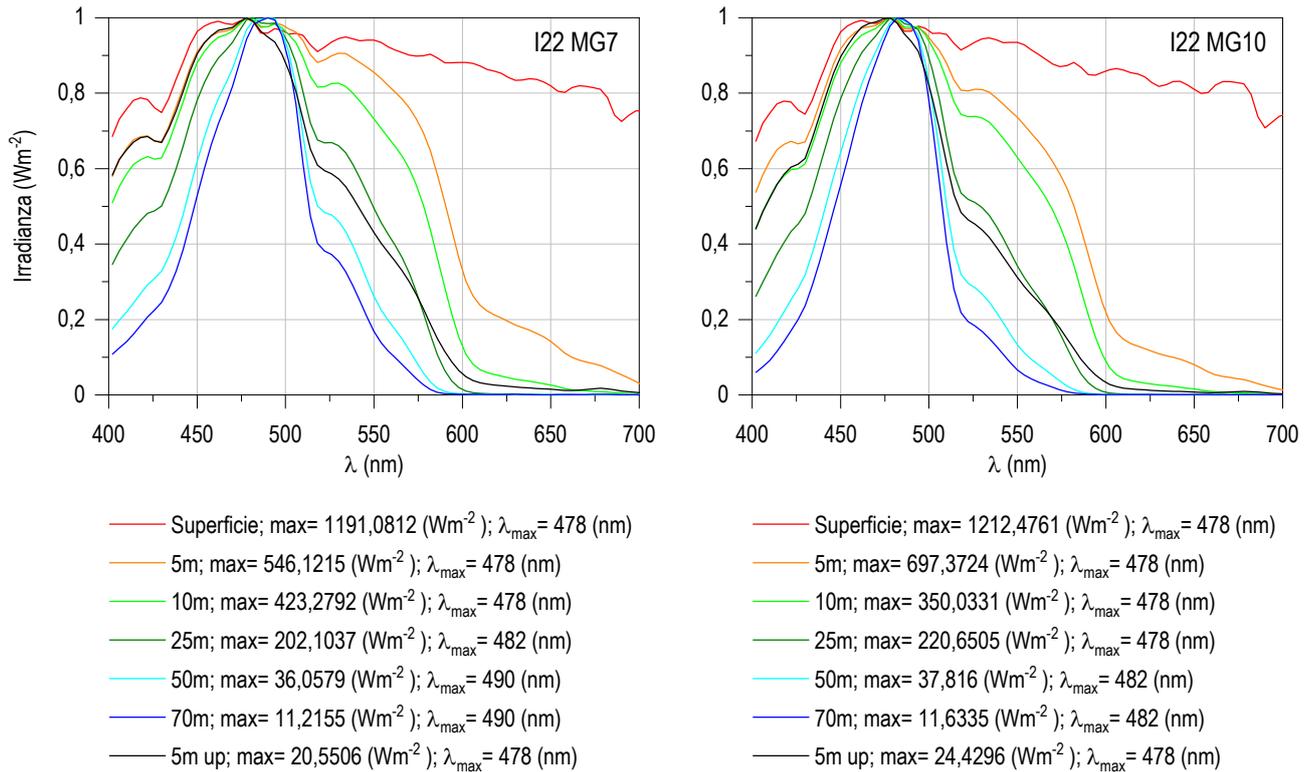


Figura 24 - Profilo del rapporto fra l'irradianza quantica PAR (Photosynthetic Available Radiation) disponibile alle varie profondità con quella contemporanea in superficie, PAR (0 m), nelle stazioni I22 MG7 e I22 MG10.



**Figura 25** - Irradianza spettrale discendente superficiale e subacquea alle profondità indicate. E' inoltre riportata la irradianza spettrale ascendente a 5 m (5m up). Ogni spettro è stato normalizzato per il proprio massimo ( $E_{\max}(\lambda)$ ) riportato nella legenda insieme con la lunghezza d'onda dove si colloca ( $\lambda_{\max}$ ).

In **Figura 25** sono riportati gli spettri della irradianza discendente tra 400 e 700 nm in superficie e alle varie profondità insieme con quelli della irradianza ascendente a 5 m, tutti normalizzati per i loro massimi, in I22 MG7 e I22 MG10. I massimi ( $\lambda_{\max}$ ) degli spettri dell'irradianza discendente si collocano nel range di lunghezze d'onda comprese fra 478 e 490 nm. La radiazione che raggiunge la maggior profondità, ovvero quella più penetrante ( $\lambda_{\max}$  a 70 m), si trova a 490 nm alla I22 MG7 e a 482 nm alla I22 MG10.

#### 4.1.2 Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche

##### Nutrienti inorganici disciolti

In **Tabella 42** sono riportate le concentrazioni di nitriti (NO<sub>2</sub>), nitrati (NO<sub>3</sub>), ortofosfati (PO<sub>4</sub>), silicati (SiO<sub>2</sub>), rilevate nelle 8 stazioni campionate.

<b>Tabella 42</b> - Concentrazioni (µM) dei nutrienti inorganici disciolti.											
Stazione	Prof. m	SiO <sub>2</sub>	PO <sub>4</sub>	NO <sub>2</sub>	NO <sub>3</sub>	Stazione	Prof. m	SiO <sub>2</sub>	PO <sub>4</sub>	NO <sub>2</sub>	NO <sub>3</sub>
<b>I22 MG3</b>	0,5	1,079	0,059	0,268	0,804	<b>I22 MG9</b>	0,5	1,116	0,050	0,185	0,800
	12,5	1,421	0,073	0,185	0,730		12,5	1,146	<0,03	0,180	0,906
	50	1,312	0,037	0,189	0,739		50	1,048	0,043	0,142	0,819
	70	1,310	0,041	0,281	1,251		70	1,305	0,066	0,265	1,159
<b>I22 MG5</b>	0,5	1,102	0,048	0,195	0,887	<b>I22 MG10</b>	0,5	1,131	0,053	0,166	0,702
	12,5	1,003	0,066	0,239	1,003		12,5	1,182	0,068	0,200	0,847
	50	1,045	0,047	0,178	0,894		50	1,175	0,075	0,148	0,779
	70	1,257	0,075	0,225	1,225		70	1,174	0,053	0,209	1,256
<b>I22 MG6</b>	0,5	1,029	0,043	0,132	0,724	<b>I22 MG12</b>	0,5	1,083	0,060	0,170	0,628
	12,5	1,083	0,066	0,182	0,588		12,5	1,103	0,039	0,139	0,667
	50	1,123	0,086	0,158	0,645		50	1,079	0,041	0,135	0,571
	70	1,238	0,059	0,192	0,801		70	1,141	0,036	0,177	1,031
<b>I22 MG7</b>	0,5	1,096	0,072	0,173	0,573	<b>I22 MG13</b>	0,5	1,168	0,057	0,152	1,222
	12,5	1,128	0,041	0,148	0,720		12,5	1,187	0,071	0,209	1,088
	50	1,178	0,058	0,202	0,720		50	1,237	0,054	0,169	0,982
	70	1,066	0,043	0,186	0,674		70	1,304	0,072	0,237	1,009

Le concentrazioni dei nutrienti sono in generale comparabili con quelle rilevate nella medesima stagione degli anni precedenti, ad eccezione dei nitriti per i quali si osserva una leggera diminuzione rispetto alla media invernale.

In figura **Figura 26** vengono riportati i profili batimetrici dei nutrienti inorganici disciolti. Per i silicati si ha una condizione piuttosto omogenea lungo la colonna d'acqua con massimi raggiunti a 70 m, ad eccezione che nelle stazioni I22 MG3, I22 MG7 ed I22 MG10 caratterizzate da concentrazioni massime a 12,5 m; i minimi, invece si ritrovano prevalentemente nello strato superficiale (0,5-12,5 m), ad eccezione che in I22 MG7, I22 MG9 e I22 MG12 dove i valori più bassi si hanno nello strato 50-70 m (**Tabella 42**).

In media le concentrazioni dei silicati sono di 1,158 µM e variano in un range compreso tra 1,003 µM in I22 MG5 12,5 m e 1,421 µM in I22 MG3 12,5 m.

Per quanto riguarda i fosfati, la maggior parte delle stazioni hanno massimi compresi tra 50 e 70 m mentre tre stazioni presentano massimi superficiali: I22 MG7 e I22 MG12 a 0,5 m e I22 MG3 a 12,5 m. I minimi sono collocati a diverse profondità, prevalentemente tra 50 e 70 m; I22 MG10 presenta una situazione particolare con valori bassi (minimi) sia in superficie che a 70 m (**Figura 26**). La concentrazione dei fosfati è in media 0,056 µM, con minimi di 0,029 µM in I22 MG9 12,5 m e massimi di 0,086 µM in I22 MG6 50 m (**Tabella 42**).

I nitriti presentano una distribuzione verticale con massimi prevalentemente profondi (70 m), ad eccezione di I22 MG5 e I22 MG7 rispettivamente con massimi a 12,5 m e 50 m, e minimi che variano tra lo strato superficiale 0,5-12,5 m (I22 MG3, I22 MG6, I22 MG7 e I22 MG13) e i 70 m (I22 MG5, I22 MG9, I22 MG10, I22 MG12). Le concentrazioni sono in media 0,188 µM, variando tra un minimo di 0,132 µM in I22 MG6 0,5 m e un massimo di 0,281 µM in I22 MG3 70 m (**Tabella 42**).

I profili batimetrici dei nitrati (**Figura 26**) presentano una distribuzione verticale con massimi prevalentemente a 70 m, con la sola eccezione di I22 MG7 e I22 MG13, che rispettivamente hanno i massimi a 12,5 e 0 m, e minimi variabili tra lo strato superficiale e i 50 m.

In media le concentrazioni sono 0,858 µM con un range di variazione tra 0,571 µM in I22 MG12 50 m e 1,256 µM in I22 MG10 70 m (**Tabella 42**).

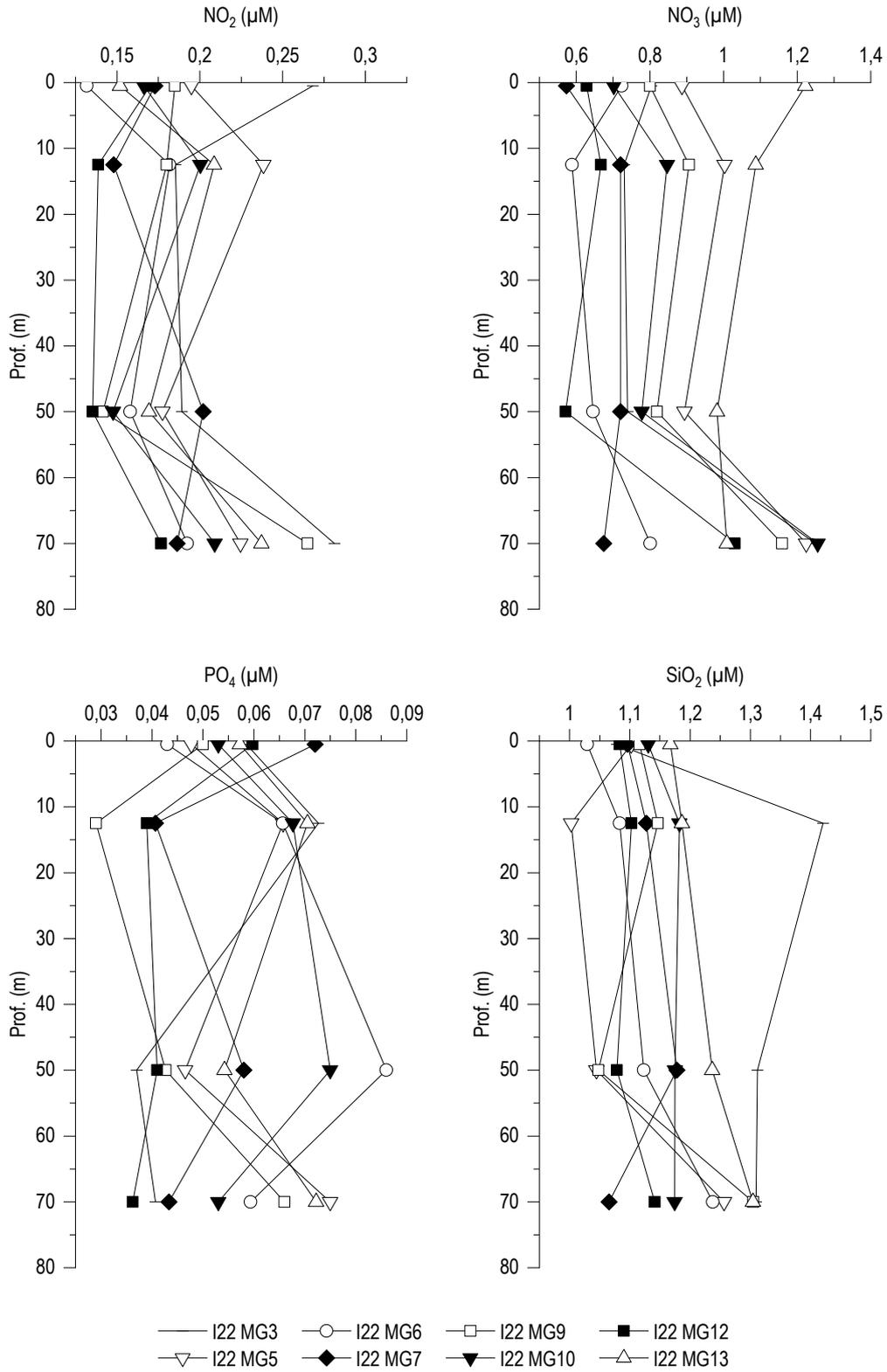


Figura 26 - Profili delle concentrazioni ( $\mu\text{M}$ ) dei nutrienti inorganici disciolti: NO<sub>2</sub> (nitriti), NO<sub>3</sub> (nitrati), PO<sub>4</sub> (fosfati), SiO<sub>2</sub> (silicati).

**Solidi sospesi (Total Suspended Matter)**

Le concentrazioni di TSM in tutte le stazioni sono riportate in **Tabella 43**. Il valore medio generale è 0,8357 mg/l ( $\pm 0,44$ ), il minimo è 0,273 mg/l in I22 MG13 in superficie ed il massimo è 2,557 mg/l in I22 MG7 a 12,5 m.

<b>Tabella 43 - Concentrazioni (mg/l) dei solidi sospesi (TSM).</b>				
Prof. m	Stazione	TSM (mg/l)	Stazione	TSM (mg/l)
0,5	<b>I22 MG3</b>	0,6547	<b>I22 MG9</b>	0,7052
12,5		0,7425		0,8268
50		0,6263		0,7220
70		0,7992		1,2223
0,5	<b>I22 MG5</b>	1,6268	<b>I22 MG10</b>	0,9717
12,5		0,8780		1,1157
50		0,6658		0,9193
70		0,8888		0,8030
0,5	<b>I22 MG6</b>	0,4558	<b>I22 MG12</b>	0,6472
12,5		0,3350		0,6580
50		0,3648		0,8995
70		0,3473		1,2303
0,5	<b>I22 MG7</b>	0,9177	<b>I22 MG13</b>	0,2730
12,5		2,5570		1,0340
50		1,1690		0,5003
70		0,3093		0,8780

I profili batimetrici di TSM (**Figura 27**) mostrano nella maggior parte delle stazioni concentrazioni simili lungo la colonna d'acqua, solo I22 MG6 ha concentrazioni più basse, di contro I22 MG7 ha concentrazioni più alte a 12,5 e 50 m rispetto alle altre stazioni. In un gruppo di stazioni i minimi si trovano nello strato superficiale (I22 MG9, I22 MG12, I22 MG13 con minimo a 0,5 m e I22 MG6 a 12,5 m) mentre nelle altre stazioni i minimi sono in profondità: I22 MG3 e I22 MG5 a 50 m e I22 MG7 e I22 MG10 a 70 m. I massimi si trovano prevalentemente tra la superficie e 12,5 m ad eccezione di I22 MG3, I22 MG9 ed I22 MG12 che presentano il massimo a 70 m. La concentrazione della frazione organica del TSM (POM) è in media 0,333 mg/l (+ 0,186) con minimo di 0,0477 mg/l in I22 MG6 a 12,5 m e massimo di 0,925 mg/l in I22 MG7 a 12,5 m. I profili batimetrici del POM (Figura 9) nelle varie stazioni presentano lo stesso tipo di andamento descritto per il TSM ad eccezione di I22 MG13 che, come I22 MG6, presenta concentrazioni basse a tutte le profondità. La frazione organica particellata rappresenta in media il 40,01 % del TSM con minimo di 10,83 % in I22 MG13 a 12,5 m e massimo di 64,22% in I22 MG7 a 70 m.

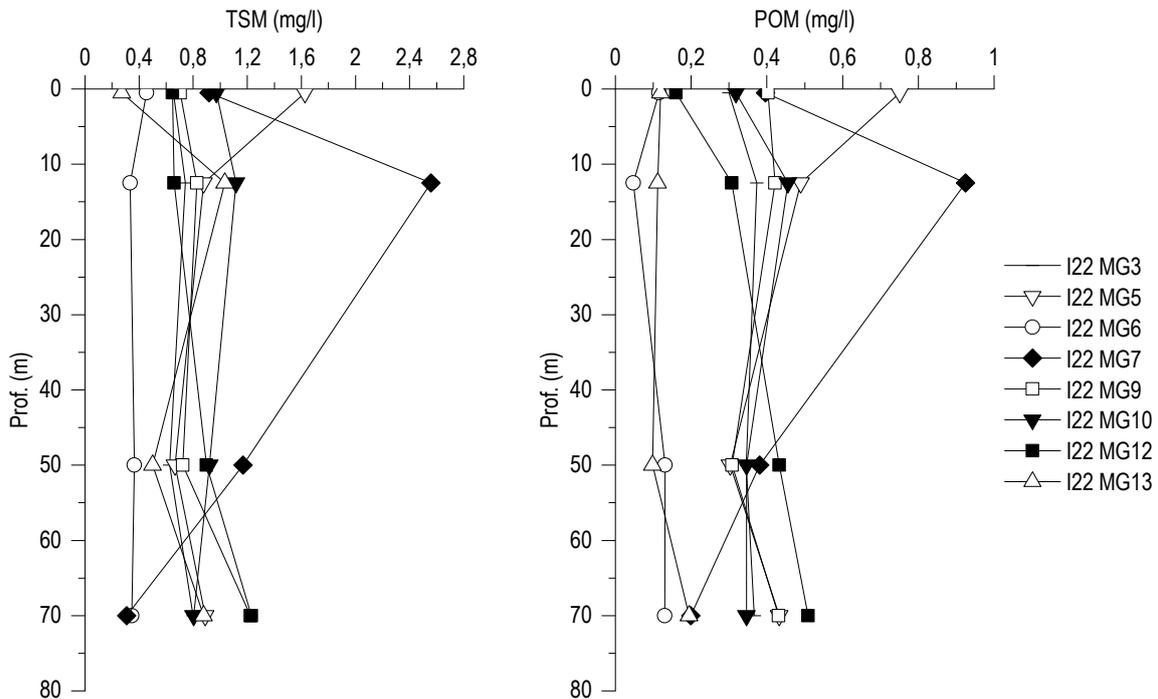


Figura 27 - Profili delle concentrazioni (mg/l) dei solidi sospesi (TSM) e delle concentrazioni di particolato organico (POM).

#### Sostanza Organica Disciolta Cromoforica (CDOM)

Gli assorbimenti della CDOM a 325 nm  $a_{CDOM}(325)$  sono in media  $0,212 \text{ m}^{-1} (\pm 0,02)$  e variano da un minimo di  $0,1825 \text{ m}^{-1}$  in I22 MG10 a 50 m ad un massimo di  $0,2801 \text{ m}^{-1}$  in I22 MG5 in superficie (Tabella 44). I profili batimetrici (Figura 28) presentano concentrazioni minime tra 12,5 m e 50 m. Le concentrazioni massime si raggiungono nello strato superficiale alla I22 MG3, I22 MG5, I22 MG7 ed I22 MG10 mentre nelle altre stazioni i massimi si raggiungono tra 50 e 70 m.

Tabella 44 - Assorbimento ( $\text{m}^{-1}$ ) della CDOM alla lunghezza d'onda di 325 nm				
Prof. m	Stazione	$a_{CDOM}(325) \text{ m}^{-1}$	Stazione	$a_{CDOM}(325) \text{ m}^{-1}$
0,5		0,2480		0,2068
12,5	<b>I22 MG3</b>	0,2306	<b>I22 MG9</b>	0,2184
50		0,2299		0,1846
70		0,2149		0,2230
0,5				0,2801
12,5	<b>I22 MG5</b>	0,1968	<b>I22 MG10</b>	0,2003
50		0,1866		0,1825
70		0,1955		0,1913
0,5				0,1959
12,5	<b>I22 MG6</b>	0,1924	<b>I22 MG12</b>	0,2129
50		0,2027		0,2282
70		0,1851		0,2247
0,5				0,2420
12,5	<b>I22 MG7</b>	0,2300	<b>I22 MG13</b>	0,1983
50		0,2300		0,1963
70		0,1970		0,2407

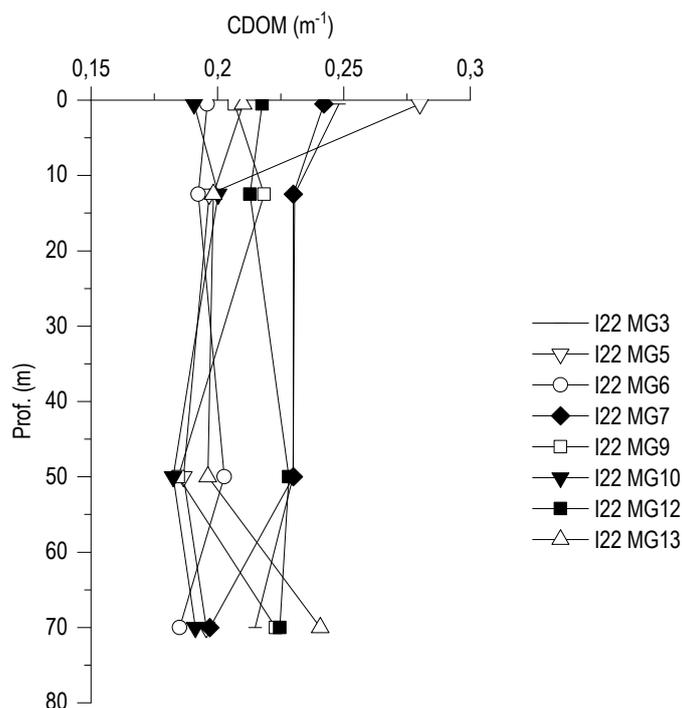


Figura 28 - Profili degli assorbimenti ( $m^{-1}$ ) della CDOM a 325 nm ( $a_{CDOM}(325)$ ).

### Clorofilla a e diversità pigmentaria

La concentrazione di clorofilla a è in media  $0,4985 \text{ mg/m}^3$  (dev. st. =  $\pm 0,1$ ) e mostra un range di variazione compreso tra  $0,2582 \text{ mg/m}^3$  in I22 MG3 a 70 m e  $0,7180 \text{ mg/m}^3$  in I22 MG7 a 70 m (Tabella 45). I profili batimetrici delle concentrazioni di Chl a lungo la colonna d'acqua (Figura 29) mostrano minimi tra la superficie e 12,5 m tranne I22 MG6, I22 MG7 e I22 MG12 con minimo a 0,5 m e I22 MG13 che presenta minimo a 12,5 m. I massimi si trovano tra 50 e 70 m tranne in I22 MG3 e I22 MG6 dove il massimo è rispettivamente a 0,5 m e 12,5 m.

Tabella 45 - Concentrazioni ( $\text{mg/m}^3$ ) della Clorofilla a totale (Chl a tot = Clorofilla a + Divinil Clorofilla a + Alloclorofilla a, se presenti).				
Prof. m	Stazione	Chl a $\text{mg/m}^3$	Stazione	Chl a $\text{mg/m}^3$
0,5	<b>I22 MG3</b>	0,4805	<b>I22 MG9</b>	0,4586
12,5		0,4323		0,4615
50		0,4240		0,5709
70		0,2582		0,3069
0,5	<b>I22 MG5</b>	0,4075	<b>I22 MG10</b>	0,4034
12,5		0,4290		0,4205
50		0,4370		0,5751
70		0,3695		0,3292
0,5	<b>I22 MG6</b>	0,4920	<b>I22 MG12</b>	0,5116
12,5		0,6072		0,5386
50		0,5673		0,5903
70		0,5850		0,6117
0,5	<b>I22 MG7</b>	0,5294	<b>I22 MG13</b>	0,5670
12,5		0,5424		0,5151
50		0,6438		0,5760
70		0,7180		0,5920

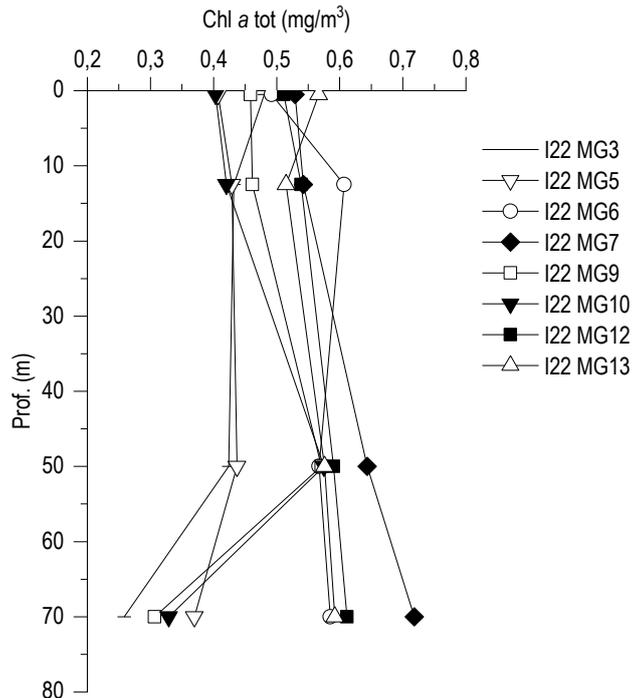


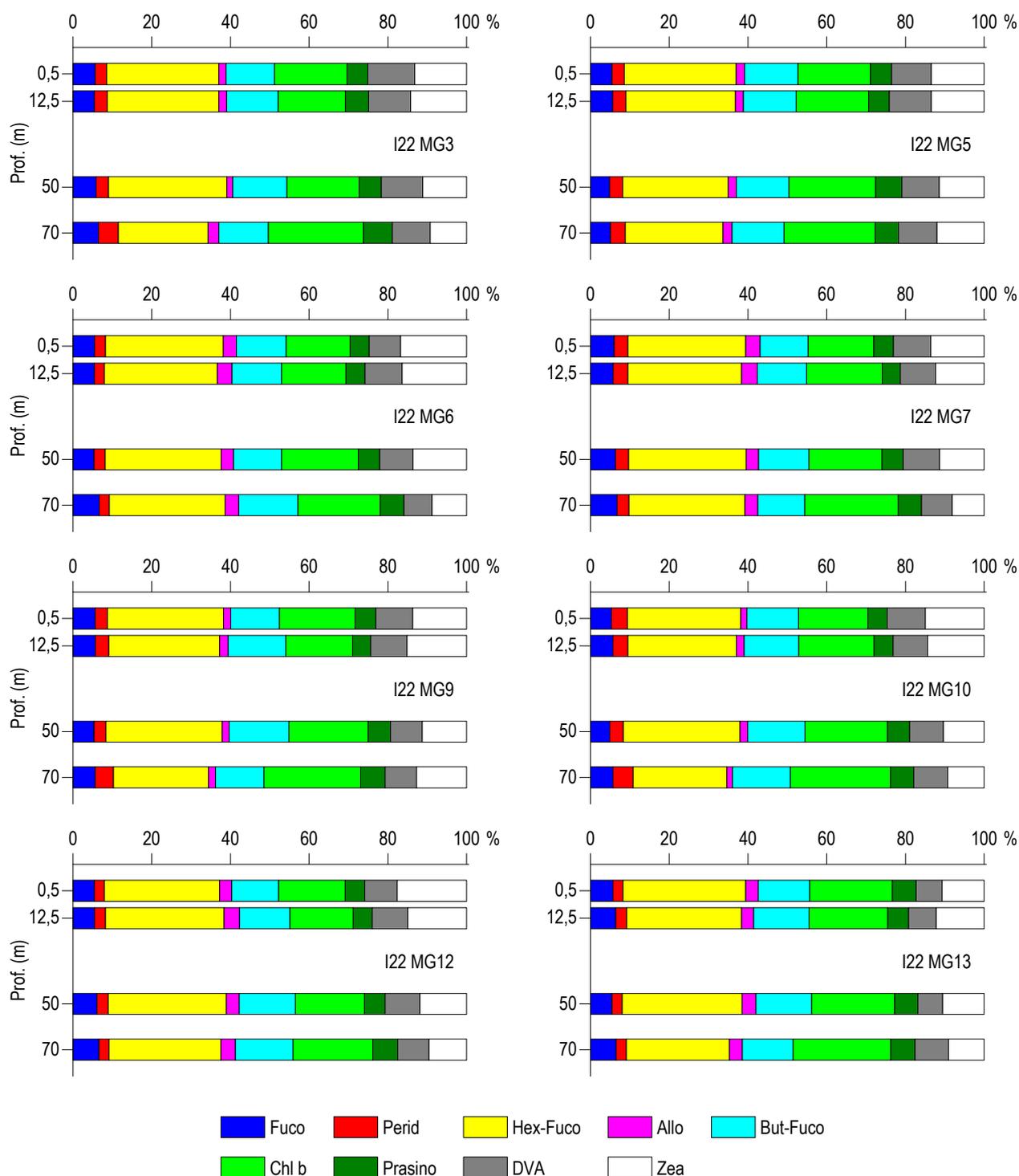
Figura 29 - Profili delle concentrazioni ( $\text{mg}/\text{m}^3$ ) di clorofilla a tot.

Le concentrazioni dei nove pigmenti diagnostici principali sono riportate in **Tabella 46**. Il pigmento a maggiore concentrazione media ( $\text{mg}/\text{m}^3$ ) è Hex-Fuco (media 0,127, dev. st. =  $\pm 0,03$ ), seguono Chl b (media 0,087, dev. st. =  $\pm 0,02$ ), But-Fuco (media 0,059, dev. st. =  $\pm 0,001$ ), Zea (media 0,055, dev. st. =  $\pm 0,013$ ), DVA (media 0,039, dev. st. =  $\pm 0,007$ ), Fuco (media 0,026, dev. st. =  $\pm 0,006$ ), Prasino (media 0,025, dev. st. =  $\pm 0,006$ ), Perid (media 0,014, dev. st. =  $\pm 0,002$ ), e Allo (media 0,012, dev. st. =  $\pm 0,005$ ).

La composizione pigmentaria presenta una differenziazione generalmente comune alle varie stazioni e dai rapporti tra i singoli pigmenti e la loro somma totale si ottiene una stima della composizione tassonomica del popolamento fitoplanctonico (**Figura 30**).

In percentuale i pigmenti più abbondanti sono: Hex-Fuco, pigmento diagnostico dei coccolitofori, con il 28,4%, Chl b, pigmento diagnostico delle Chlorophyta, che costituisce in media circa il 19,77% della diversità pigmentaria, But-Fuco con il 13,3%, Zea (Cyanobatteri *Synechococcus*-like) con il 12,43%, DVA (Cyanobatteri *Prochlorococcus*-like), con l'8,87%, Fuco in media il 5,74%, Prasino in media il 5,54%, Perid in media il 3,26%, e Allo che presenta un contributo del 2,68%. La somma dei due pigmenti Zea (Cyanobatteri *Synechococcus*-like) e DVA (Cyanobatteri *Prochlorococcus*-like) ci da una stima della componente picoplanctonica che in I22 rappresenta mediamente il 21,3% del popolamento con percentuali di entrambi i pigmenti simili lungo tutta la colonna d'acqua.

Tabella 46 - Concentrazioni (mg/m <sup>3</sup> ) dei principali pigmenti diagnostici fitoplanctonici (acronimi in Tabella 7).										
Stazione	Prof.m	Fuco	Perid	Hex-Fuco	But-Fuco	Prasino	Allo	Zea	DVA	Chl b
<b>I22 MG3</b>	0,5	0,0228	0,0119	0,1153	0,0498	0,0213	0,0075	0,0534	0,0483	0,0746
	12,5	0,0210	0,0128	0,1099	0,0508	0,0229	0,0076	0,0551	0,0414	0,0660
	50	0,0225	0,0120	0,1149	0,0526	0,0216	0,0059	0,0427	0,0402	0,0700
	70	0,0151	0,0118	0,0530	0,0294	0,0171	0,0064	0,0216	0,0223	0,0562
<b>I22 MG5</b>	0,5	0,0205	0,0118	0,1073	0,0512	0,0202	0,0081	0,0508	0,0381	0,0694
	12,5	0,0218	0,0130	0,1081	0,0522	0,0204	0,0078	0,0521	0,0415	0,0715
	50	0,0204	0,0141	0,1123	0,0564	0,0282	0,0088	0,0481	0,0397	0,0922
	70	0,0176	0,0133	0,0868	0,0462	0,0209	0,0080	0,0419	0,0342	0,0809
<b>I22 MG6</b>	0,5	0,0246	0,0124	0,1337	0,0565	0,0216	0,0151	0,0753	0,0357	0,0729
	12,5	0,0278	0,0132	0,1471	0,0645	0,0249	0,0190	0,0842	0,0484	0,0840
	50	0,0275	0,0143	0,1506	0,0622	0,0278	0,0161	0,0698	0,0430	0,0995
	70	0,0345	0,0136	0,1525	0,0782	0,0312	0,0180	0,0457	0,0371	0,1087
<b>I22 MG7</b>	0,5	0,0294	0,0169	0,1465	0,0597	0,0241	0,0177	0,0664	0,0466	0,0817
	12,5	0,0260	0,0169	0,1309	0,0569	0,0209	0,0181	0,0557	0,0407	0,0871
	50	0,0349	0,0182	0,1638	0,0701	0,0294	0,0169	0,0624	0,0504	0,1019
	70	0,0392	0,0173	0,1705	0,0691	0,0339	0,0188	0,0470	0,0452	0,1376
<b>I22 MG9</b>	0,5	0,0227	0,0129	0,1193	0,0502	0,0216	0,0074	0,0555	0,0380	0,0775
	12,5	0,0251	0,0150	0,1239	0,0646	0,0202	0,0094	0,0666	0,0408	0,0746
	50	0,0292	0,0165	0,1609	0,0828	0,0311	0,0099	0,0616	0,0439	0,1095
	70	0,0175	0,0143	0,0745	0,0379	0,0193	0,0056	0,0394	0,0247	0,0758
<b>I22 MG10</b>	0,5	0,0198	0,0151	0,1077	0,0488	0,0185	0,0059	0,0558	0,0361	0,0656
	12,5	0,0229	0,0152	0,1101	0,0555	0,0194	0,0079	0,0575	0,0349	0,0766
	50	0,0276	0,0190	0,1653	0,0809	0,0314	0,0111	0,0580	0,0478	0,1169
	70	0,0180	0,0162	0,0755	0,0465	0,0187	0,0046	0,0294	0,0273	0,0807
<b>I22 MG12</b>	0,5	0,0261	0,0121	0,1402	0,0571	0,0241	0,0146	0,0844	0,0394	0,0808
	12,5	0,0240	0,0121	0,1320	0,0562	0,0213	0,0170	0,0653	0,0397	0,0701
	50	0,0306	0,0144	0,1501	0,0712	0,0261	0,0164	0,0595	0,0442	0,0879
	70	0,0349	0,0137	0,1500	0,0776	0,0335	0,0194	0,0505	0,0419	0,1069
<b>I22 MG13</b>	0,5	0,0264	0,0122	0,1450	0,0606	0,0282	0,0151	0,0499	0,0307	0,0980
	12,5	0,0272	0,0118	0,1244	0,0600	0,0224	0,0132	0,0520	0,0299	0,0851
	50	0,0286	0,0137	0,1595	0,0741	0,0309	0,0185	0,0554	0,0329	0,1105
	70	0,0335	0,0135	0,1360	0,0668	0,0319	0,0170	0,0469	0,0443	0,1286



**Figura 30** – Concentrazione relativa dei singoli pigmenti diagnostici in rapporto al totale delle concentrazioni dei nove Pigmenti Diagnostici (PD= Fuco+Perid+Hex-Fuco+But-Fuco+Allo+Prasino+Chlb+DVA+Zea).

**Tensioattivi**

 Le concentrazioni dei **tensioattivi (Tabella 47)** risultano al di sotto del limite di quantificazione della metodica in tutti i campioni.

**Tabella 47** - Concentrazione tensioattivi anionici e tensioattivi non ionici presenti nei campioni di acqua di mare lungo il profilo batimetrico. Le profondità sono espresse in metri. I dati sono espressi in milligrammi/litro.

Profondità	I22 MG3				I22 MG5				I22 MG6				I22 MG7			
	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70
tensioattivi anionici	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05
tensioattivi non ionici	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03

Profondità	I22 MG9				I22 MG10				I22 MG12				I22 MG13			
	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70
tensioattivi anionici	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05
tensioattivi non ionici	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03	< 0,03

**Cloroderivati**

 I risultati della ricerca dei cloroderivati sono riportati nella **Tabella 48**. Questi composti sono inferiori al limite di quantificazione (Alometani e VOC).

**Tabella 48** - Concentrazione dei cloroderivati nelle acque. I livelli indicano la profondità di prelievo del campione.

Profondità (m)	I22 MG3				I22 MG5				I22 MG6				I22 MG7			
	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70
<b>Acidi aloacetici (µg/l)</b>																
Dalapon	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Dibromoacetico	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Tribromoacetico	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0
Acido Monobromoacetico	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Bromodichloroacetico	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Bromocloroacetico	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Dichloroacetico	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0
Acido Tricloroacetico	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Monocloroacetico	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0
Acido Clorodibromoacetico	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0
<b>Aloacetitrili (µg/l)</b>																
Dibromoacetitrile	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05
Dicloroacetitrile	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05
Tricloroacetitrile	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
1,1,1-Tricloro-2-Propanone	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05
1,1-Dicloro-2-Propanone	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Cloropicrina	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05	< 0,05
<b>Alometani e VOC (µg/l)</b>																
Cloroformio	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Carbonio Tetracloruro	0,021	0,021	0,021	0,020	0,019	0,021	0,020	0,019	0,021	0,021	0,021	0,021	0,021	0,020	0,021	0,021
Tricloro Etilene	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Dicloro Bromo Metano	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Tetracloro Etilene	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Dibromo Cloro Metano	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Bromoformio	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	0,011	< 0,01	< 0,01	0,026	< 0,01	0,010	0,010	0,037	0,012	< 0,01	< 0,01	< 0,01
1,2-Dibromo Etano	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
1,1,1-Tricloro Etano	0,017	0,012	0,016	0,016	0,015	0,016	0,015	0,016	0,016	0,016	0,018	0,017	0,016	0,017	0,017	0,017
1,1,2-Tricloro Etano	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
<b>Alofenoli (µg/l)</b>																
2,4-Diclorofenolo	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
4-Cloro-3-Metilfenolo	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
2,4,6-Triclorofenolo	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2
Pentaclorofenolo	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2	< 0,2

Profondità (m)	I22 MG9				I22 MG10				I22 MG12				I22 MG13			
	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70
<b>Acidi aloacetici (µg/l)</b>																
Dalapon	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Dibromoacetico	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Acido Tribromoacetico	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0	< 2,0

**Tabella 48** - Concentrazione dei cloroderivati nelle acque. I livelli indicano la profondità di prelievo del campione.

Acido Monobromoacetico	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5
Acido Bromodichloroacetico	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5
Acido Bromocloroacetico	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5
Acido Dichloroacetico	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0
Acido Tricloroacetico	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5
Acido Monocloroacetico	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0
Acido Clorodibromoacetico	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0	<2,0
<b>Aloacetoni-trili (µg/l)</b>																
Dibromoacetoni-trile	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05
Dichloroacetoni-trile	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05
Tricloroacetoni-trile	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2
1,1,1-Tricloro-2-Propanone	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05
1,1-Dicloro-2-Propanone	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5
Cloropicrina	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05
<b>Alometani e VOC (µg/l)</b>																
Cloroformio	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01
Carbonio Tetracloruro	0,021	0,022	0,021	0,020	0,022	0,022	0,020	0,023	0,022	0,022	0,022	0,024	0,022	0,024	0,023	0,022
Tricloro Etilene	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01
Dicloro Bromo Metano	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01
Tetracloro Etilene	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01
Dibromo Cloro Metano	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01
Bromoformio	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	0,012	0,015	0,021	0,020	<0,01	0,010	0,017	<0,01
1,2-Dibromo Etano	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01
1,1,1-Tricloro Etano	0,017	0,017	0,017	0,017	0,017	0,016	0,017	0,016	0,017	0,015	0,018	0,017	0,016	0,017	0,017	0,018
1,1,2-Tricloro Etano	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01
<b>Alofenoli (µg/l)</b>																
2,4-Diclorofenolo	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2
4-Cloro-3-Metilfenolo	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2
2,4,6-Triclorofenolo	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2
Pentaclorofenolo	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2

### Idrocarburi totali

Nella **Tabella 49** sono riportati i risultati ottenuti dalla ricerca degli **idrocarburi totali**. Questi contaminanti sono diffusamente presenti con concentrazioni che variano indipendentemente dalla posizione delle stazioni di prelievo.

**Tabella 49** - Concentrazione degli idrocarburi totali presenti nei campioni di acqua di mare lungo il profilo batimetrico. I dati sono espressi in microgrammi/litro. In neretto (0,5 - 12,5 - 50 - 70) sono indicate le profondità di prelievo in metri.

I22 MG5				I22 MG6				I22 MG7				I22 MG5			
0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70
170,85	209,14	176,88	91,00	193,14	218,57	204,82	130,25	134,39	199,09	137,33	104,65	223,43	104,64	127,52	108,03
I22 MG9				I22 MG10				I22 MG12				I22 MG13			
0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70	0,5	12,5	50	70
132,61	98,31	127,13	129,38	145,99	127,21	127,69	86,06	107,04	105,25	99,21	194,06	138,54	76,08	105,45	94,36

### Analisi microbiologiche

Dall'analisi microbiologica (**Tabella 50**) emerge l'assenza di contaminazione fecale.

**Tabella 50** - Risultati delle analisi microbiologiche effettuate sui campioni di acqua superficiale. I dati sono espressi in ufc/100 ml.

	I22 MG3	I22 MG5	I22 MG6	I22 MG7	I22 MG9	I22 MG10	I22 MG13	I22 MG12
Coliformi fecali	<10	<10	<10	<10	<10	<10	<10	<10
Streptococchi fecali (enterococchi)	<10	<10	<10	<10	<10	<10	<10	<10
Coliformi totali	<10	<10	<10	<10	<10	<10	<10	<10

#### 4.1.3 Plancton

##### 4.1.3.1 Fitoplancton

#### Analisi quantitativa e qualitativa del fitoplancton da bottiglia

Le densità fitoplanctoniche totali sono in media circa 154,86 cell/ml variando da un minimo di 104,67 cell/ml in I22 MG10 a 70 m ad un massimo di 200,53 cell/ml in I22 MG12 a 12,5 m (**Tabella 51**).

L'andamento delle densità lungo la colonna d'acqua mostra minimi prevalentemente tra 50 e 70 m (I22 MG6 e I22 MG12 con minimo in superficie) e abbondanze massime tra 12,5 e 50 m tranne I22 MG13 che presenta il massimo in superficie (**Figura 31**). Mediamente le maggiori abbondanze sono date dal gruppo denominato "Altro plancton" costituito dalle classi di nanoflagellati (Cryptophyceae, Chrysophyceae, Dictyochophyceae, Chlorophyceae, Euglenoidea, Prasinophyceae, Prymnesiophyceae non Coccolitofori, Cyanophyceae più i flagellati non identificati) che varia tra 58,09 cell/ml in I22 MG10 a 70 m e 118,95 cell/ml in I22 MG12 a 12,5 m. La seconda classe più abbondante è quella dei coccolitofori che varia da un minimo di 31,02 cell/ml in I22 MG10 a 70 m ad un massimo di 59,73 cell/ml alla I22 MG6 a 50 m. Le diatomee variano tra 6,54 cell/ml in I22 MG13 a 50 m e 14,17 cell/ml in I22 MG6 sempre a 50 m. I dinoflagellati infine risultano i meno abbondanti variando tra 4,41 cell/ml in I22 MG6 a 0,5 m e 16,15 cell/ml in I22 MG12 a 50 m.

Stazione	prof. (m)	Diatomee	Dinoflagellati	Coccolitofori	Altro	Totale
I22 MG6	0,5	10,92	4,41	37,52	99,10	151,96
	12,5	10,80	11,02	48,14	103,25	173,21
	50	14,17	9,02	59,73	91,12	174,05
	70	13,94	13,13	39,73	98,40	165,20
I22 MG7	0,5	10,58	6,82	37,53	110,32	165,25
	12,5	11,61	12,19	45,64	110,83	180,27
	50	13,07	9,78	41,53	94,49	158,87
	70	14,01	10,34	37,14	91,17	152,66
I22 MG10	0,5	12,53	5,29	44,15	72,66	134,63
	12,5	10,46	8,51	34,83	63,12	116,92
	50	7,90	11,50	44,73	114,43	178,56
	70	7,32	8,25	31,02	58,09	104,67
I22 MG12	0,5	8,28	6,55	39,78	86,11	140,72
	12,5	12,38	14,81	54,39	118,95	200,53
	50	10,57	16,15	37,06	105,60	169,38
	70	7,32	13,36	43,33	94,57	158,58
I22 MG13	0,5	8,34	8,23	31,91	110,63	159,10
	12,5	10,69	10,23	34,14	88,29	143,36
	50	6,54	11,37	35,82	76,57	130,30
	70	10,22	10,69	34,39	83,65	138,95

Osservando il contributo percentuale delle classi (**Figura 32**) si nota che il popolamento invernale del 2022 è rappresentato principalmente dal gruppo Altro plancton, in media il 60,21%, con *Phaeocystis* sp., *Cryptophyceae* sp., *Telonema* sp., *Pyramimonas* spp. e dalla classe dei coccolitofori, in media il 26,37% del popolamento, con *Emiliania huxleyi*. Le diatomee contribuiscono mediamente con il 6,90% grazie a *Pseudo-nitzschia galaxiae* (forma grande e piccola) *Cylindrotheca closterium*, *Skeletonema menzeli*, e *Plagiotropis* sp.. I dinoflagellati, infine, sono la classe meno rappresentata rispetto alle altre costituendo mediamente l'6,52% con individui appartenenti alle Gymnodiniaceae e da forme tectate come *Azadinium poporum* ed *Heterocapsa minima*.

In totale sono stati identificati a diverso livello tassonomico 163 taxa (più la categoria Flagellati indeterminati) (**Tabella 52**) suddivisi tra le principali classi o raggruppamenti fitoplanctonici di cui si fornisce l'elenco completo in **Tabella 53**.

La maggior parte dei taxa appartiene alle diatomee che sono rappresentate da 49 specie, 5 forme identificate a livello di genere e 6 categorie soprageneriche. Anche i dinoflagellati sono ben rappresentati con 46 specie, 6 forme identificate a livello di genere e 4 categorie. Il gruppo "Altro plancton", nonostante sia quello che caratterizza di più il popolamento in termini quantitativi, è rappresentato da un totale di 26 taxa suddivisi in 18 specie, 5 generi e 3 categorie superiori. I coccolitofori, infine, risultano meno diversificati con 23 specie insieme a 1 categoria sopragenerica. Il popolamento fitoplanctonico invernale del 2022 presenta valori medi di diversità specifica (Shannon) e di equitabilità (Pielou) di 2,96 bit/cell e di 0,53 variando rispettivamente tra 2,39 (I22 MG13 0,5 m) e 3,35 (I22 MG10 12,5 m) bit/cell e tra 0,45 (I22 MG13 0,5 m) e

0,61 (I22 MG10 12,5 m). I minimi di diversità si raggiungono in corrispondenza della prevalenza del gruppo "Altro plancton", con *Phaeocystis* sp e *Cryptophyceae* sp e dei coccolitofori con *Emiliana huxleyi*.

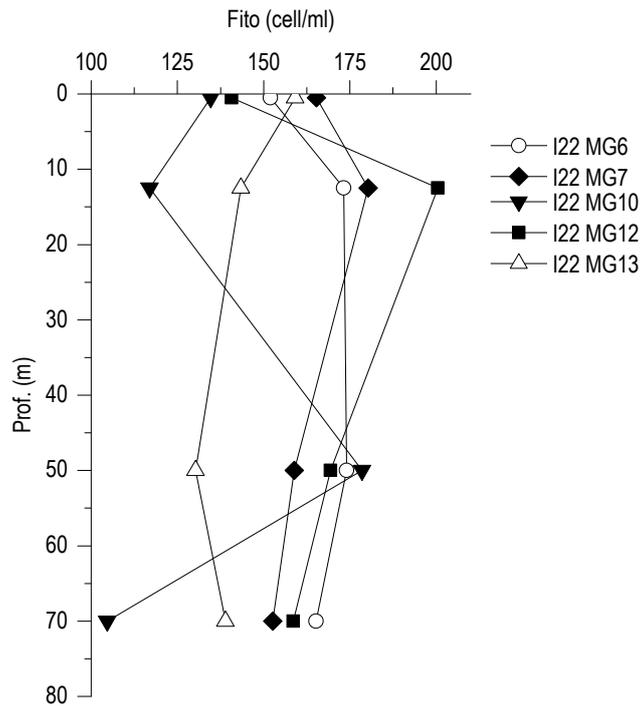


Figura 31 - Profili delle densità fitoplanctoniche totali (cell/ml).

**Tabella 52** - Numero di specie, generi e altre categorie tassonomiche individuate per ogni classe o raggruppamento fitoplanctonico nei campioni osservati (prelievo con Niskin).

Classe	Specie	Generi	Categorie superiori*
Diatomee	49	5	6
Dinoflagellati	46	3	4
Prymnesiophyceae coccolitofori	23		1
Cryptophyceae	1		1
Chrysophyceae/Dictyochophyceae	4		1
Chlorophyta/Euglenoidea	1		1
Prasinophyceae	4	2	
Prymnesiophyceae non coccolitofori		2	
Cyanophyceae	2		
Raphidophyceae	3		
Altro	3	1	
<b>Totale</b>	<b>136</b>	<b>13</b>	<b>14</b>

\*Con il termine "Categorie superiori" si intendono livelli tassonomici sopragenerici

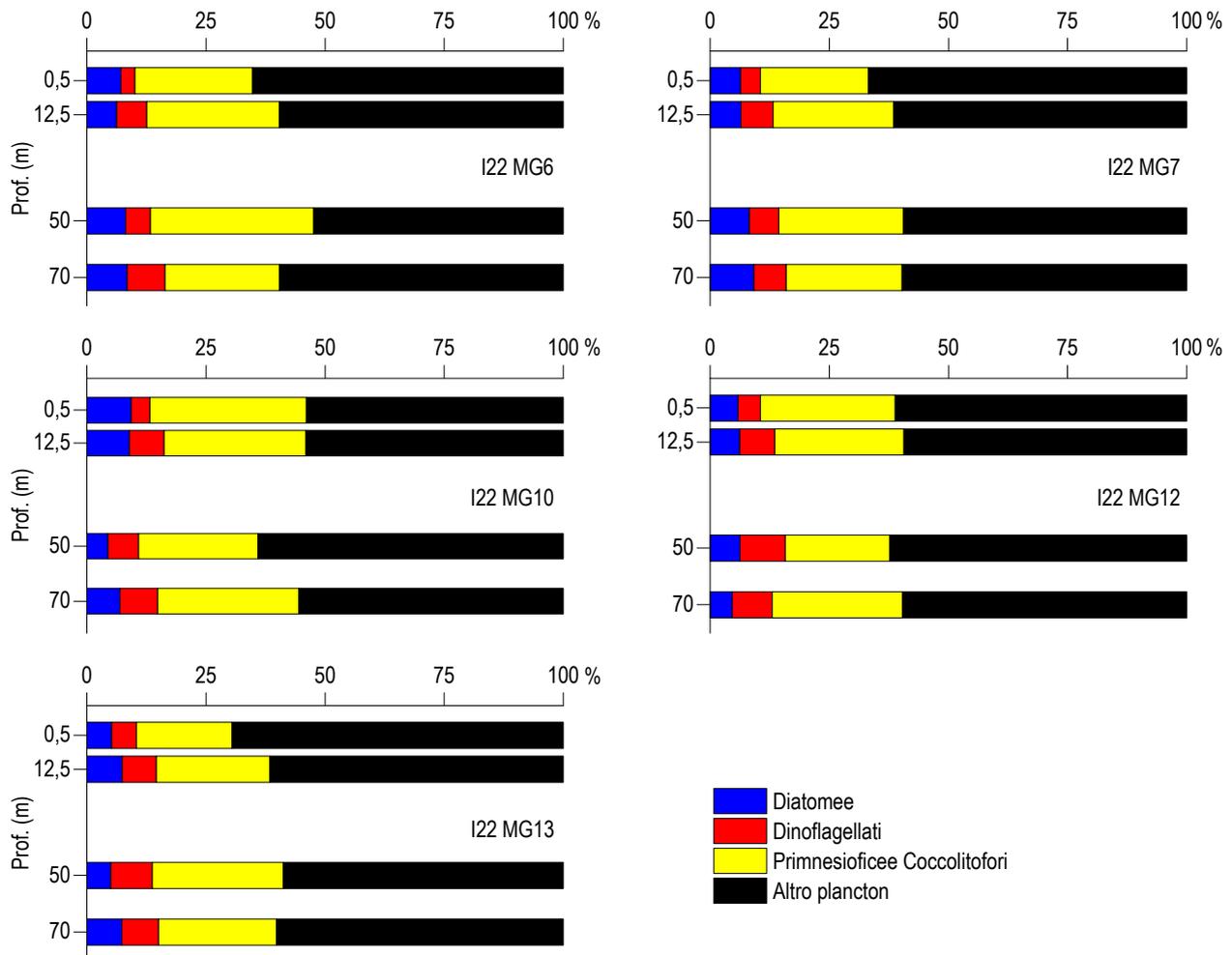


Figura 32 – Abbondanza relativa delle classi fitoplanctoniche indicate in legenda in rapporto all'abbondanza totale.

Tabella 53 - Lista dei taxa individuati dalle analisi quantitative microscopiche.

DIATOMEE		
<i>Asterionellopsis glacialis</i> (Castracane) Round 1990	Diatomee pennate > 20 µm n.i.	<i>Plagiotropis</i> sp.
<i>Bacteriastrium hyalinum</i> Lauder 1864	<i>Dimeregramma dubium</i> (Grunow) Grunow in Van Heurck 1881	<i>Pleurosigma majus</i> (Grunow) Cleve 1894
<i>Cerataulina pelagica</i> (Cleve) Hendey 1937	<i>Dimeregramma nanum</i> (Gregory) Ralfs 1861	<i>Pleurosigma normanii</i> Ralfs 1861
<i>Chaetoceros atlanticus</i> Cleve 1873	<i>Diploneis crabro</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1854	<i>Proboscia alata</i> (Brightwell) Sundström 1986
<i>Chaetoceros</i> cf. <i>costatus</i> Pavillard 1911	<i>Entomoneis</i> spp.	<i>Psammodyctyon panduriforme</i> (Gregory) Mann 1990
<i>Chaetoceros compressus</i> Lauder 1864	<i>Fragilariopsis doliolus</i> (Wallich) Medlin & Sims 1993	<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i> (Cleve) Heiden 1928
<i>Chaetoceros curvisetus</i> Cleve 1889	<i>Guinardia flaccida</i> (Castracane) Peragallo 1892	<i>Pseudo-nitzschia galaxiae</i> Lundholm & Moestrup 2002
<i>Chaetoceros lorenzianus</i> Grunow 1863	<i>Guinardia striata</i> (Stolterfoth) Hasle 1996	<i>Pseudo-nitzschia pseudodelicatissima</i> (Hasle) Hasle 1993
<i>Chaetoceros neogracile</i> Van Landingham 1968	<i>Hantzschia amphioxys</i> (Ehrenberg) Grunow 1880	<i>Pseudo-nitzschia subfraudulenta</i> (Hasle) Hasle 1993
<i>Chaetoceros peruvianus</i> Brightwell 1856	<i>Haslea alexanderi</i> Lobban & Perez 2020	<i>Rhizosolenia hebetata</i> Bailey 1856
<i>Chaetoceros socialis</i> Lauder 1864	<i>Haslea wawriake</i> (Hustedt) Simonsen 1974	<i>Rhizosolenia imbricata</i> Brightwell 1858
<i>Chaetoceros</i> spp.	<i>Hemiaulus hauckii</i> Grunow ex Van Heurck 1882	<i>Rhizosolenia styliformis</i> Brightwell 1858
<i>Cylindrotheca closterium</i> (Ehrenberg) Reimann & Lewin 1964	<i>Leptocylindrus mediterraneus</i> (Peragallo) Hasle 1975	<i>Skeletonema menzeli</i> Guillard Carpenter & Reimann 1974
<i>Cymatosira lorenziana</i> Grunow 1862	<i>Lioloma pacificum</i> (Cupp) Hasle 1996	<i>Skeletonema pseudocostatum</i> Medlin 1991
<i>Dactyliosolen fragillissimus</i> (Bergon) Hasle 1996	<i>Navicula</i> cf. <i>transitans</i> Heimdal 1970	<i>Tabularia gailionii</i> (Bory de Saint-Vincent) Bukhtiyarova 1995
<i>Dactyliosolen phuketensis</i> (Sundstrom) Hasle 1996	<i>Navicula distans</i> (Smith) Ralfs 1861	<i>Thalassionema</i> cf. <i>bacillare</i> (Heiden) Kolbe 1955
Diatomea pennata n.i. (forma p)	<i>Navicula</i> spp.	<i>Thalassionema frauenfeldii</i> (Grunow) Hallegraeff 1986
Diatomee centriche ≤ 20 µm n.i.	<i>Nitzschia</i> (sez. <i>sigmatae</i> ) sp.	<i>Thalassionema nitzschioides</i> (Grunow) Mereschkowsky 1902
Diatomee centriche > 20 µm n.i.	<i>Nitzschia bicapitata</i> Cleve 1901	<i>Thalassiosira pseudonana</i> Hasle & Heimdal 1970
Diatomee pennate ≤ 20 µm n.i.	<i>Nitzschia longissima</i> (Brébisson) Ralfs 1861	<i>Thalassiosira</i> spp.
DINOFLAGELLATI		
<i>Achradina pulchra</i> Lohmann 1903	<i>Gyrodinium aciculatum</i> Hansen & Larsen 1992	<i>Neoceratium declinatum</i> (Karsten) Gómez, Moreira & López-García 2010
<i>Alexandrium</i> cf. <i>minutum</i> Halim 1960	<i>Gyrodinium fusiforme</i> Kofoid & Swezy 1921	<i>Neoceratium gibberum</i> (Gouret) Gómez, Moreira & López-García 2010
<i>Amphidinium</i> cf. <i>globosum</i> Schröder 1911	<i>Heterocapsa circularisquama</i> Horiguchi 1995	<i>Neoceratium horridum</i> (Gran) Gómez, Moreira & López-García 2010
<i>Amphidinium</i> cf. <i>sphenoides</i> Wulff 1916	<i>Heterocapsa minima</i> Pomroy 1989	<i>Oxytoxum laticeps</i> Schiller 1937
<i>Amphidinium</i> spp.	<i>Heterocapsa niei</i> (Loeblich III) Morrill & Loeblich III 1981	<i>Oxytoxum longiceps</i> Schiller

<i>Amphidoma languida</i> Tillmann, Salas & Elbrächter 2012	<i>Heterocapsa ovata</i> Iwataki & Fukuyo 2003	<i>Oxytoxum mediterraneum</i> Schiller
<i>Azadinium caudatum</i> var. <i>margalefii</i> Nézan & Chomérat 2012	<i>Heterocapsa rotundata</i> (Lohmann) Hansen 1995	<i>Oxytoxum rampii</i> Sournia
<i>Azadinium poporum</i> Tillmann & Elbrächter 2011	<i>Heterocapsa triquetra</i> (Ehrenberg) Stein 1883	<i>Oxytoxum scolopax</i> Stein 1883
<i>Azadinium spinosum</i> Elbrächter & Tillmann 2009	<i>Histioneis longicollis</i> Kofoid 1907	<i>Oxytoxum variabile</i> Schiller 1937
<i>Cochlodinium pulchellum</i> Lebour 1917	<i>Karenia papilionacea</i> Haywood & Steidinger 2004	<i>Oxytoxum viride</i> Schiller 1937
<i>Cochlodinium pupa</i> Lebour 1925	<i>Karenia</i> spp.	<i>Pronoctiluca pelagica</i> Fabre-Domergue 1889
<i>Cochlodinium</i> sp.	<i>Lessardia elongata</i> Saldarriaga & Taylor 2003	<i>Prorocentrum balticum</i> (Lohmann) Loeblich 1970
<i>Dicroerisma psilonereielli</i> Taylor & Cattell 1969	<i>Lingulodinium polyedrum</i> (Stein) Dodge 1989	<i>Prorocentrum micans</i> Ehrenberg 1833
Dinoflagellati tectati $\leq 20 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Mesoporos adriaticus</i> (Schiller) Lillick	<i>Protoperidinium breve</i> Paulsen 1907
Dinoflagellati tectati $> 20 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Mesoporos perforatus</i> (Gran) Lillick 1937	<i>Protoperidinium tuba</i> (Schiller) Balech 1974
<i>Goniodoma polyedricum</i> (Pouchet) Jörgensen 1899	<i>Micracanthodinium setiferum</i> (Lohmann) Deflandre 1937	<i>Scrippsiella trochoidea</i> (Stein) Balech ex Loeblich III 1965
Gymnodiniaceae $\leq 20 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Minuscula bipes</i> (Paulsen) Lebour 1925	<i>Torodinium robustum</i> Kofoid & Swezy 1921
Gymnodiniaceae $> 20 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Neoceratium concilians</i> (Jörgensen) Gómez, Moreira & López-García 2010	
<b>PRYMNESIOPHYCEAE COCCOLITOFORI</b>		
<i>Acanthoica quattrosina</i> Lohmann 1903	<i>Discosphaera tubifer</i> (Murray & Blackman) Ostenfeld 1900	<i>Scyphosphaera apsteinii</i> Lohmann 1902
<i>Algirosphaera robusta</i> (Lohmann) Norris 1984	<i>Emiliana huxleyi</i> (Lohmann) Hay & Mohler 1967	<i>Sphaerocalyptra quadridentata</i> (Schiller) Deflandre 1952
<i>Calcidiscus leptopus</i> (Murray & Blackman) Loeblich & Tappan 1978	<i>Helicosphaera carterii</i> (Wallich) Kamptner 1954	<i>Syracosphaera anthos</i> (Lohman) Janin 1987
<i>Calciosolenia brasiliensis</i> (Lohmann) Young 2003	<i>Helladosphaera cornifera</i> (Schiller) Kamptner 1937	<i>Syracosphaera</i> cf. <i>molischii</i> Schiller 1925
<i>Calciosolenia murrayi</i> Gran 1912	<i>Lohmannosphaera tholica</i> Lecal-Schlauder 1951	<i>Syracosphaera histrica</i> Kamptner 1941
<i>Calyptosphaera oblonga</i> Lohmann 1902	<i>Ophiaster hydroideus</i> (Lohmann) Lohmann 1913	<i>Syracosphaera pulchra</i> Lohmann 1902
Coccolitofori $\leq 10 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Pontosphaera syracusana</i> Lohmann 1902	<i>Umbilicosphaera sibogae</i> (Weber-van Bosse) Gaarder 1970
<i>Coronosphaera mediterranea</i> (Lohmann) Gaarder 1977	<i>Rhabdosphaera clavigera</i> Murray & Blackman 1898	<i>Zygosphaera hellenica</i> Kamptner 1937
<b>CRYPTOPHYCEAE</b>		
Cryptophyceae n.i.	<i>Plagioselmis prolunga</i> Butcher ex Novarino, Lucas & Morrall 1994	
<b>CHRYSOPHYCEAE/DICTYOCOPHYCEAE</b>		
Chrysophyceae spp. $< 10$	<i>Meringosphaera mediterranea</i> Lohmann 1902	<i>Ollicola vangoorii</i> (Conrad) Vørs 1992
<i>Dictyocha fibula</i> Ehrenberg 1839	<i>Octactis octonaria</i> (Ehrenberg) Hovasse 1946	
<b>PRASINOPHYCEAE</b>		
<i>Dolichomastix nummulifera</i> Manton 1977	<i>Pachysphaera pelagica</i> Ostenfeld 1899	<i>Pyramimonas</i> spp.
<i>Halosphaera viridis</i> Schmitz 1878	<i>Pseudoscourfieldia marina</i> (Thronsdén) Manton 1975	<i>Tetraselmis</i> sp.
<b>PRYMNESIOPHYCEAE NON COCCOLITOFORI</b>		
<i>Chrysochromulina</i> spp.	<i>Phaeocystis</i> forma coloniale	<i>Phaeocystis</i> sp.
<b>CHLORO/EUGLENO</b>		
Euglenoidea n.i.	<i>Monoraphidium griffithii</i> (Berkeley) Komárková-Legnerová 1969	
<b>RAPHIDOPHYCEAE</b>		
<i>Chattonella marina</i> (Subrahmanyam) Hara & Chihara 1982	<i>Commaton cryoporinum</i> Thomsen & Larsen 1993	<i>Heterosigma akashiwo</i> (Hada) Hada ex Hara & Chihara 1987
<b>CYANOPHYCEAE</b>		
<i>Planktothrix</i> sp.	<i>Trichodesmium</i> sp.	
<b>ALTRO</b>		
Flagellati indeterminati $< 10 \mu\text{m}$	<i>Mesodinium rubrum</i>	<i>Telonema</i> sp.
<i>Leucocryptos marina</i> (Braarud) Butcher 1967	<i>Paulinella ovalis</i> (Wulff) Johnson, Hargraves & Sieburth 1988	

### Analisi qualitativa del fitoplancton da retino

Per l'identificazione della comunità microfitorplanctonica lungo tutta la colonna d'acqua, sono stati raccolti con retino 5 campioni nelle stazioni I22 MG6, I22 MG7, I22 MG10, I22 MG12 e I22 MG13.

Dall'analisi qualitativa dei campioni sono stati individuati 220 taxa, di cui 198 identificati a livello di specie, 16 come genere e 6 attribuibili a categorie soprageneriche (**Tabella 54**).

Tabella 54 - Numero di specie, generi e altre categorie tassonomiche individuate per ogni classe o raggruppamento fitoplanctonico nei campioni osservati (prelievo con retino).			
Classe	Specie	Generi	Categorie superiori*
Diatomee	79	13	3
Dinoflagellati	94	2	2
Prymnesiophyceae coccolitofori	17		
Chrysophyceae/Dictyochophyceae	5		
Chlorophyceae		1	
Prasinophyceae	1		
Cyanophyceae	1		1
Raphidophyceae	1		
Totale	198	16	6

\*Con il termine "Categorie superiori" si intendono livelli tassonomici sopragenerici

In **Tabella 55** è fornito l'elenco completo dei taxa presenti nelle diverse stazioni di campionamento. Nell'insieme di tutte le stazioni, 95 taxa appartengono alle diatomee, 98 alla classe dei dinoflagellati e 17 ai coccolitofori. Sono stati individuati anche 5 taxa attribuibili alla classe delle Chrysophyceae/Dictyochophyceae, 1 taxon alle Chlorophyceae, 1 alle Prasinophyceae 1 alle Raphidophyceae e 2 taxa appartenenti alle Cyanophyceae. Per la categoria Altro, invece, non sono stati identificati taxa.

La numerosità dei taxa presenti nelle diverse stazioni va da un minimo di 92 in I22 MG6 ad un massimo di 135 in I22 MG7. Dall'osservazione non è emersa una netta differenza nel numero dei taxa individuati che, in tutte le stazioni, sono principalmente appartenenti alla classe delle diatomee (con rispettivamente 38 taxa in I22 MG6, 60 in I22 MG7, 56 in I22 MG10, 53 in I22 MG12 e 55 in I22 MG13) ed in secondo luogo ai dinoflagellati (con 36 taxa in I22 MG6, 56 in I22 MG7, 44 in I22 MG10, 50 in I22 MG12 e 45 in I22 MG13). Anche i coccolitofori risultano piuttosto differenziati con 17 taxa individuati tutti a livello di specie, diventando così la terza classe più rappresentativa (con 15 taxa in I22 MG6 e I22 MG10, 14 in I22 MG7 e in I22 MG13 e 16 in I22 MG12). La frazione più piccola del popolamento è, invece, rappresentata dalle Chrysophyceae/Dictyochophyceae, dalle Chlorophyceae, dalle Prasinophyceae, dalle Cyanophyceae e dalle Raphidophyceae, che presentano un numero esiguo di taxa in tutte le stazioni. Sono stati, inoltre, identificati ed aggiunti 4 nuovi taxa, tutti appartenenti alle diatomee (*Amphora bigibba*, *Berkeleya* sp., *Bacteriastrium parallelum* e *Corethron criophilum*), che non erano stati rilevati nei campionamenti dei precedenti anni.

**Tabella 55** - Lista dei taxa dalle analisi qualitative dei campioni raccolti con retino nelle stazioni I22 MG6, I22 MG7, I22 MG10, I22 MG12 e I22 MG13 (indicate come 6, 7, 10, 12 e 13)

Specie	6	7	10	12	13	Specie	6	7	10	12	13
<b>DIATOMEE</b>											
<i>Amphora bigibba</i> Grunow ex Schmidt 1875			x			<i>Hemidiscus cuneiformis</i> Wallich 1860					x
<i>Amphora</i> spp.	x					<i>Leptocylindrus danicus</i> Cleve 1889		x	x	x	x
<i>Asterionellopsis glacialis</i> (Castracane) Round 1990		x	x	x	x	<i>Lioloma pacificum</i> (Cupp) Hasle 1996	x	x	x	x	x
<i>Asteromphalus flabellatus</i> Ehrenberg 1844	x					<i>Navicula distans</i> (Smith) Ralfs 1861	x	x	x	x	x
<i>Bacteriastrium delicatulum</i> Cleve 1897				x		<i>Navicula</i> spp.	x	x	x	x	x
<i>Bacteriastrium jadrano</i> Godrijan, Maric & Pfannkuchen 2012		x				<i>Navicula transitans</i> var. <i>delicatula</i> Heimdal 1970	x	x	x	x	x
<i>Bacteriastrium mediterraneum</i> Pavillard 1916				x	x	Naviculaceae > 20 µm n.i.		x			
<i>Bacteriastrium parallelum</i> Sarno, Zingone & Marino 1997				x		<i>Nitzschia</i> (sez. <i>sigmatae</i> ) sp.			x		x
<i>Berkeleya</i> sp.		x				<i>Nitzschia bicapitata</i> Cleve 1901	x	x	x	x	x
<i>Cerataulina pelagica</i> (Cleve) Hendey 1937		x	x	x	x	<i>Nitzschia longissima</i> (Brébisson) Ralfs 1861			x	x	x
<i>Chaetoceros affinis</i> Lauder 1864	x	x	x	x		<i>Plagiotropis</i> spp.	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros anastomosans</i> Grunow 1882		x				<i>Pleurosigma</i> cf. <i>nicobaricum</i> Grunow 1880		x		x	
<i>Chaetoceros constrictus</i> Gran 1897		x				<i>Pleurosigma delicatulum</i> Smith 1852	x		x		x
<i>Chaetoceros curvisetus</i> Cleve 1889		x	x	x		<i>Pleurosigma majus</i> (Grunow) Cleve 1894			x		x
<i>Chaetoceros decipiens</i> Cleve 1873		x				<i>Pleurosigma naviculaceum</i> Brébisson 1854	x				x
<i>Chaetoceros didymus</i> Ehrenberg 1845		x				<i>Pleurosigma normanii</i> Ralfs 1861	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros lorenzianus</i> Grunow 1863		x			x	<i>Pleurosigma rigidum</i> Smith 1853	x				
<i>Chaetoceros neogratile</i> Van Landingham 1968			x			<i>Proboscia alata</i> (Brightwell) Sundström 1986		x	x	x	x
<i>Chaetoceros peruvianus</i> Brightwell 1856		x	x		x	<i>Psammodictyon panduriforme</i> (Gregory) Mann 1990		x	x	x	
<i>Chaetoceros rostratus</i> Lauder 1864			x	x		<i>Pseudo-nitzschia</i> cf. <i>galaxiae</i> Lundholm & Moestrup 2002	x	x	x		
<i>Chaetoceros</i> spp.	x	x	x	x	x	<i>Pseudo-nitzschia</i> cf. <i>pungens</i> (Grunow ex Cleve) Hasle 1993		x	x		x
<i>Chaetoceros wighamii</i> Brightwell 1856	x	x				<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i> (Cleve) Heiden 1928		x	x	x	x
<i>Corethron criophilum</i> Castracane 1886					x	<i>Pseudo-nitzschia fraudulenta</i> (Cleve) Hasle 1993			x		
<i>Coscinodiscus granii</i> Gough 1905		x				<i>Pseudo-nitzschia pseudodelicatissima</i> (Hasle) Hasle 1993	x	x	x	x	x
<i>Coscinodiscus lineatus</i> Ehrenberg 1841	x			x	x	<i>Pseudo-nitzschia subfraudulenta</i> (Hasle) Hasle 1993	x	x	x	x	x
<i>Coscinodiscus</i> spp.					x	<i>Pseudo-nitzschia turgidula</i> (Hustedt) Hasle 1993					x
<i>Cylindrotheca closterium</i> (Ehrenberg) Reimann & Lewin 1964	x	x	x	x	x	<i>Pseudosolenia calcar-avis</i> (Schultze) Sundström 1986	x				
<i>Cymatosira</i> sp.		x				<i>Rhizosolenia acuminata</i> (Peragallo) Peragallo 1907					x
<i>Dactyliosolen fragilissimus</i> (Bergon) Hasle 1996		x	x	x		<i>Rhizosolenia castracanei</i> H.Peragallo 1888		x			
<i>Dactyliosolen phuketensis</i> (Sundström) Hasle 1996	x	x	x	x	x	<i>Rhizosolenia decipiens</i> Sundström 1986			x	x	x
Diatomee centriche > 20 µm n.i.				x	x	<i>Rhizosolenia hebetata</i> f. <i>semispina</i> (Hensen) Gran 1908					x
Diatomee pennate > 20 µm n.i.	x	x	x	x	x	<i>Rhizosolenia imbricata</i> Brightwell 1858		x	x	x	x
<i>Dimeregramma</i> sp.	x	x	x	x	x	<i>Staurisira</i> sp.	x	x	x	x	x
<i>Diploneis bombus</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1853		x	x	x	x	<i>Surirella fastuosa</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1843					x
<i>Entomoneis</i> cf. <i>paludosa</i> (Smith) Reimer 1975		x		x		<i>Synedra</i> cf. <i>pulchella</i> Kützing 1844	x	x	x		
<i>Entomoneis</i> spp.	x	x	x	x	x	<i>Tabularia gailionii</i> (Bory de Saint-Vincent) Bukhtiyarova 1995	x	x			x
<i>Eucampia cornuta</i> (Cleve) Grunow 1883						<i>Tenuicylindrus belgicus</i> (Meunier) Nanjappa & Zingone 2013	x				
<i>Fragilaria</i> cf. <i>vitre</i> var. <i>minima</i> (Ralfs) Grunow in Van Heurck 1881	x	x			x	<i>Thalassionema bacillare</i> (Heiden) Kolbe 1955	x	x	x	x	x
<i>Fragilaria</i> sp.		x	x			<i>Thalassionema frauenfeldii</i> (Grunow) Hallegraeff 1986	x	x	x	x	x
<i>Fragilariopsis doliolus</i> (Wallich) Medlin & P.A.Sims 1993		x	x	x	x	<i>Thalassionema nitzschioides</i> (Grunow) Mereschkowsky 1902	x	x	x	x	x
<i>Grammatophora oceanica</i> Ehrenberg 1840					x	<i>Thalassiosira angulata</i> (Gregory) Hasle 1978				x	x
<i>Guinardia flaccida</i> (Castracane) Peragallo 1892				x	x	<i>Thalassiosira anguste-lineata</i> (Schmidt) Fryxell & Hasle 1977			x		
<i>Guinardia striata</i> (Stolterfoth) Hasle 1996		x	x	x	x	<i>Thalassiosira</i> cf. <i>delicatula</i> Ostenfeld 1908	x			x	
<i>Hantzschia amphioxys</i> (Ehrenberg) Grunow 1880		x	x	x	x	<i>Thalassiosira rotula</i> Meunier 1910	x				
<i>Haslea alexanderi</i> Lobban & Perez 2020		x	x	x		<i>Thalassiosira</i> spp.	x	x	x	x	
<i>Haslea wawriakae</i> (Hustedt) Simonsen 1974		x	x	x	x	<i>Thalassiothrix longissima</i> Cleve & Grunow 1880					x
<i>Hemiaulus hauckii</i> Grunow ex Van Heurck 1882		x			x	<i>Tryblionella punctata</i> Smith 1853					x
<i>Hemiaulus sinensis</i> Greville 1865	x	x	x	x	x						
<b>DINOFLAGELLATI</b>											
<i>Achradina pulchra</i> Lohmann 1903	x	x	x	x	x	<i>Neoceratium eucaratum</i> (Jørgensen) Gómez, Moreira & López-García 2010					x
<i>Actiniscus pentasterias</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1844	x	x				<i>Neoceratium extensum</i> (Gouret) Gómez, Moreira & López-García 2010	x		x		
<i>Alexandrium</i> cf. <i>minutum</i> Halim 1960		x		x	x	<i>Neoceratium falcatum</i> (Kofoid) Gómez, Moreira & López-García 2010					x
<i>Alexandrium tamarense</i> (Lebour) Balech 1995		x				<i>Neoceratium furca</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x			x
<i>Amphidoma languida</i> Tillmann, Salas & Elbrachter 2012		x	x			<i>Neoceratium fusus</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x	x	x	x
<i>Amphisolenia bidentata</i> Schröder 1900					x	<i>Neoceratium horridum</i> (Gran) Gómez, Moreira & López-García 2010	x				x

<i>Azadinium caudatum</i> var. <i>caudatum</i> Nézan & Chomérat 2012	x	x	x	x	<i>Neoceratium massiliense</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x		
<i>Azadinium caudatum</i> var. <i>margalefii</i> Nézan & Chomérat 2012		x	x	x	<i>Neoceratium pentagonum</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x	x	x
<i>Azadinium obesum</i> Tillmann & Elbrächter 2010			x		<i>Neoceratium symmetricum</i> (Pavillard) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x	x	x
<i>Azadinium spinosum</i> Elbrächter & Tillmann 2009			x		<i>Neoceratium teres</i> (Kofoid) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x	x	
<i>Azadinium cuneatum</i> Tillmann & Nézan 2014				x	<i>Neoceratium tripos</i> (O.F.Müller) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x	x	
<i>Ceratium gibberum</i> Gourret 1883			x	x	<i>Oxytoxum crassum</i> Schiller 1937			x	x
<i>Ceratium limulus</i> (Pouchet) Gourret 1883				x	<i>Oxytoxum curvatum</i> (Kofoid) Kofoid 1911				x
<i>Ceratium paradoxoides</i> Cleve 1900			x		<i>Oxytoxum diploconus</i> Stein			x	
<i>Ceratocorys horrida</i> Stein 1883				x	<i>Oxytoxum globosum</i> Schiller	x	x		
<i>Corythodinium constrictum</i> (Stein) Taylor 1976	x	x			<i>Oxytoxum laticeps</i> Schiller 1937			x	x
Dinoflagellati tecati > 20 µm n.i.		x	x	x	<i>Oxytoxum mediterraneum</i> Schiller	x	x	x	x
<i>Dinophysis amandula</i> (Balech) Sournia 1973	x			x	<i>Oxytoxum parvum</i> Schiller 1937			x	x
<i>Dinophysis caudata</i> Saville-Kent 1881		x			<i>Oxytoxum rampii</i> Sournia			x	
<i>Dinophysis fortii</i> Pavillard 1923				x	<i>Oxytoxum scolopax</i> Stein 1883	x	x	x	x
<i>Dinophysis mitra</i> (Schütt) Abé 1967		x			<i>Oxytoxum sphaeroideum</i> Stein 1883	x	x	x	
<i>Dinophysis operculoides</i> (Schütt) Balech 1967		x		x	<i>Oxytoxum spinosum</i> Rampi				x
<i>Dinophysis ovata</i> Claparède & Lachmann 1859				x	<i>Oxytoxum variabile</i> Schiller 1937				x
<i>Dinophysis parva</i> Schiller 1928	x	x	x	x	<i>Oxytoxum viride</i> Schiller 1937			x	x
<i>Dinophysis parvula</i> (Schütt) Balech 1967		x			<i>Phalacroma rapa</i> Jörgensen 1923				x
<i>Dinophysis recurva</i> Kofoid & Skogsberg 1928				x	<i>Phalacroma rotundatum</i> (Claparède & Lachmann) Kofoid & Michener 1911			x	x
<i>Dinophysis sphaerica</i> Stein 1883				x	<i>Podolampas palmipes</i> Stein 1883				x
<i>Diplopsalis lenticula</i> Bergh 1881		x		x	<i>Prorocentrum balticum</i> (Lohmann) Loeblich 1970	x	x	x	x
<i>Goniadoma polyedricum</i> (Pouchet) Jörgensen 1899	x	x	x	x	<i>Prorocentrum compressum</i> (Bailey) Abé ex Dodge 1975	x	x	x	x
<i>Gonyaulax</i> cf. <i>sphaeroidea</i> Kofoid 1911	x	x	x	x	<i>Prorocentrum dentatum</i> Stein 1883			x	
<i>Gonyaulax polygramma</i> Stein 1883	x	x		x	<i>Prorocentrum maximum</i> (Gourret) Schiller 1937			x	x
<i>Gonyaulax spinifera</i> (Claparède & Lachmann) Diesing 1866		x			<i>Prorocentrum micans</i> Ehrenberg 1833			x	x
<i>Gymnodiniaceae</i> > 20 µm n.i.		x	x	x	<i>Protoperidinium breve</i> Paulsen 1907	x			x
<i>Gymnodinium</i> spp.	x	x	x	x	<i>Protoperidinium brochii</i> (Kofoid & Swezy) Balech 1974	x			x
<i>Gyrodinium aciculatum</i> Hansen & Larsen 1992	x	x	x	x	<i>Protoperidinium cerasus</i> (Paulsen) Balech 1973			x	x
<i>Heterocapsa</i> cf. <i>ildefina</i> (Herman & Sweeney) Morrill & Loeblich III 1981				x	<i>Protoperidinium crassipes</i> (Kofoid) Balech 1974			x	x
<i>Heterocapsa circularisquama</i> Horiguchi 1995				x	<i>Protoperidinium divergens</i> (Ehrenberg) Balech 1974	x		x	x
<i>Heterocapsa niei</i> (Loeblich III) Morrill & Loeblich III 1981				x	<i>Protoperidinium mediterraneum</i> (Kofoid) Balech 1974				x
<i>Histioneis</i> cf. <i>striata</i> Kofoid & Michener 1911		x			<i>Protoperidinium oceanicum</i> (VanHöffen) Balech 1974			x	x
<i>Histioneis</i> cf. <i>voeckii</i> Schiller 1928				x	<i>Protoperidinium oviforme</i> (Dangeard 1927) Balech 1974	x			
<i>Histioneis subcarinata</i> Rampi 1947		x			<i>Protoperidinium ovum</i> (Schiller) Balech 1974	x		x	
<i>Karenia brevis</i> (Davis) Gert Hansen & Moestrup 2000				x	<i>Protoperidinium pellucidum</i> Bergh ex Loeblich Jr. & Loeblich III 1881			x	x
<i>Lingulodinium polyedrum</i> (Stein) Dodge 1989	x		x	x	<i>Protoperidinium quarnerense</i> (Schröder) Balech 1974	x	x		
<i>Mesoporos adriaticus</i> (Schiller) Lillick	x	x	x	x	<i>Protoperidinium steinii</i> (Jørgensen) Balech 1974			x	x
<i>Mesoporos perforatus</i> (Gran) Lillick 1937	x	x	x	x	<i>Protoperidinium tuba</i> (Schiller) Balech 1974			x	x
<i>Neoceratium arietinum</i> (Cleve) Gómez, Moreira & López-García 2010				x	<i>Pyrocystis</i> cf. <i>robusta</i> Kofoid 1907	x	x		x
<i>Neoceratium candelabrum</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010				x	<i>Pyrocystis lunula</i> (Schütt) Schütt 1896	x			
<i>Neoceratium carriense</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2011				x	<i>Pyrophacus horologicum</i> Stein 1883			x	x
<i>Neoceratium declinatum</i> (Karsten) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x	x	x	<i>Warnovia</i> sp.	x	x		
<b>PRYMNESIOPHYCEAE COCCOLITOFORI</b>									
<i>Calcidiscus leptoporus</i> (Murray & Blackman) Loeblich & Tappan 1978	x	x	x	x	<i>Pontosphaera syracusana</i> Lohmann 1902	x	x	x	x
<i>Calcosolenia brasiliensis</i> (Lohmann) Young 2003	x	x	x	x	<i>Rhabdosphaera clavigera</i> Murray & Blackman 1898	x	x	x	x
<i>Calyptrosphaera oblonga</i> Lohmann 1902	x		x	x	<i>Rhabdosphaera styliifera</i> Lohmann	x	x	x	x
<i>Coccolithus pelagicus</i> (Wallich) Schiller 1930				x	<i>Scyphosphaera apsteinii</i> Lohmann 1902	x	x	x	x
<i>Coronosphaera binodata</i> (Kamptner) Gaarder 1977	x				<i>Syracosphaera histrica</i> Kamptner 1941			x	x
<i>Coronosphaera mediterranea</i> (Lohmann) Gaarder 1977	x	x	x	x	<i>Syracosphaera pulchra</i> Lohmann 1902	x	x	x	x
<i>Daktylethra pirus</i> (Kamptner) R.E.Norris 1985	x	x	x	x	<i>Umbilicosphaera sibogae</i> (Weber-van Bosse) Gaarder 1970	x	x	x	x
<i>Discosphaera tubifer</i> (Murray & Blackman) Ostefeld 1900	x	x	x	x	<i>Zygospaera hellenica</i> Kamptner 1937	x	x	x	x
<i>Helicosphaera carterii</i> (Wallich) Kamptner 1954	x	x	x	x					
<b>CHRISOPHYCEAE/DICTYOPHYCEAE</b>									
<i>Dictyocha epiodon</i> subsp. <i>subaculeata</i> (Bukry) Desikachary & Prema 1996		x	x	x	<i>Oclactis octonaria</i> (Ehrenberg) Hovasse 1946	x	x	x	
<i>Dictyocha fibula</i> Ehrenberg 1839	x	x	x	x	<i>Meringosphaera mediterranea</i> Lohmann 1902			x	
<i>Dictyocha speculum</i> Ehrenberg 1839				x					
<b>PRASINOPHYCEAE</b>									
<i>Halosphaera viridis</i> Schmitz 1878 (forma coloniale)	x			x					
<b>CHLOROPHYCEAE</b>									
<i>Monoraphidium</i> sp.	x	x	x	x					
<b>CYANOPHYCEAE</b>									
<i>Cianobatteri filamentosi</i> n.i.	x				<i>Planktothrix agardhii</i> (Gomont) Anagnostidis & Komárek 1988				x
<b>RAPHIDOPHYCEAE</b>									
<i>Heterosigma akashiwo</i> (Hada) Hada ex Hara & Chihara 1987				x					

Ad un confronto della lista dei taxa individuati dalle analisi quantitative (Tabella 53) con l'elenco dei taxa ottenuti dalle analisi qualitative (Tabella 55), vediamo che il numero di taxa osservati è superiore nei campioni da retino (220) rispetto a quelli da bottiglia (163); i taxa

attribuibili alle classi delle Diatomee e dei Dinoflagellati risultano nettamente superiori nei campioni da retino, mentre il numero di taxa attribuibili alle restanti classi e alla categoria Altro plancton risulta superiore nei campioni da bottiglia.

Inoltre, l'osservazione qualitativa del microfitoplancton ha permesso di rilevare la presenza di numerose specie rare appartenenti alla classe dei dinoflagellati, principalmente attribuibili ai generi *Dinophysis*, *Gonyaulax*, *Neoceratium* (= *Ceratium*), *Oxytoxum*, e *Protoperdinium*, insieme a taxa come *Achradina pulchra*, *Actiniscus pentasterias*, *Amphisolenia bidentata*, *Karenia brevis*, *Lingulodinium polyedrum*, *Pyrocystis cf. robusta*, *Pyrocystis lunula*, e *Pyrophacus horologicum* (dinoflagellati) e *Heterosigma akashiwo* (Raphidophyceae). Da segnalare anche la presenza di taxa appartenenti alle classi delle Chlorophyceae (*Monoraphidium* sp.) e delle Cyanophyceae (Cianobatteri filamentosi n.i., *Planktothrix agardhii*), tipicamente di acque dolci e probabilmente imputabile all'apporto fluviale dell'Arno.

#### 4.1.3.2 Zooplancton

##### Oloplancton

La campagna invernale del 2022 (Survey I22) conferma un picco di biomassa stagionale a crostacei copepodi caratterizzata nei mesi più freddi da un'abbondante presenza di copepoditi (fasi giovanili di copepodi). L'identificazione di tali organismi può essere effettuata esclusivamente a livello di genere, a causa del mancato sviluppo del segmento genitale, carattere morfologico indispensabile per una corretta e accurata identificazione delle specie. L'abbondanza della frazione oloplanctonica risulta essere inversamente proporzionale alla profondità esibendo, nei campioni orizzontali analizzati, i valori medi più alti: i generi dominanti, *Clausocalanus* spp e *Oithona* spp, mostrano rispettivamente valori medi di abbondanza pari a 693,38 ind./m<sup>3</sup> e 165,10 ind./m<sup>3</sup> nella fascia superficiale, entrambi distribuiti lungo la colonna d'acqua con andamento decrescente (*Clausocalanus* spp: fascia batimetrica 0 – 50 m prof.: 672,75 ind./m<sup>3</sup> e fascia batimetrica 50 – 100 m prof.: 266,19 ind./m<sup>3</sup>; *Oithona* spp: fascia batimetrica 0 – 50 m prof.: 108,14 ind./m<sup>3</sup> e fascia batimetrica 50 – 100 m prof.: 70,71 ind./m<sup>3</sup>).

Dall'analisi dei valori quantitativi lungo la colonna d'acqua si osserva come gli stadi giovanili della copepodofauna siano principalmente concentrati nei primi metri di profondità. È altresì importante sottolineare che, comparando i dati ottenuti con i precedenti Surveys invernali, la biomassa a copepodi della campagna I22 risulta inferiore alla media stagionale; unica eccezione è la stazione di monitoraggio I22 MG13 dove la presenza media dei copepodi planctonici in superficie è significativamente maggiore rispetto agli altri punti di campionamento.

L'abbondanza media della componente a Copepodi è concentrata nella porzione di colonna d'acqua compresa tra 0 e 50 m di profondità e, nei campioni orizzontali superficiali, è pari a 1554,54 ind. per m<sup>3</sup> con un massimo in I22 MG13 (2665,92 ind./m<sup>3</sup>) e un minimo in I22 MG10 (1064,62 ind./m<sup>3</sup>). Nell'escursione verticale il valore medio di abbondanza registrato tra la superficie e i 50 m di profondità è pari a 1720,88 ind./m<sup>3</sup> con un massimo di 2651,50 ind./m<sup>3</sup> in I22 MG13 e un minimo di 1211,37 ind./m<sup>3</sup> in I22 MG16; i campioni verticali profondi compresi nella fascia batimetrica 50 - 100 m di profondità mostrano i valori medi di abbondanza più bassi, pari a 1125,07 ind./m<sup>3</sup> con un massimo di 1362,14 ind./m<sup>3</sup> in I22 MG13 e un minimo di 998,21 ind./m<sup>3</sup> in I22 MG6.

I taxa di copepodi identificati sono in totale 98 (Tabella 56) caratterizzati da 25 famiglie.

In termini quantitativi, la componente che contribuisce maggiormente alla struttura della comunità è quella dei copepodi calanoidi Clausocalanidi rappresentata da 10 taxa, di cui 9 appartenenti al genere *Clausocalanus*. La famiglia dei Clausocalanidae è rappresentata nelle stazioni con valori medi superficiali di 1053,45 ind./m<sup>3</sup>, distribuiti rispettivamente nella fascia batimetrica 0 – 50 m (profondità) con valori medi di 1099,09 ind./m<sup>3</sup> e nella fascia batimetrica 50 – 100 m (profondità) con valori medi di 527,18 ind./m<sup>3</sup>. Tra le specie dominanti appartenenti a tale genere si osserva, come nei precedenti survey I17, I18, I19 e I21, la presenza di *Clausocalanus paululus* presente con valori medi superficiali di 217,16 ind./m<sup>3</sup> (distribuiti rispettivamente nella fascia batimetrica 0 – 50 m prof. con valori medi di 120,62 ind./m<sup>3</sup> e nella fascia batimetrica 50 – 100 m prof. con valori medi pari a 67,59 ind./m<sup>3</sup>) e *Clausocalanus lividus* presente con valori medi superficiali pari a 27,98 ind./m<sup>3</sup> (distribuiti rispettivamente nella fascia batimetrica 0 – 50 m prof. con valori medi di 53,03 ind./m<sup>3</sup> e nella fascia batimetrica 50–100 m prof. con valori medi pari a 81,10 ind./m<sup>3</sup>). Il genere *Clausocalanus parapergens* mostra valori medi di abbondanza maggiori del solito pari a 90,54 ind./m<sup>3</sup> nella fascia superficiale, 112,70 ind./m<sup>3</sup> nella fascia batimetrica compresa tra 0 – 50 m (prof.) e 64,47 ind./m<sup>3</sup> nella fascia batimetrica compresa tra 50 – 100 m di profondità. Il genere *Ctenocalanus vanus*, così come la famiglia Paracalanidae (rappresentata da 12 taxa), mostrano rispettivamente valori di abbondanza che tendono ad aumentare con l'incremento della profondità (valori medi superficiali *Ctenocalanus vanus* : 3,25 ind./m<sup>3</sup>; fascia batimetrica 0 – 50 m prof. di 70,71 ind./m<sup>3</sup>; fascia batimetrica 50 – 100 m prof.: 35,35 ind./m<sup>3</sup>) (valori medi superficiali famiglia Paracalanidae: 30,16 ind./m<sup>3</sup>; fascia batimetrica 0 – 50 m prof.: 125,82 ind./m<sup>3</sup>; fascia batimetrica 50 – 100 m prof.: 124,81 ind./m<sup>3</sup>).

Fra le specie appartenenti al genere *Calocalanus* la più rappresentata è *C. styliremis* con una media superficiale pari a 7,26 ind./m<sup>3</sup>, 28,07 ind./m<sup>3</sup> nella fascia batimetrica 0 – 50 m (prof.) e 27,03 ind./m<sup>3</sup> nella fascia batimetrica compresa tra 50 e 100 m di profondità; per quanto concerne il genere *Paracalanus*, i valori di abbondanza maggiori sono stati rilevati in *P. nanus* con una media superficiale di 11,70 ind./m<sup>3</sup>, mentre nella fascia batimetrica 0 – 50 m di profondità sono stati rilevati 45,75 ind./m<sup>3</sup> e nella fascia batimetrica compresa tra 50 e 100 m di profondità 34,31 ind./m<sup>3</sup>.

La seconda famiglia per abbondanza è Oithonidae (valori medi superficiali: 233,52 ind./m<sup>3</sup>; fascia batimetrica 0 – 50 m: 189,26 ind./m<sup>3</sup>; fascia batimetrica 50 – 100 m: 137,25 ind./m<sup>3</sup>) e la specie più abbondante della famiglia è *Oithona decipiens*, campionata alle 3 diverse profondità (superf., 0-50 m e 50-100 m) sempre con valori prossimi ai 50 ind./m<sup>3</sup>.

Il Centropagidae *Centropages typicus* mostra valori elevati di abbondanza per il secondo anno consecutivo diventando la specie dominante del campione invernale. Anche la specie primaverile *C. typicus* (media superficiale: 317,39 ind./m<sup>3</sup>; media fascia batimetrica 0 – 50 m: 479,35 ind./m<sup>3</sup>; media fascia batimetrica 50 – 100 m: 309,86 ind./m<sup>3</sup>), già precedentemente rilevata (I18) presenta un'elevata abbondanza. Questa anomalia è riconducibile in parte al tardivo periodo di campionamento (avvenuto a cavallo dell'inizio della stagione primaverile) e

probabilmente all'innalzamento delle temperature medie superficiali del Mar Mediterraneo. Tale fenomeno potrebbe portare allo stabilizzarsi di uno *shift* temporale dei cicli stagionali dei copepodi planctonici e a un conseguente anticipo del picco di abbondanza.

I copepodi Harpacticoida, come nei precedenti survey invernali, sono rappresentati dalle famiglie Ectinosomatidae, Peltidiidae, Miracidae e Euterpinidae, con abbondanze molto contenute (superficiale: 7,09 ind./m<sup>3</sup>; 0 – 50 m prof.: 12,49 ind./m<sup>3</sup>; 50 – 100 m prof.: 10,45 ind./m<sup>3</sup>).

**Tabella 56**– Oloplancton. O.le=orizzontale, 50-0=campionamento verticale da 50 a 0 metri, 100-50=campionamento verticale da 100 a 50 metri. \* presente in almeno un sub-campione, \*\* presente solo nell'osservazione *in toto*.

	O.le	50-0	100-50		O.le	50-0	100-50		O.le	50-0	100-50
<b>Famiglia Acartiidae</b>				<i>Paraeucaeta hebes</i>		*		<i>Corycaeus giesbrechti</i>	*	*	*
<i>Acartia negligens</i>	*	*		<b>Famiglia Heterorhabdidae</b>				<i>Corycaeus limbatus</i>	*	*	*
<i>Acartia</i> sp	*			<i>Heterorhabdus papilliger</i>			*	<i>Corycaeus ovalis</i>		*	*
<b>Famiglia Aetidaidae</b>				<b>Famiglia Lucicutiidae</b>				<i>Corycaeus typicus</i>		*	*
<i>Euchirella rostrata</i>		*	*	<i>Lucicutia flavicornis</i>		*	*	<i>Corycaeus</i> spp.	*	*	*
<b>Famiglia Augaptilidae</b>				<b>Famiglia Mecynoceridae</b>				<i>Farranula rostrata</i>	*	*	*
<i>Haloptilus longicornis</i>		*	*	<i>Mecynocera clausi</i>	*	*	*	<b>Famiglia Oithonidae</b>			
<i>Haloptilus oxycephalus</i>		*	*	<b>Famiglia Metridinidae</b>				<i>Oithona decipiens</i>	*	*	*
<b>Famiglia Calanidae</b>				<i>Pleuromamma abdominalis</i>	*	*	*	<i>Oithona longispina</i>		**	
<i>Calanus helgolandicus</i>	*	*	*	<i>Pleuromamma gracilis</i>	*	*	*	<i>Oithona nana</i>			*
<i>Mesocalanus tenuicornis</i>	**		*	<b>Famiglia Paracalanidae</b>				<i>Oithona plumifera</i>	*	*	*
<i>Nannocalanus minor</i>	*	*	*	<i>Calocalanus contractus</i>	*	*	*	<i>Oithona setigera</i>	*	*	*
<i>Neocalanus gracilis</i>	*	*	*	<i>Calocalanus longisetosus</i>				<i>Oithona similis</i>	*	*	*
<b>Famiglia Candaciidae</b>				<i>Calocalanus neptunus</i>				<i>Oithona tenuis</i>	*	*	*
<i>Candacia bispinosa</i>	*	*	*	<i>Calocalanus ovalis</i>		**	*	<i>Oithona</i> spp	*	*	*
<i>Candacia ethiopica</i>	*	*		<i>Calocalanus pavo</i>		*	*	<b>Famiglia Oncaeeidae</b>			
<i>Candacia giesbrechti</i>		*		<i>Calocalanus plumulosus</i>			*	<i>Oncaea curta</i>	*	*	*
<i>Candacia simplex</i>	*	*	*	<i>Calocalanus styliremis</i>	*	*	*	<i>Oncaea media</i>	*	*	*
<i>Candacia juv</i>		*	*	<i>Calocalanus</i> spp	*	*	*	<i>Oncaea mediterranea</i>	*	*	*
<b>Famiglia Centropagidae</b>				<i>Paracalanus denudatus</i>			*	<i>Oncaea scottodicarloi</i>	*	*	*
<i>Centropages bradyi</i>	*			<i>Paracalanus nanus</i>	*	*	*	<i>Oncaea venusta</i>	*	*	*
<i>Centropages typicus</i>	*	*	*	<i>Paracalanus parvus</i>	*	*	*	<i>Oncaea</i> spp	*	*	*
<i>Centropages violaceus</i>	*			<i>Paracalanus</i> spp	*	*	*	<b>Famiglia Sapphirinidae</b>			
<i>Isias clavipes</i>	*		*	<b>Famiglia Pontellidae</b>				<i>Copilia juv</i> spp	*		
<b>Famiglia Clausocalanidae</b>				<i>Labidocera wollastoni</i>	*			<i>Sapphirina angusta</i>	*		*
<i>Clausocalanus arcuicornis</i>	*	*	*	<i>Pontella mediterranea</i>	*	*		<i>Sapphirina iris</i>	*		
<i>Clausocalanus furcatus</i>	*	*		<i>Pontella juv</i>	*	*		<i>Sapphirina ovatolanceolata</i>	*		
<i>Clausocalanus jobei</i>	*	*	*	<i>Pontellina plumata</i>	*	*		<i>Sapphirina sali</i>	*	*	
<i>Clausocalanus lividus</i>	*	*	*	<i>Pontellopsis regalis</i>	*			<i>Sapphirina juv</i> spp		*	*
<i>Clausocalanus mastigophorus</i>	*	*	*	<i>Pontellopsis villosa</i>	*			<i>Vetтория parva</i>	*		
<i>Clausocalanus parapergens</i>	*	*	*	<b>Famiglia Scolecitrichidae</b>				<b>Famiglia Ectinosomatidae</b>			
<i>Clausocalanus paululus</i>	*	*	*	<i>Scaphocalanus invalidus</i>	*		*	<i>Microsetella norvegica</i>	*	*	*
<i>Clausocalanus pergens</i>	*	*	*	<i>Scolecitrichella dentata</i>		*	*	<i>Microsetella rosea</i>	*	*	*
<i>Clausocalanus</i> spp.	*	*	*	<i>Scolecithrix bradyi</i>		*	*	<b>Famiglia Euterpinidae</b>			
<i>Ctenocalanus vanus</i>	*	*	*	<b>Famiglia Temoridae</b>				<i>Euterpina acutifrons</i>	*	*	*
<b>Famiglia Eucalanidae</b>				<i>Temora stylifera</i>	*	*	*	<b>Famiglia Miracidae</b>			
<i>Pareucalanus attenuatus</i>	*	*		<b>Famiglia Corycaeidae</b>				<i>Distiocolus minor</i>	*	*	
<b>Famiglia Euchaetidae</b>				<i>Corycaeus brehmi</i>	*	*	*	<i>Macrosetella gracilis</i>		*	*
<i>Euchaeta acuta</i>	*	**	*	<i>Corycaeus clausi</i>		*	*	<b>Famiglia Pelydiidae</b>			
<i>Euchaeta marina</i>	*	*	*	<i>Corycaeus flaccus</i>	*	*	*	<i>Clytemnestra scutellata</i>	*		*
<i>Euchaeta juv</i>	*		*	<i>Corycaeus furcifer</i>			*	<i>Goniopsyllus rostratus</i>	*	*	*

Nella tabella seguente sono indicati i volumi di sedimentazione (dopo 24 h), espressi in ml, relativi alla componente oloplanctonica raccolta nella campagna I22. Le differenze apprezzabili nei volumi di sedimentazione, tra pescate orizzontali e verticali, sono essenzialmente riconducibili al differente volume di acqua filtrato dai retini, costantemente superiore nelle pescate orizzontali. I dati di biomassa ottenuti sono inferiori rispetto a quelli riscontrati nella maggior parte dei precedenti *Surveys* invernali.

La biomassa riscontrata nei campionamenti orizzontali non è esclusivamente riconducibile alla componente a copepodi, ma in gran parte ascrivibile all'elevata presenza di plancton gelatinoso, principalmente costituito da doliolidi e salpe. La loro elevata presenza, tipica del periodo primaverile coincidente con le fioriture fitoplanctoniche, conferma quanto precedentemente affermato riguardo l'anticipo del picco primaverile del copepode *Centropages typicus*. Tale risposta del comparto mesozooplanctonico non è imputabile a un impatto di natura antropica sull'area oggetto di biomonitoraggio, ma a un ormai comprovato innalzamento progressivo delle temperature della colonna d'acqua all'interno dell'area di studio e, più in generale, nel bacino mediterraneo.

**Tabella 57-** Biomassa: volumi di sedimentazione dell'oloplancton (espressi in ml). OR = campionamento orizzontale; 50-0 = campionamento verticale da 0 a 50 metri; 100-50: campionamento verticale da 100 a 50 metri.

(ml)	I22 MG6	I22 MG7	I22 MG10	I22 MG12	I22 MG13
OR	65	54	52	27	53
50-0	2,5	5	4,5	4	6,5
100-50	3	5,5	4	2,5	3,5

## Meroplancton

Nella campagna I22, (**Tabella 58**), sono stati determinati complessivamente 56 taxa meroplanctonici appartenenti a 8 phyla di invertebrati marini (Mollusca, Annelida, Nemertea, Sipuncula, Arthropoda, Echinodermata, Phoronidaea, Enteropneusta). A livello tassonomico di genere, si segnala la presenza della larva dell'anellide polichete infaunale *Owenia fusiformis* (*Owenia* sp.) già presente nel data set.

Il gruppo tassonomico più rappresentato è quello degli artropodi con l'ordine dei crostacei decapodi (Decapoda, Latreille, 1802) descritto soprattutto dalle fasi larvali di caridei e brachiuri includendo 21 taxa (1,2%), al quale seguono i policheti con 8 taxa (19,5%) e gli echinodermi con 7 taxa (17%). Tra gli echinodermi figurano fasi precoci di sviluppo larvale come la doliolaria dei crinoidi, la bipinnaria (stadio I) e la brachiolaria (stadio II) degli asteroidei e l'auricularia degli oloturoidei, ma per le quali non è possibile stabilire, su base morfologica, l'appartenenza a una determinata specie. Nemertini, sipunculidi, foronidei ed enteropneusti figurano solo con la larva tipica delle fasi iniziali del piano di sviluppo di ciascun gruppo (pilidium, pelagosphera, actinotroca e tornaria) dalla cui osservazione non è possibile risalire morfologicamente alla determinazione specifica dell'animale alla quale appartengono.

Il campione I22 è generalmente caratterizzato da un cospicuo contingente di larve di molluschi gasteropodi con un picco massimo raggiunto in I22 MG10 (9,49 ind/m<sup>3</sup>). Si tratta, anche in questo caso, di larve delle quali non è possibile identificare la specie su base morfologica in quanto ci troviamo nelle prime fasi di sviluppo durante le quali si comincia a percepire solo l'abbozzo della protoconca.

Tra i policheti si raggiunge la massima abbondanza nella stazione MG10 con 8,29 ind/m<sup>3</sup> e il taxa dominante si conferma quello appartenente alla famiglia degli Spionidae con un picco massimo in I22 MG7 (6,33 ind/m<sup>3</sup>).

Tra gli echinodermi sono inoltre presenti larve di echinopluteus raccolte prevalentemente nelle stazioni profonde e appartenenti al genere *Echinocardium* e alla specie *Spatangus purpureus*: quest'ultimo risulta più abbondante nella stazione MG 12 (2,35 ind/m<sup>3</sup>). Entrambi i taxa rappresentano le fasi larvali di echinoidi irregolari assai comuni anche tra la fauna bentonica dell'area di studio. Si segnala la presenza di larve del genere *Ophiura* e si registra la massima abbondanza nella stazione I22 MG13 (2,38 ind/m<sup>3</sup>). Anche in questo caso il maggior numero di larve è stato raccolto nella fascia più profonda della colonna d'acqua compreso tra 50 e 100 m di profondità, mentre in questo survey (I22) risulta assente *Ophiotrix fragilis*.

Dei 21 taxa di larve crostacei decapodi, distribuiti uniformemente tra la superficie e le stazioni profonde, solamente un numero ristretto (7 taxa) rappresenta il *core stock* del popolamento larvale a decapodi del campione invernale (I22): si tratta di tre caridei (*Processa edulis edulis*, *Athanas nitescens* e il Pandalidae del genere *Plesionika*) due brachiuri (*Ebalia tuberosa* e il genere *Liocarcinus*), il dendrobranchiato *Aristeus antennatus* e l'anomuro *Anapagurus breviaculeatus*.

Tra queste figurano almeno tre specie dominanti: *Processa edulis edulis*, *Anapagurus breviaculeatus* e il genere *Liocarcinus* del quale non è possibile identificare su base morfologica l'appartenenza alla specie. In passato le analisi genetiche (tecnica del bar coding) hanno permesso di discriminare all'interno del gruppo specie *Liocarcinus* almeno tre taxa differenti: *L. depurator*, *L. vernalis* e *L. maculatus* verosimilmente sempre presenti in tutti i campionamenti. Il genere *Liocarcinus* presenta la massima abbondanza nella stazione I22 MG 10 (1,81 ind/m<sup>3</sup>).

A livello quantitativo il processidae *Processa edulis edulis* si conferma il carideo più abbondante (3,46 ind/m<sup>3</sup>) con un massimo in I22 MG13. Sebbene la sua presenza sia ridotta rispetto al campionamento autunnale precedente, questo piccolo gambero rimane costantemente presente nei campioni profondi anche quando la colonna d'acqua da eteroterma diventa omoterma con una minima differenza di temperatura tra la superficie e i 100 m di profondità. Tra i caridei si segnala un cospicuo numero di larve di Pandalidae appartenenti al genere *Plesionika*: si tratta di una taxa largamente diffuso in tutto il Mediterraneo, raccolto di frequente durante i survey invernali. L'abbondanza di larve raccolte nelle stazioni intermedie e profonde presenta un picco massimo in I22 MG12 con 3,02 ind/m<sup>3</sup> e potrebbe essere dovuta al periodo di raccolta avvenuto nel momento di dispersione di larve e di uova.

Tra gli anomuri domina la presenza di *Anapagurus braeviaculeatus* con un massimo di individui (1,92 ind/m<sup>3</sup>) in I22 MG12. Anche in questo caso ci troviamo in presenza di una specie largamente diffusa in Mar Ligure le cui esplosioni demografiche tendono a concentrarsi nel periodo invernale.

Nel complesso, per quanto riguarda il meroplancton relativo alla stagione I22, non emergono discontinuità quali-quantitative tra la stazione di controllo I22 MG10 e le quattro stazioni di esercizio posizionate in prossimità del terminale e questo aspetto consente di escludere qualunque forma di impatto sulla comunità meroplanctonica riconducibile alla presenza del Terminale offshore.

**Tabella 58**– Meroplancton. O.le = orizzontale, 50-0 = campionamento verticale da 50 a 0 metri, 100-50 = campionamento verticale da 100 a 50 metri. \* presente in almeno un sub-campione, \*\* presente solo nell'osservazione *in toto*. La lista include specie determinate a fresco.

	O.le	50-0	100-50		O.le	50-0	100-50		O.le	50-0	100-50
<b>MOLLUSCA</b>				<i>Anapagurus breviaculeatus</i>	*	*	*	<i>Plesionika</i> sp	*	*	*
Gastropoda larvae ind	*	*	*	<i>Aristeus antennatus</i>		*	*	<i>Processa edulis edulis</i>	*	*	*
<b>ANNELIDA</b>				<i>Athanas nitescens</i>	*	*	*	<i>Sergia robusta</i>	*	*	*
<i>Chaetopterus variopedatus</i>	*	*	*	<i>Bathynectes longipes</i>	*	*	*	<b>ECHINODERMATA</b>			
<i>Lanice conchilega</i>	*	*	*	<i>Ebalia nux</i>	*	*	*	Auricularia larvae ind	*		*
<i>Owenia fusiformis</i>	*	*	*	<i>Ebalia tuberosa</i>	*	*	*	Bipinnaria larvae ind	*	*	*
<i>Pectinaria koreni</i>		*	*	<i>Galathea intermedia</i>	*	*	*	Brachiolaria larvae ind	*	*	*
Polynoidae larvae ind	*	*	*	<i>Gennadas elegans</i> **	*	*	*	Doliolaria larvae ind	*	*	*
Spionidae ind	*	*	*	<i>Goneplax rhomboides</i>	*	*	*	<i>Echinocardium</i> sp	*	*	*
Terebellidae ind	*	*	*	<i>Liocarcinus</i> sp	*	*	*	<i>Ophiura</i> sp	*	*	*
Trocofora larvae ind	*			<i>Lucifer typus</i>			*	<i>Spatangus purpureus</i>	*	*	*
<b>NEMERTEA</b>				<i>Maja</i> sp	*			<b>PHORONIDAE</b>			
Pilidium larvae ind	*			<i>Monodæus couchii</i>	*	*	*	Actinotroca larvae ind	*	*	*
<b>SIPUNCULA</b>				<i>Palinurus elephas</i>	*			<b>ENTEROPNEUSTA</b>			
Pelagosphaera larvae ind	*	*		<i>Parasergestes vigilax</i>	*			Tomaria larvae ind	*	*	*
<b>CRUSTACEA</b>				<i>Philocheras bispinosus</i>	*	*	*				
<b>Decapoda</b>				<i>Pirimela denticulata</i>	*	*	*				
<i>Alpheus glaber</i>	*	*	*								

 \*\* *Amalopenaeus elegans*

### Ittioplancton

Il survey invernale (I22) condotto sulle fasi larvali dell'ittiofauna ha portato alla raccolta di 6 *taxa* appartenenti a 6 famiglie di osteitti, i pesci ossei (**Tabella 59**). Nessuna segnalazione di nuove specie identificate che rimangono quindi 102 dall'inizio delle campagne di monitoraggio. Le specie evidenziate in questo survey, che contribuiscono alla biomassa ittioplanctonica delle uova di pesce, sono 6 e rappresentano il 65,7% del campione complessivo. Tra queste spicca la specie abissale *Maurolicus muelleri* e la famiglia Sternoptychidae, piuttosto comuni nell'area del basso Mar Ligure.

Le specie ittiche larvali largamente dominanti sono tre: il Clupeidae *Sardina pilchardus* (sardina) che presenta un massimo di 2,55 ind/m<sup>3</sup> registrato nella stazione MG12 (frutto della somma di catture effettuate con campionamento orizzontale e di pesche intermedie comprese tra la superficie e i 50 m di profondità) e due larve di pesce appartenenti alla fauna ittica abissale, il Gonostomatidae, *Cyclothone braueri*, (picco massimo in MG7 con 4,15 ind/m<sup>3</sup>) e il Myctophidae *Myctophum punctatum* (picco massimo in I22 MG12 con 2,33 ind/m<sup>3</sup>). Queste larve sono state raccolte anche nel corso di precedenti campagne a conferma che l'area prossima al terminale è sottoposta a fenomeni di upwelling determinati dalla risalita di acque più fredde e ricche di nutrienti provenienti dal margine della piattaforma continentale ligure-toscana.

Per questo motivo non è insolito che in tutti i periodi investigati il contingente di larve appartenenti a pesci abissali sia particolarmente rappresentato. La consolidata frequenza di tali forme larvali nei campioni invernali, sottolinea una caratteristica idrologica costante e non alterata nel tempo, così come la presenza delle larve di sardina conferma l'alternanza dei cicli riproduttivi tra questa specie e l'acciuga che contraddistingue le campagne estive. L'emergenza e la costanza nel tempo di questi schemi, come i cicli riproduttivi di due tra le più importanti specie ittiche di interesse commerciale, sottolineano la mancanza di un significativo stress ambientale esterno provocato dall'esercizio del rigassificatore.

Nel complesso quindi il popolamento ittico larvale della stagione I22 è coerente con le precedenti raccolte e non presenta alcuna anomalia riconducibile al Terminale offshore mostrando una variabilità della comunità ittica larvale attribuibile unicamente alla stagionalità.

**Tabella 59**– Ittioplancton. O.le = orizzontale, 50-0 = campionamento verticale da 50 a 0 metri, 100-50 = campionamento verticale da 100 a 50 metri. \* presente in almeno un sub-campione, \*\* presente solo nell'osservazione *in toto*.

	O.le	50-0	100-50		O.le	50-0	100-50		O.le	50-0	100-50
<b>BOTHIDAE</b>				<b>GONOSTOMATIDAE</b>				<b>SPARIDAE</b>			
<i>Amoglossus laterna</i>	*	*		<i>Cyclothone braueri</i>	*	*	*	Diplodus sp	*	*	
<b>CARANGIDAE</b>				<b>MYCTOPHIDAE</b>				Uova di <i>Maurolicus muelleri</i>	*	*	*
<i>Trachurus trachurus</i>	*			<i>Myctophum punctatum</i>		*	*	Uova ind	*	*	*
<b>CLUPEIDAE</b>											
<i>Sardina pilchardus</i>	*	*	*								

#### 4.1.4 Saggi ecotossicologici

Nella **Tabella 60** sono riportati i parametri registrati nei campioni d'acqua testati.

Campione	Prof. (m)	Salinità (‰)	pH	Ossigeno disciolto (mg/l)	Stazione	prof. (m)	Salinità (‰)	pH	Ossigeno disciolto (mg/l)
Controllo		36	8,14	6,33					
<b>I22 MG3</b>	0,5	38	8,04	6,20	<b>I22 MG9</b>	0,5	38	8,03	6,24
	12,5	38	8,06	6,35		12,5	38	8,03	6,28
	50	38	8,04	6,10		50	38	8,02	6,12
<b>I22 MG5</b>	0,5	38	8,04	6,18	<b>I22 MG10</b>	0,5	38	8,04	6,33
	12,5	38	8,05	6,05		12,5	38	8,03	6,23
	50	38	8,05	6,22		50	38	8,03	6,12
<b>I22 MG6</b>	0,5	38	8,06	6,30	<b>I22 MG12</b>	0,5	38	8,03	6,27
	12,5	38	8,05	6,27		12,5	38	8,03	6,10
	50	38	8,05	6,22		50	38	8,01	6,26
<b>I22 MG7</b>	0,5	38	8,00	6,31	<b>I22 MG13</b>	0,5	38	8,03	6,32
	12,5	38	8,02	6,19		12,5	38	8,01	6,31
	50	38	8,01	6,30		50	38	8,03	6,27

#### **Vibrio fischeri**

Nella **Tabella 61** i risultati relativi al test di inibizione della bioluminescenza batterica di *V. fischeri*.

Campione	Prof. (m)	EC20	EC50	max. effetto 15'	max. effetto 30'	Tossicità	Campione	Prof. (m)	EC20	EC50	max. effetto 15'	max. effetto 30'	Tossicità
<b>I22 MG3</b>	0,5	≥90	>90	-19,34	-22,96	Assente	<b>I22 MG9</b>	0,5	≥90	>90	-1,97	-4,29	Assente
	12,5	≥90	>90	-5,96	-5,21			12,5	≥90	>90	-17,05	-16,77	
	50	≥90	>90	-33,82	-33,18			50	≥90	>90	-19,61	-20,86	
<b>I22 MG5</b>	0,5	≥90	>90	-23,08	-23,22		<b>I22 MG10</b>	0,5	≥90	>90	-22,26	-24,54	
	12,5	≥90	>90	-10,86	-11,64			12,5	≥90	>90	-15,86	-19,70	
	50	≥90	>90	-16,20	-14,60			50	≥90	>90	-2,23	-1,83	
<b>I22 MG6</b>	0,5	≥90	>90	-15,57	-14,65		<b>I22 MG12</b>	0,5	≥90	>90	-28,51	-28,46	
	12,5	≥90	>90	-13,32	-14,24			12,5	≥90	>90	-13,92	-14,62	
	50	≥90	>90	-12,46	-16,41			50	≥90	>90	-11,79	-14,18	
<b>I22 MG7</b>	0,5	≥90	>90	-9,31	-8,58		<b>I22 MG13</b>	0,5	≥90	>90	-23,50	-22,08	
	12,5	≥90	>90	-24,47	-29,59			12,5	≥90	>90	-19,04	-18,05	
	50	≥90	>90	-15,52	-16,00			50	≥90	>90	-16,10	-18,25	

**QA-QC** - Il test è stato effettuato con il lotto batterico n. 10641121 A (scadenza 12/23) Il valore della EC50(15') = 11,32mg/l (LC= 8,81mg/l e UC=14,55mg/l) conseguito con la sostanza di riferimento ZnSO<sub>4</sub> ·7H<sub>2</sub>O rientra nei limiti della carta di controllo del laboratorio. Il test non rileva tossicità.

#### **Pheodactylum tricornutum**

Nella **Tabella 62** sono riportati i risultati del test d'inibizione della crescita algale (72 h) con *P. tricornutum*. I risultati sono espressi come la media ± DS del numero di cellule (n. di repliche/campione=3) e come EC20/50 %. In tabella è anche riportata la media ± DS del numero di cellule del controllo negativo rappresentato da acqua di mare naturale.

**QA-QC** - Il test con il tossico di riferimento (dicromato di potassio-come ione cromo) ha fornito il valore dell'EC50 =3,13 mg/l (L.C. 95%: 2,87-3,46), rientra all'interno della carta di controllo del laboratorio. Il test è stato ritenuto valido in quanto la crescita algale nei controlli negativi, rispetto all'inoculo iniziale, ha superato il fattore 17, come indicato nel metodo ISO 10253.

**Tabella 62** - Risultati del test con *Phaeodactylum tricornutum* condotti sui campioni di acqua (incubazione 72 h) prelevati a diverse profondità (esprese in metri). EC<sub>20/50</sub> (L.C. 95%) espressa in %.

Campione	Prof. (m)	EC <sub>20/50</sub> %	Media N. cell. ± DS x 10 <sup>5</sup> /ml	Tossicità	Campione	Prof. (m)	EC <sub>20/50</sub> %	Media N. cell. ± DS x 10 <sup>5</sup> /ml	Tossicità
Controllo			6,03 ± 0,45						
<b>I22 MG3</b>	0,5	≥90/>100	6,40 ± 1,25	Assente	<b>I22 MG9</b>	0,5	≥90/>100	8,33 ± 1,72	Assente
	12,5	≥90/>100	5,40 ± 0,10			12,5	≥90/>100	9,10 ± 0,80	
	50	≥90/>100	5,23 ± 0,67			50	≥90/>100	7,37 ± 0,25	
<b>I22 MG5</b>	0,5	≥90/>100	5,46 ± 0,25		<b>I22 MG10</b>	0,5	≥90/>100	7,57 ± 0,70	
	12,5	≥90/>100	5,50 ± 0,26			12,5	≥90/>100	8,73 ± 1,27	
	50	≥90/>100	6,13 ± 0,45			50	≥90/>100	7,83 ± 0,06	
<b>I22 MG6</b>	0,5	≥90/>100	8,40 ± 0,95		<b>I22 MG12</b>	0,5	≥90/>100	9,00 ± 1,37	
	12,5	≥90/>100	7,43 ± 0,83			12,5	≥90/>100	5,67 ± 0,25	
	50	≥90/>100	8,10 ± 1,04			50	≥90/>100	5,67 ± 0,25	
<b>I22 MG7</b>	0,5	≥90/>100	7,93 ± 0,85		<b>I22 MG13</b>	0,5	≥90/>100	5,73 ± 0,60	
	12,5	≥90/>100	10,93 ± 0,25			12,5	≥90/>100	7,70 ± 0,78	
	50	≥90/>100	11,00 ± 0,44			50	≥90/>100	8,50 ± 0,46	

### Dicentrarchus labrax

Nella **Tabella 63** sono riportati i risultati relativi al saggio di tossicità acuta condotto sui campioni di colonna d'acqua utilizzando giovanili di *D. labrax* (73±10 mm). Pur non essendo disponibile una scala di tossicità per questa tipologia di saggio biologico, tutti i campioni hanno mostrato una % di mortalità inferiore al 10%, limite indicato come mortalità accettabile nel controllo. Il saggio con tossico di riferimento ha mostrato valori di LC50 pari a 2,93 mg/L (L.C. 95%: 2,11 mg/L-3,27 mg/L), valore che rientra all'interno della carta di controllo del laboratorio (1,96-3,58 mg/L).

**Tabella 63** - Risultati del test con giovanili di *Dicentrarchus labrax* esposte a campioni di colonna d'acqua (96 h). Screening test su campioni tal quale (senza diluizioni). Il controllo è costituito da acqua di stabulazione. Volume 5000 ml, aerazione, % saturazione ossigeno disciolto >90%, pH range 8,10-8,25, salinità 38 ‰, temperatura 20,5±1 °C.

Campione	Prof. (m)	N. pesci esposti				Tossicità acuta	Campione	Prof. (m)	N. pesci esposti				Tossicità acuta
		repl. 1	repl. 2	repl. 3	% mortalità (media)				repl. 1	repl. 2	repl. 3	% mortalità (media)	
Controllo	-	10	10	10	0,0								
<b>I22 MG3</b>	0,5	10	10	10	0,0	Assente	<b>I22 MG9</b>	0,5	10	10	10	0,0	Assente
	12,5	10	10	10	0,0			12,5	10	10	10	3,3	
	50	10	10	10	0,0			50	10	10	10	0,0	
<b>I22 MG5</b>	0,5	10	10	10	0,0		<b>I22 MG10</b>	0,5	10	10	10	0,0	
	12,5	10	10	10	0,0			12,5	10	10	10	0,0	
	50	10	10	10	0,0			50	10	10	10	3,3	
<b>I22 MG6</b>	0,5	10	10	10	3,3		<b>I22 MG12</b>	0,5	10	10	10	0,0	
	12,5	10	10	10	0,0			12,5	10	10	10	0,0	
	50	10	10	10	0,0			50	10	10	10	0,0	
<b>I22 MG7</b>	0,5	10	10	10	0,0		<b>I22 MG13</b>	0,5	10	10	10	0,0	
	12,5	10	10	10	0,0			12,5	10	10	10	0,0	
	50	10	10	10	0,0			50	10	10	10	3,3	

### Paracentrotus lividus

QA-QC – Il test eseguito con la sostanza di riferimento ha fornito una EC<sub>50</sub> di 25,88 µg l<sup>-1</sup> di Cu (LC=24,04 e UC=27,86), che rientra nei limiti della carta di controllo del laboratorio. La percentuale media di embrioni allo stadio di pluteo (90 ± 1,00%) è risultata conforme, in quanto superiore al limite del 75% e inferiore al limite del 95%.

Le percentuali degli embrioni che hanno raggiunto lo stadio di pluteo nel test di embriotossicità (72ore) con *P.lividus* e successiva stima della tossicità cronica (EC20/50) dei campioni della colonna d'acqua sono riportati nella seguente tabella.

La quasi totalità dei campioni risulta priva di tossicità.

Laddove presente, la tossicità bassa non è unicamente associata alle stazioni vicine al Terminale.

Tabella 64 - Risultati del test di embriotossicità (72 ore) con <i>P.lividus</i> e successiva stima della tossicità cronica.								
Campione/ Prof. (m)	Concentrazione (%) del campione	% media di plutei ( $\pm$ dev,st %)		% media di embrioni non sviluppati	Correzione ABBOTT (embrioni non sviluppati)	EC 20 (%)	EC 50 (%)	Tossicità
Controllo		90	$\pm$ 1,00	10	0	$\geq 90$	>100	
I22 MG3/0,5	100	76	$\pm$ 1,53	24	15			Assente
	50	83	$\pm$ 2,08	17	8	$\geq 90$	>100	
	25	86	$\pm$ 1,15	14	4			
I22MG3/12,5	100	65	$\pm$ 1,53	35	27			Bassa
	50	79	$\pm$ 1,53	21	13	70,7	>100	
	25	84	$\pm$ 1,53	16	6			
I22 MG3/50	100	75	$\pm$ 1,15	25	16			Assente
	50	82	$\pm$ 2,52	18	9	$\geq 90$	>100	
	25	86	$\pm$ 1,15	14	4			
I22 MG5/0,5	100	76	$\pm$ 1,00	24	16			Assente
	50	80	$\pm$ 1,53	20	11	$\geq 90$	>100	
	25	87	$\pm$ 0,58	13	4			
I22 MG5/12,5	100	78	$\pm$ 2,08	22	14			Assente
	50	82	$\pm$ 1,53	18	9	$\geq 90$	>100	
	25	86	$\pm$ 1,53	14	4			
I22 MG5/50	100	67	$\pm$ 1,53	33	25			Bassa
	50	77	$\pm$ 2,00	23	14	74,7	>100	
	25	85	$\pm$ 1,53	15	5			
I22 MG6/0,5	100	76	$\pm$ 1,53	24	15			Assente
	50	81	$\pm$ 1,53	19	10	$\geq 90$	>100	
	25	87	$\pm$ 1,53	13	4			
I22 MG6/12,5	100	72	$\pm$ 1,53	28	20			Assente
	50	79	$\pm$ 1,15	21	12	$\geq 90$	>100	
	25	85	$\pm$ 1,73	15	6			
I22 MG6/50	100	72	$\pm$ 2,08	28	20			Assente
	50	80	$\pm$ 2,00	20	11	$\geq 90$	>100	
	25	86	$\pm$ 1,73	14	4			
I22 MG7/0,5	100	77	$\pm$ 2,08	23	15			Assente
	50	84	$\pm$ 1,15	16	7	$\geq 90$	>100	
	25	87	$\pm$ 1,53	13	4			
I22 MG7/12,5	100	77	$\pm$ 1,15	23	15			Assente
	50	84	$\pm$ 1,53	16	7	$\geq 90$	>100	
	25	86	$\pm$ 1,15	14	4			
I22 MG7/50	100	54	$\pm$ 2,00	46	40			Bassa
	50	75	$\pm$ 1,53	25	17	51,9	>100	
	25	82	$\pm$ 2,08	18	9			
I22 MG9/0,5	100	70	$\pm$ 0,58	30	23			Bassa
	50	80	$\pm$ 1,53	20	11	89,2	>100	
	25	84	$\pm$ 2,00	16	7			
I22 MG9/12,5	100	56	$\pm$ 1,53	44	37			Bassa
	50	72	$\pm$ 1,53	28	20	50,2	>100	
	25	82	$\pm$ 2,00	18	9			
I22 MG9/50	100	63	$\pm$ 1,15	37	30			Bassa
	50	77	$\pm$ 2,08	23	14	66,2	>100	
	25	85	$\pm$ 1,53	15	6			
I22 MG10/0,5	100	73	$\pm$ 2,08	27	19			Assente
	50	79	$\pm$ 1,73	21	12	$\geq 90$	>100	
	25	86	$\pm$ 2,08	14	4			

**Tabella 64** - Risultati del test di embriotossicità (72 ore) con *P.lividus* e successiva stima della tossicità cronica.

Campione/ Prof. (m)	Concentrazione (%) del campione	% media di plutei (± dev.st %)		% media di embrioni non sviluppati		Correzione ABBOTT (embrioni non sviluppati)	EC 20 (%)	EC 50 (%)	Tossicità
I22 MG10/12,5	100	66	± 1,00	34		27			Bassa
	50	80	± 2,08	20		11	76,6	>100	
	25	85	± 1,15	15		5			
I22 MG10/50	100	74	± 1,53	26		17			Assente
	50	83	± 2,00	17		8	≥90	>100	
	25	87	± 1,53	13		4			
I22 MG12/0,5	100	75	± 1,53	25		16			Assente
	50	80	± 1,53	20		11	≥90	>100	
	25	87	± 1,73	13		3			
I22 MG12/12,5	100	76	± 1,53	24		15			Assente
	50	81	± 1,53	19		10	≥90	>100	
	25	87	± 0,58	13		4			
I22 MG 12/50	100	46	± 1,53	54		49			Bassa
	50	68	± 2,08	32		25	40,7	>100	
	25	82	± 1,53	18		9			
I22 MG13/0,5	100	54	± 2,08	46		40			Bassa
	50	73	± 2,00	27		19	52	>100	
	25	84	± 2,00	16		7			
I22 MG13/12,5	100	65	± 1,15	35		27			Bassa
	50	77	± 2,08	23		14	69,9	>100	
	25	84	± 1,00	16		7			
I22 MG13/50	100	71	± 1,15	29		21			Assente
	50	80	± 2,00	20		11	≥90	>100	
	25	86	± 1,73	14		4			

### **Acartia tonsa**

Nelle due tabelle successive sono riportati i risultati relativi al saggio di tossicità acuta condotto sui campioni di colonna d'acqua utilizzando uova di *Acartia tonsa*. Il numero di sopravvissuti per replica è stato conteggiato a 24 e 48 ore di esposizione. Tutti i campioni hanno mostrato assenza di tossicità alla massima concentrazione.

**Tabella 65** - Risultati relativi al saggio di tossicità acuta con *A. tonsa* e successiva stima della tossicità cronica. EC50 24h (L.C. 95%) con sostanza di riferimento  $NiCl_2 \cdot 6H_2O = 0,31 \text{ mg Ni}^{2+}/L (0,24-0,39)$ .

Campione	Prof. (m)	Sopravvivenza media (± dev. st. %)			Mortalità media			Tossicità
<b>Controllo</b>		93,33	±	0,52	6,67	±	0,52	
I22 MG3	0,5	90	±	0,55	10	±	0,55	Assente
	12,5	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
	50	93,33	±	0,52	6,67	±	0,52	Assente
I22 MG5	0,5	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
	12,5	100	±	0	0	±	0	Assente
	50	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
I22 MG6	0,5	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
	12,5	100	±	0	0	±	0	Assente
	50	93,33	±	0,52	6,67	±	0,52	Assente
I22 MG7	0,5	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
	12,5	100	±	0	0	±	0	Assente
	50	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
I22 MG9	0,5	100	±	0	0	±	0	Assente
	12,5	100	±	0	0	±	0	Assente
	50	100	±	0	0	±	0	Assente

**Tabella 65** - Risultati relativi al saggio di tossicità acuta con *A. tonsa* e successiva stima della tossicità cronica. EC50 24h (L.C. 95%) con sostanza di riferimento  $\text{NiCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O} = 0,31 \text{ mg Ni}^{2+}/\text{L}$  (0,24-0,39).

<b>I22 MG10</b>	0,5	93,33	±	0,52	6,67	±	0,52	Assente
	12,5	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
	50	100	±	0	0	±	0	Assente
<b>I22 MG12</b>	0,5	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
	12,5	100	±	0	0	±	0	Assente
	50	93,33	±	0,52	6,67	±	0,52	Assente
<b>I22 MG13</b>	0,5	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
	12,5	100	±	0	0	±	0	Assente
	50	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente

**Tabella 66** - Risultati relativi al saggio di tossicità acuta con *A. tonsa*. EC50 48h (L.C. 95%) con sostanza di riferimento  $\text{NiCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O} = 0,23 \text{ mg Ni}^{2+}/\text{L}$  (0,17-0,26)

	Sopravvivenza media			Mortalità media			Tossicità	
<b>Controllo</b>		93,33	±	0,52	6,67	±	0,52	
<b>I22 MG3</b>	0,5	86,67	±	0,52	13,33	±	0,52	Assente
	12,5	93,33	±	0,52	6,67	±	0,52	Assente
	50	93,33	±	0,52	6,67	±	0,52	Assente
<b>I22 MG5</b>	0,5	93,33	±	0,82	6,67	±	0,82	Assente
	12,5	93,33	±	0,52	6,67	±	0,52	Assente
	50	93,33	±	0,52	6,67	±	0,52	Assente
<b>I22 MG6</b>	0,5	93,33	±	0,52	6,67	±	0,52	Assente
	12,5	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
	50	93,33	±	0,52	6,67	±	0,52	Assente
<b>I22 MG7</b>	0,5	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
	12,5	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
	50	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
<b>I22 MG9</b>	0,5	90	±	0,84	10	±	0,84	Assente
	12,5	100	±	0	0	±	0	Assente
	50	93,33	±	0,52	6,67	±	0,52	Assente
<b>I22 MG10</b>	0,5	93,33	±	0,52	6,67	±	0,52	Assente
	12,5	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
	50	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
<b>I22 MG12</b>	0,5	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
	12,5	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
	50	93,33	±	0,52	6,67	±	0,52	Assente
<b>I22 MG13</b>	0,5	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente
	12,5	93,33	±	0,52	6,67	±	0,52	Assente
	50	96,67	±	0,41	3,33	±	0,41	Assente

## 4.2 Biota

### 4.2.1 Macrozoobenthos

Lo studio ha portato alla raccolta e determinazione di 11430 individui appartenenti a 210 specie comprendenti anellidi (policheti), molluschi, artropodi (crostacei), sipunculidi, echinodermi, nemertini.

**Tabella 67** - Lista delle specie macrobentoniche rinvenute nell'inverno (I22).

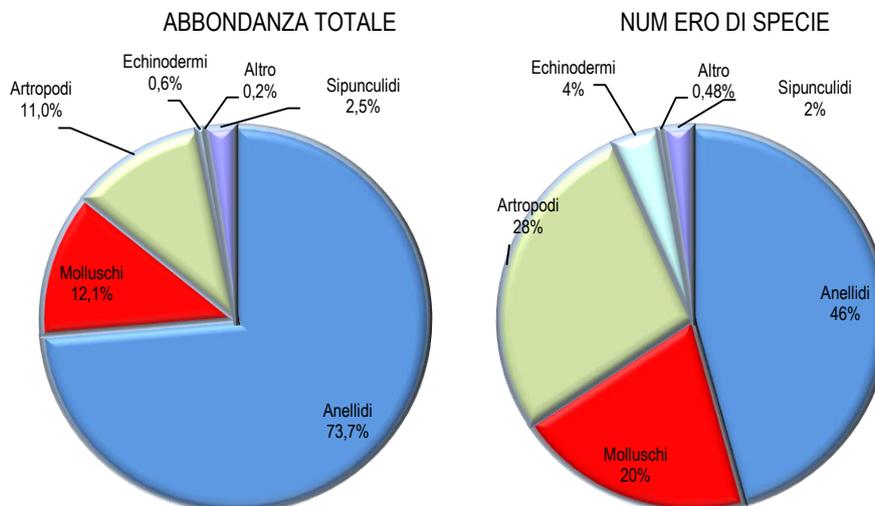
Tabella 67 - Lista delle specie macrobentoniche rinvenute nell'inverno (I22).		
<b>Annelida</b>		
<i>Abyssoninoe hibernica</i> (McIntosh, 1903)	<i>Gallardoneris iberica</i> Martins, Carrera-Parra, Quintino & Rodrigues, 2012	<i>Paradiopatra lepta</i> (Chamberlin, 1919)
<i>Ampharete acutifrons</i> (Grube, 1860)	<i>Glycera alba</i> (O.F. Müller, 1776)	<i>Paralacydonia paradoxa</i> Fauvel, 1913
<i>Amphicteis gunneri</i> (M. Sars, 1835)	<i>Glycera tessellata</i> Grube, 1863	<i>Parapriospio pinnata</i> (Ehlers, 1901)
<i>Ancistrosyllis groenlandica</i> Mc Intosh, 1879	<i>Glycera unicornis</i> Lamarck, 1818	<i>Paucibranchia bellii</i> (Audouin & Milne Edwards, 1833)
<i>Anobothrus gracilis</i> (Malmgren, 1866)	<i>Goniada</i> sp.	<i>Phyllodoce mucosa</i> Örsted, 1843
<i>Aphelochaeta marioni</i> (Saint-Joseph, 1894)	<i>Harmothoe</i> sp.	<i>Phyllodoce</i> sp.
<i>Aponuphis bilineata</i> (Baird, 1870)	<i>Heteromastus filiformis</i> (Claparède, 1864)	<i>Pilargis verrucosa</i> (Saint-Joseph, 1899)
<i>Aponuphis brementi</i> (Fauvel, 1916)	<i>Heterospio mediterranea</i> Laubier, Picard & Ramos, 1972	<i>Piromis eruca</i> (Claparède, 1870)
<i>Aricidea assimilis</i> Tebble, 1959	<i>Hyalinoecia tubicola</i> (O. F. Müller, 1776)	<i>Pista cristata</i> (O. F. Müller, 1776)
<i>Aricidea claudiae</i> Laubier, 1967	<i>Kirkegaardia heterochaeta</i> (Laubier, 1961)	<i>Poecilochaetus fauchaldi</i> Pilato & Cantone, 1976
<i>Aricidea mariannae</i> Katzmann & Laubier, 1975	<i>Lagis koreni</i> (Malmgren, 1866)	<i>Polycirrus</i> sp.
<i>Aricidea monicae</i> Laubier, 1967	<i>Laonice grimaldii</i> Sikorski, Nygren & Mikac, in Sikorski et al. 2021	<i>Polygordius</i> sp.
<i>Auchenoplax crinita</i> Ehlers, 1887	<i>Leiocapitella dollfusi</i> (Fauvel, 1936)	<i>Praxillella gracilis</i> (M. Sars, 1861)
<i>Bispira</i> sp.	<i>Lepidasthenia brunnea</i> Day, 1960	<i>Prionospio ehlersi</i> Fauvel, 1928
<i>Chaetozone carpenteri</i> McIntosh, 1911	<i>Levinsenia demiri</i> Çinar, Dagli & Acik, 2011	<i>Prionospio fallax</i> Soderstrom, 1920
<i>Chaetozone setosa</i> Malmgren, 1867	<i>Levinsenia gracilis</i> (Tauber, 1879)	<i>Prionospio</i> sp.
<i>Chirimia biceps</i> (M. Sars, 1861)	<i>Levinsenia kosswigi</i> Çinar, Dagli & Acik, 2011	<i>Schistomeringos rudolphi</i> (Delle Chiaje, 1828)
<i>Chloëia venusta</i> Quatrefages, 1865	<i>Lumbrineriopsis paradoxa</i> (Saint-Joseph, 1888)	<i>Scolelepis foliosa</i> (Audouin & Milne-Edwards, 1833)
Cirratulidae ind.	<i>Lumbrineris luciliae</i> Martins, Carrera-Parra, Quintino & Rodrigues, 2012	<i>Scoloplos amiger</i> (O.F. Müller, 1776)
<i>Cossura soyeri</i> Laubier, 1962	<i>Lumbrineris</i> sp.	<i>Sigambra tentaculata</i> (Treadwell, 1941)
<i>Dasybranchus caducus</i> (Grube, 1846)	<i>Lysidice unicornis</i> (Grube, 1840)	<i>Sphaerodoridium</i> sp.
<i>Diplocirrus glaucus</i> (Malmgren, 1867)	<i>Magelona alleni</i> Wilson, 1958	<i>Sphaerosyllis</i> sp. Taylori Perkins, 1981
<i>Drilonereis filum</i> (Claparède, 1868)	<i>Maldane glebifex</i> Grube, 1860	<i>Spio multicolata</i> (Rioja, 1918)
<i>Eteone</i> sp.	<i>Melinna palmata</i> Grube, 1860	<i>Spiochaetopterus costarum</i> (Claparède, 1869)
<i>Euchone</i> sp.	<i>Metasychis gotoi</i> (Izuka, 1902)	<i>Spiophanes kroyeri</i> Grube, 1860
<i>Euclymene lombricoides</i> (Quatrefages, 1866)	<i>Nephtys hystricis</i> Mc Intosh, 1900	<i>Sternaspis scutata</i> (Ranzani, 1817)
<i>Euclymene oerstedii</i> (Claparède, 1863)	<i>Nephtys incisa</i> Malmgren, 1865	<i>Syllis alternata</i> Moore, 1908
<i>Eunice vittata</i> (Delle Chiaje, 1828)	<i>Ninoe armoricana</i> Glémarec, 1968	<i>Syllis amica</i> Quatrefages, 1866
<i>Eupanthalis kinbergi</i> McIntosh, 1876	<i>Notomastus profundus</i> (Eisig, 1887)	<i>Syllis parapar</i> San Martin & López, 2000
<i>Exogone verugera</i> (Claparède, 1868)	<i>Ophelina abranchiata</i> Støp-Bowitz, 1948	<i>Syllis</i> sp. Savigny, 1818
<i>Fauveliopsis</i> sp.	<i>Orbinia sertulata</i> (Savigny, 1822)	<i>Terebellides mediterranea</i> Parapar, Mikac & Fiege, 2013
<i>Galathowenia oculata</i> Zachs, 1923	<i>Oxydromus flexuosus</i> (Delle Chiaje, 1827)	<i>Terebellides stroemii</i> M. Sars, 1835
<b>Arthropoda</b>		
<i>Abiodomellita gladiosa</i> (Spence Bate, 1862)	<i>Eurynome aspera</i> (Pennant, 1777)	<i>Maera grossimana</i> (Montagu, 1808)
<i>Akanthophoreus gracilis</i> (Krøyer, 1842)	<i>Gammaropsis maculata</i> (Johnston, 1827)	<i>Medicorophium rotundirostre</i> (Stephensen, 1915)
<i>Alpheus glaber</i> (Olivier, 1792)	<i>Gammaropsis</i> sp.	<i>Metaphoxus simplex</i> Bate, 1857
<i>Ampelisca</i> sp.	<i>Gnathia oxyurea</i> (Lilljeborg, 1855)	<i>Paraphoxus oculatus</i> (G.O. Sars, 1879)
<i>Anapagurus petiti</i> Dechancé & Forest, 1962	<i>Goneplax rhomboides</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Pardaliscella boeckii</i> (Malm, 1870)
<i>Apherusa</i> sp.	<i>Haliophasma</i> sp.	<i>Periculodes longimanus</i> (Bate & Westwood, 1868)
<i>Araphura brevimanus</i> (Lilljeborg, 1864)	<i>Haploops nirae</i> Kaim Malka, 1976	<i>Photis longicaudata</i> (Bate & Westwood, 1862)
<i>Athanas</i> sp.	<i>Harpinia antennaria</i> Meinert, 1890	<i>Phtisica marina</i> Slabber, 1769
<i>Campylaspis glabra</i> G.O. Sars, 1880	<i>Harpinia crenulata</i> (Boeck, 1871)	<i>Pilumnus spinifer</i> H. Milne-Edwards, 1834
<i>Campylaspis macrophthalma</i> Sars, 1879	<i>Harpinia dellavallei</i> Chevreux, 1910	<i>Processa canaliculata</i> Leach, 1815
<i>Carangoliopsis spinulosa</i> Ledoyer, 1970	<i>Hippomedon bidentatus</i> Chevreux, 1903	<i>Processa macrophthalma</i> Nouvel & Holthuis, 1957
<i>Collettea cylindrata</i> (Sars, 1882)	<i>Hippomedon massiliensis</i> Bellan-Santini, 1965	<i>Pseudotanaïs</i> sp.
<i>Deflexilodes gibbosus</i> (Chevreux, 1888)	<i>Homola barbata</i> (J. C. Fabricius, 1793)	<i>Scalpellum scalpellum</i> (Linnaeus, 1767)
<i>Desmosoma</i> sp.	<i>Inachus dorsettensis</i> (Pennant, 1777)	<i>Solenocera membranacea</i> (Risso, 1816)
<i>Diastylis dorphora</i> Fage, 1940	<i>Kupellonura mediterranea</i> Barnard, 1925	<i>Stenothoe</i> sp.
<i>Diastylis</i> sp. Say, 1818	<i>Leucon (Epileucon) longirostris</i> Sars, 1871	<i>Synchelidium longidigitatum</i> Ruffo, 1947
<i>Ebalia cranchii</i> Leach, 1817	<i>Leucon</i> sp. 2	<i>Tuberapseudes echinatus</i> (Sars, 1882)
<i>Eriopisa elongata</i> (Bruzellius, 1859)	<i>Leucothoe lilljeborgi</i> Boeck, 1861	<i>Urothoe elegans</i> (Costa, 1853)
<i>Eudorella nana</i> Sars, 1879	<i>Liocarcinus</i> sp.	<i>Westwoodilla rectirostris</i> (Della Valle, 1893)
<i>Eurydice spinigera</i> Hansen, 1890		

Echinodermata		
<i>Amphipholis squamata</i> (Delle Chiaje, 1828)	<i>Neocucumis marionii</i> (Marenzeller von, 1877)	<i>Ophiothrix quinque maculata</i> Müller-Troschel, 1842
<i>Amphiura chiajei</i> Forbes, 1843	<i>Oestergrenia digitata</i> (Montagu, 1815)	<i>Ophiura albida</i> Forbes, 1839
<i>Amphiura filiformis</i> (O. F. Müller, 1776)	<i>Ophiacantha setosa</i> (Bruzelius, 1805)	
Mollusca		
<i>Abra longicallus</i> Scacchi, 1834	<i>Falcidens gutturosus</i> (Kowalevsky, 1901)	<i>Parvicardium exiguum</i> (Gmelin, 1791)
<i>Abra nitida</i> (O.F. Muller, 1776)	<i>Hyala vitrea</i> (Montagu, 1803)	<i>Philine catena</i> (Montagu, 1803)
<i>Abra prismatica</i> (Montagu, 1808)	<i>Kelliella abyssicola</i> (Forbes, 1844)	<i>Pitar rudis</i> (Poli, 1795)
<i>Anomia ephippium</i> Linnaeus, 1758	<i>Kurtiella bidentata</i> (Montagu, 1803)	<i>Poromya granulata</i> (Nyst & Westendorp, 1839)
<i>Antalis inaequicostata</i> (Dautzenberg, 1891)	<i>Lembulus pella</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Prochaetoderma raduliferum</i> (Kowalevsky, 1901)
<i>Bathyarca pectunculoides</i> (Scacchi, 1834)	<i>Mendicula ferruginosa</i> (Forbes, 1844)	<i>Pulsellum lofotense</i> (M. Sars, 1865)
<i>Cadulus jeffreysi</i> (Monterosato, 1875)	<i>Modiolus barbatus</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Saccella commutata</i> (Philippi, 1844)
<i>Capulus ungaricus</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Musculus subpictus</i> (Cantraine, 1835)	<i>Striarca lactea</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Cardiomya costellata</i> (Deshayes, 1835)	<i>Myrtea spinifera</i> (Montagu, 1803)	<i>Tellimya ferruginosa</i> (Montagu, 1808)
<i>Clathrella clathrata</i> (Philippi, 1844)	<i>Neopycnodonte cochlear</i> (Poli, 1795)	<i>Thyasira alleni</i> Carozza, 1981
<i>Cuspidaria rostrata</i> (Olivi, 1792)	<i>Nucula nitidosa</i> Winckworth, 1930	<i>Thyasira biplicata</i> (Philippi, 1836)
<i>Cylichna cylindracea</i> (Pennant, 1777)	<i>Nucula sulcata</i> (Bronn, 1831)	<i>Thyasira granulosa</i> (Monterosato, 1874)
<i>Ennucula aegeensis</i> (Forbes, 1844)	<i>Pandora pinna</i> (Montagu, 1803)	<i>Timoclea ovata</i> (Pennant, 1777)
<i>Eulima glabra</i> (Da Costa, 1778)	<i>Papillicardium minimum</i> (Philippi, 1836)	<i>Vitreolina incurva</i> (Bucquoy, Dautzenberg & Dollfus, 1883)
Sipuncula		
<i>Golfingia (Golfingia) elongata</i> (Keferstein, 1862)	<i>Nephasoma diaphanes</i> (Gerould, 1913)	<i>Phascolion (Phascolion) strombus strombus</i> (Montagu, 1804)
<i>Golfingia vulgaris vulgaris</i> (Blainville, 1827)	<i>Onchnesoma steenstrupii steenstrupii</i> Koren & Daniilssen, 1876	
Nemertea ind.		

Gli anellidi, rappresentati unicamente da policheti, risultano essere il gruppo dominante che con 8420 individui rappresentano il 73,7% dell'abbondanza totale. I molluschi e i crostacei, secondi e terzi in ordine di abbondanza, forniscono, rispettivamente, il 12,1 e l'11% di contributo, mentre i sipunculidi rimangono al 2,5%. Gli echinodermi (66 individui) superano di poco lo 0,5% in totale (**Figura 33**).

Più equilibrata risulta essere la ripartizione delle specie tra i vari gruppi, sebbene anche da questo punto di vista gli anellidi policheti si confermino il taxon dominante fornendo quasi la metà delle specie rinvenute (96 specie). Crostacei e Molluschi sono abbastanza equamente rappresentati fornendo il 28% e il 20% delle specie totali.

Gli echinodermi e i sipunculidi forniscono, rispettivamente, il 4% e il 2% di specie al panorama faunistico.



**Figura 33** - Ripartizione dell'abbondanza totale e del numero di specie tra i principali taxa rinvenuti nell'Inverno2022. Altro= nemertini.

Ai policheti appartengono le specie rinvenute col maggior numero di individui. Le prime tre specie dominanti, sono, infatti, policheti e rappresentano quasi la metà dell'abbondanza totale (47,6%).

*Levinsenia demiri* (4197 individui) è in assoluto il polichete più abbondante e da solo rappresenta il 36,7% dell'abbondanza totale. *Kirkegaardia heterochaeta* seconda in ordine di abbondanza, fornisce meno del 7% di contributo all'abbondanza totale seguita da *Paradiopatra lepta* (462 individui) con un contributo di circa 4% (**Figura 34**). Il crostaceo *Carangoliopsis spinulosa* la quarta specie in ordine di abbondanza, con 418 individui, supera di poco il 3,5% di contributo. Questo risultato, che conferma quanto emerso dalla fase di "bianco", dimostra che l'area è caratterizzata da un panorama faunistico dominato da poche specie molto abbondanti affiancate da un elevato numero

di specie presenti con pochi individui. Infatti 195 specie (ossia 92,86% del totale) contribuiscono per meno dell'1% (nell'insieme apportano un contributo del 27,2%) all'abbondanza totale. Inoltre il 17,14% delle specie è presente con un solo individuo.

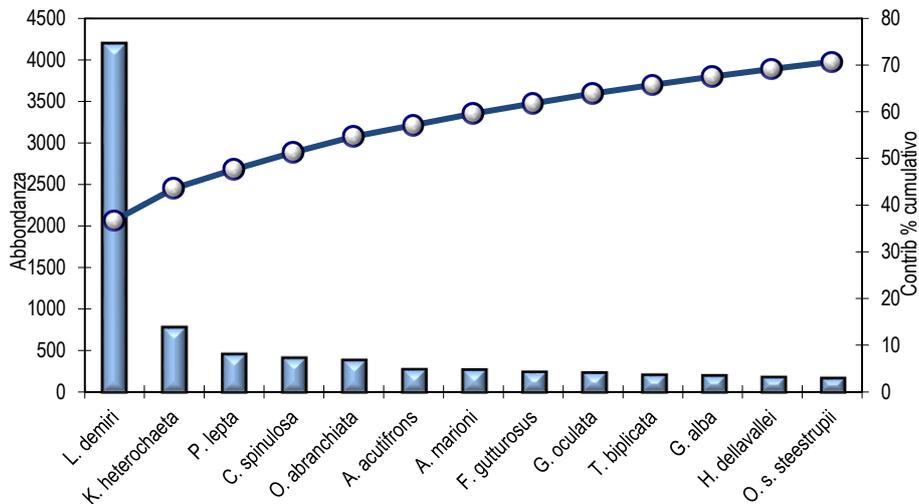


Figura 34 - Abbondanza totale e contributo percentuale cumulativo delle specie dominanti (I22).

Le specie dominanti e diffuse, fanno sì che le repliche esibiscano una elevata similarità tra di loro, mai inferiore al 70% e con un picco in I22 MG4 pari a 86,98%. Similarità maggiore dell'80% è stata rilevata anche in I22 MG6 (83,37%), I22 MG10 (81,22%), I22 MG12 (82,87%), I22 MG14 (82,01%). *Levinsenia demiri* dà il contributo maggiore a tale similarità in tutte le stazioni, contributo che in molti casi (I22 MG1, I22 MG6, I22 MG7, I22 MG8, I22 MG2) supera il 45%, con un picco in I22 MG4 pari a 54,58%. Nelle stazioni I22 MG2 e I22 MG9 il contributo è inferiore al 30%

La seconda specie che determina la similarità tra stazioni è variabile, ma prevalentemente si tratta di *Kirkegaardia heterochaeta* e *Carangoliopsis spinulosa*, ma in tutti i casi il contributo è molto basso e supera raramente il 10%.

*Levinsenia demiri* spiega anche la distribuzione dei punti stazione nel piano di ordinamento ottenuto dal non-Metric Multidimensional Scaling (n-MDS): da sinistra a destra, infatti, la stazioni presentano un gradiente crescente di abbondanza di questa specie (Figura 35).

Il crostaceo *Carangoliopsis spinulosa* spiega la posizione dei punti situati nella parte alta del plot (I22 MG4, I22 MG9, I22 MG12) dove questa specie esibisce un'abbondanza media superiore a 20.

Nella parte bassa del plot, invece, sono situate le stazioni con i maggiori valori di abbondanza dei policheti *Eunice vittata* e *Lumbrineris luciliae*.

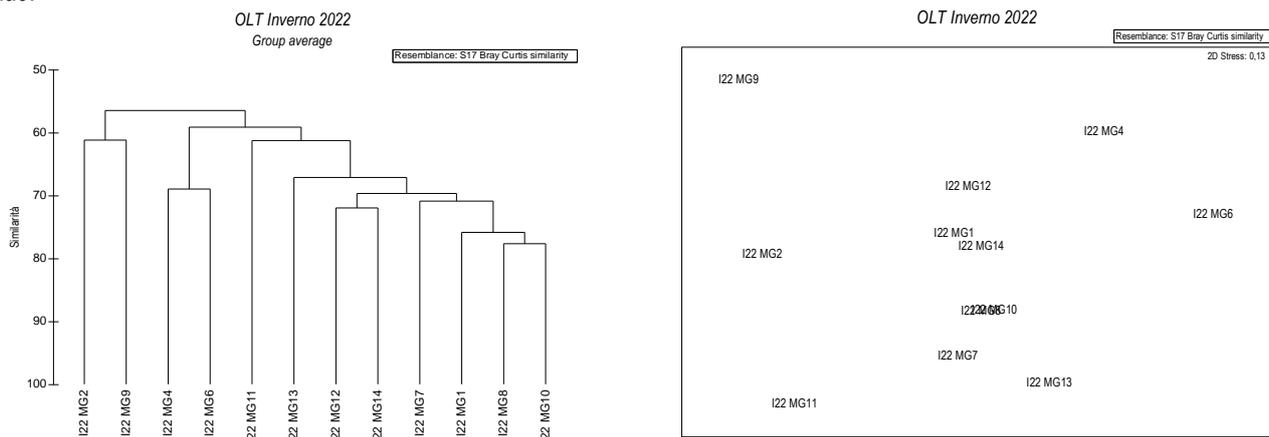


Figura 35 - Risultati della cluster analysis (group average) a sinistra, piano di ordinamento ottenuto dal n-MDS, a destra. La matrice triangolare è stata ottenuta tramite l'indice di Bray-Curtis.

Anche dal punto di vista strutturale i parametri indagati risultano variabili da stazione a stazione. Il numero di specie medio (ossia ottenuto dopo il calcolo della media tra repliche) varia tra 39 minimo rilevato in I22 MG12 e 70,25, massimo osservato in I22 MG13.

Le stazioni I22 MG1, I22 MG11, I22 MG12, I22 MG9, I22 MG14 hanno un numero di specie più basso rispetto alla media totale (51,9±9,2). In totale il numero di specie rilevato complessivamente nelle quattro stazioni più vicine all'FSRU è pari a 161 di cui 40 esclusive ossia non rilevate nelle altre stazioni. Il numero totale di specie rilevato nelle stazioni più lontane (MG1, MG2, MG9, MG10) è 140 (di cui 26 esclusive), mentre quelle trovate nelle stazioni intermedie (MG4, MG8, MG11, MG14) è pari a 130 (di cui 25 esclusive).

L'abbondanza totale media delle stazioni esibisce il minimo (150,25) in I22 MG11 e il massimo (402,75) in I22 MG6. Nel complesso, N, esibisce una elevata variabilità tra stazioni, oscillando intorno al valore medio di  $238 \pm 66$ .

La diversità di Shannon-Weaver mostra il suo minimo in I22 MG4 (3,48) ed il massimo in I22 MG2 (4,9) con una media complessiva di  $4,13 \pm 0,39$ . Due delle stazioni poste presso il Terminale, hanno una diversità specifica maggiore rispetto al valore medio, due leggermente inferiore.

Fra le stazione più lontane (MG1, MG2, MG9, MG10) solo I22 MG1 esibisce un valore inferiore alla media, mentre tra quelle intermedie (MG4, MG8, MG11, MG14) solo I22 MG11 ha un valore superiore alla media generale. In nessun caso, quindi, si identifica un trend relazionabile alla distanza dal Terminale.

La ricchezza specifica di Margalef mostra il valore più elevato presso il Terminale (I22 MG13=12,42) dove tutti i valori (tranne I22 MG12) sono maggiori della media generale ( $9,29 \pm 1,45$ ). Confrontano le medie ottenute raggruppando le stazioni in ragione della loro distanza dal Terminale si osserva che il valore maggiore è stato rilevato presso quest'ultimo.

Infine l'equitabilità oscilla tra 0,85 (I22 MG2) e 0,62 (I22 MG4) con un valore medio di  $0,73 \pm 0,06$ . Tra stazioni poste presso il Terminale 2 mostrano un valore inferiori a tale media.

Nessun dato indica che presso il Terminale ci siano condizioni che comportano impoverimento del popolamento.

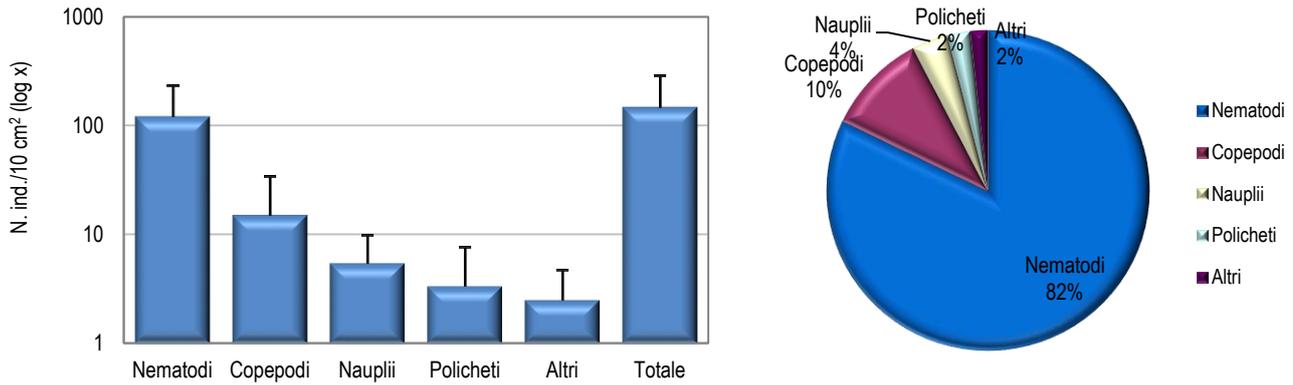
**Tabella 68** – Indici strutturali ( $\pm$ DS) relativi al popolamento macrobentonico. Numero di taxa (S), Numero di individui (N), Diversità specifica di Shannon-Weaver ( $H'$ ), Ricchezza specifica di Margalef (d), Equitabilità di Pielou (J). MG6, MG7, MG12, MG13: stazioni a 100 m dal Terminale)

Stazioni	S		N		d		$H'(\log_2)$		J	
I22 MG1	49,75	$\pm 1,71$	236,50	$\pm 15,26$	8,92	$\pm 0,32$	3,96	$\pm 0,17$	0,70	$\pm 0,03$
I22 MG2	55,25	$\pm 3,40$	211,25	$\pm 16,52$	10,13	$\pm 0,50$	4,90	$\pm 0,11$	0,85	$\pm 0,02$
I22 MG4	50,00	$\pm 2,83$	292,50	$\pm 11,85$	8,63	$\pm 0,54$	3,48	$\pm 0,14$	0,62	$\pm 0,02$
I22 MG6	61,00	$\pm 4,69$	402,75	$\pm 60,94$	10,01	$\pm 0,62$	3,89	$\pm 0,09$	0,66	$\pm 0,01$
I22 MG7	56,00	$\pm 3,16$	206,00	$\pm 6,22$	10,33	$\pm 0,64$	4,25	$\pm 0,30$	0,73	$\pm 0,05$
I22 MG8	52,25	$\pm 2,06$	238,00	$\pm 29,47$	9,38	$\pm 0,52$	4,04	$\pm 0,16$	0,71	$\pm 0,03$
I22 MG9	41,25	$\pm 1,26$	163,00	$\pm 10,49$	7,91	$\pm 0,29$	4,19	$\pm 0,18$	0,78	$\pm 0,03$
I22 MG10	58,75	$\pm 4,86$	266,75	$\pm 13,02$	10,34	$\pm 0,78$	4,26	$\pm 0,13$	0,73	$\pm 0,01$
I22 MG11	42,25	$\pm 2,63$	150,25	$\pm 4,19$	8,23	$\pm 0,48$	4,22	$\pm 0,17$	0,78	$\pm 0,02$
I22 MG12	39,00	$\pm 2,16$	221,25	$\pm 12,79$	7,04	$\pm 0,45$	3,75	$\pm 0,12$	0,71	$\pm 0,01$
I22 MG13	70,25	$\pm 5,97$	263,25	$\pm 20,07$	12,42	$\pm 0,90$	4,67	$\pm 0,15$	0,76	$\pm 0,01$
I22 MG14	44,50	$\pm 2,89$	206,00	$\pm 10,83$	8,17	$\pm 0,57$	3,90	$\pm 0,13$	0,71	$\pm 0,02$

#### 4.2.2 Meiobenthos

##### Dati delle singole stazioni

Il sedimento della stazione I22 MG1, caratterizzato da sabbia fine mista a silt, presenta una comunità meiobentonica costituita da otto gruppi tassonomici principali, con una densità complessiva di  $148,7 \pm 138,5$  ind./10 cm<sup>2</sup>. Dominano i Nematodi, che rappresentano l'82,2% della biocenosi ( $122,1 \pm 110,6$  ind./10 cm<sup>2</sup>). Seguono Copepodi ( $15,2 \pm 18,4$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 10,2%), Nauplii ( $5,5 \pm 4,2$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 3,7%) e Policheti ( $3,4 \pm 4,1$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 2,3%). I restanti quattro taxa, raggruppati nella categoria "Altri", costituiscono nel complesso l'1,7% della comunità ( $2,5 \pm 2,2$  ind./10 cm<sup>2</sup>); nessuno di questi raggiunge l'1% del popolamento complessivo (**Tabella 69; Figura 36**). In questo sito i valori degli indici di ricchezza di Margalef e di diversità di Shannon-Wiener corrispondono alla media calcolata per l'intera area, mentre l'equitabilità di Pielou risulta superiore ad essa (**Tabella 71**).

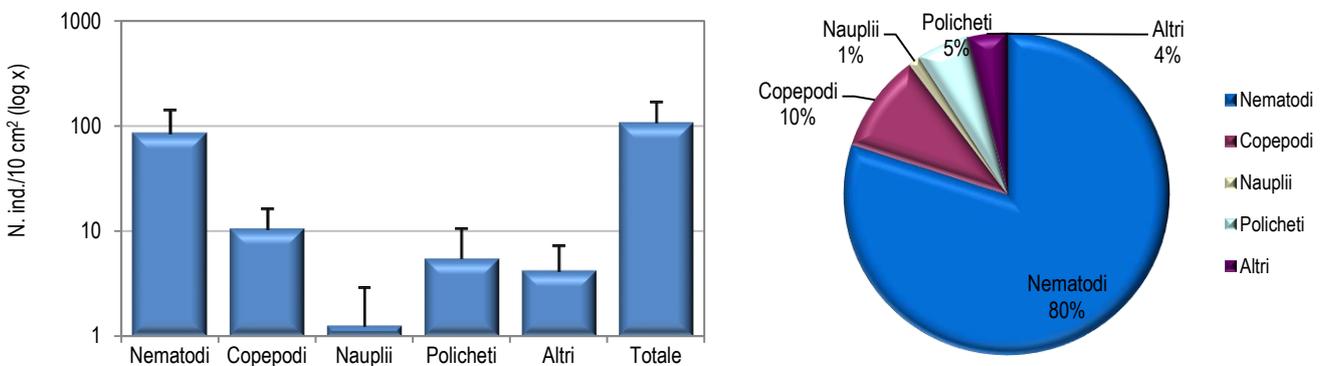


**Figura 36** - Stazione I22 MG1. Densità media ± deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).

**Tabella 69** - Struttura della comunità meiobentonica in I22 MG1, I22 MG2, I22 MG4, I22 MG6, I22 MG7, I22 MG8. Densità media (±DS) (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. L'abbondanza relativa (%) dei singoli taxa è stata calcolata in relazione alla densità totale.

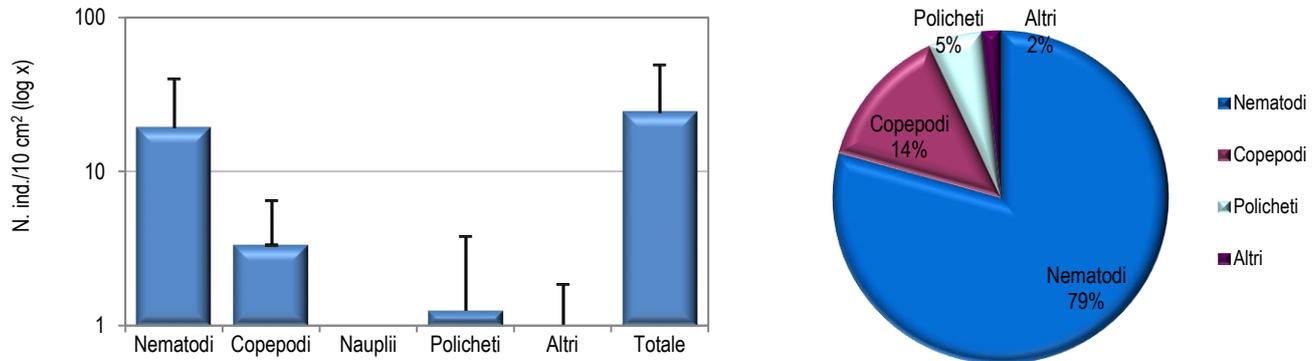
	I22 MG1		I22 MG2		I22 MG4		I22 MG6		I22 MG7		I22 MG8	
	Media±DS	%	Media±DS	%	Media±DS	%	Media±DS	%	Media±DS	%	Media±DS	%
Nematodi	122,1±110,6	82,2	85,9±55,5	80,0	19,4±20,7	79,3	44,6±23,5	79,7	120,4±82,6	67,9	18,1±15,9	78,2
Copepodi	15,2±18,4	10,2	10,5±5,7	9,8	3,4±3,1	13,8	5,1±8,0	9,0	20,2±16,6	11,4	0,8±1,0	3,6
Nauplii	5,5±4,2	3,7	1,3±1,6	1,2	-	-	0,4±0,8	0,8	1,3±1,6	0,7	-	-
Policheti	3,4±4,1	2,3	5,5±5,0	5,1	1,3±2,5	5,2	5,1±2,4	9,0	32,0±14,5	18,1	3,8±3,5	16,4
Chinorinchi	1,3±0,8	0,8	0,4±0,8	0,4	0,4±0,8	1,7	-	-	1,7±1,9	1,0	0,4±0,8	1,8
Turbellari	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ostracodi	0,4±0,8	0,3	-	-	-	-	-	-	0,4±0,8	0,2	-	-
Anfipodi	-	-	-	-	-	-	-	-	0,4±0,8	0,2	-	-
Idrozoi	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Isopodi	0,4±0,8	0,3	1,3±2,5	1,2	-	-	-	-	-	-	-	-
Bivalvi	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Caudofoveati	-	-	0,4±0,8	0,4	-	-	0,8±1,7	1,5	-	-	-	-
Nemertini	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Acari	-	-	-	-	-	-	-	-	0,4±0,8	0,2	-	-
Tanaidacei	0,4±0,8	0,3	1,7±1,4	1,6	-	-	-	-	-	-	-	-
Cumacei	-	-	0,4±0,8	0,4	-	-	-	-	-	-	-	-
Priapulidi	-	-	-	-	-	-	-	-	0,4±0,8	0,2	-	-
Loriciferi	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ciliati	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Altri (ΣChino-Cili)	2,5±2,2	1,7	4,2±2,9	3,9	0,4±0,8	1,7	0,8±1,7	1,5	3,4±2,8	1,9	0,4±0,8	1,8
Meiofauna totale	148,7±138,5	-	107,4±61,0	-	24,4±24,8	-	56,0±33,3	-	177,3±111,7	-	23,2±20,6	-

La stazione I22 MG2 presenta un sedimento di tipo sabbioso fine con silt, che ospita una comunità meiobentonica costituita da nove taxa principali, per un popolamento complessivo pari a 107,4 ± 61,0 ind./10 cm<sup>2</sup>. I Nematodi sono il taxon più abbondante, raggiungendo una densità di 85,9 ± 55,5 ind./10 cm<sup>2</sup>, pari all'80,0% del popolamento. Sono seguiti dai Copepodi (10,5 ± 5,7 ind./10 cm<sup>2</sup>; 9,8%), dai Policheti (5,5 ± 5,0 ind./10 cm<sup>2</sup>; 5,1%), da due dei taxa normalmente meno abbondanti (Tanaidacei: 1,6%; Isopodi: 1,2%) e, infine, dai Nauplii (1,3 ± 1,6 ind./10 cm<sup>2</sup>; 1,2%). Nel complesso i cinque taxa meno abbondanti rappresentano il 3,9% della biocenosi ("Altri": 4,2 ± 2,9 ind./10 cm<sup>2</sup>); di questi, Tanaidacei e Isopodi superano l'1% del totale (Tabella 69; Figura 37). I valori degli indici di ricchezza di Margalef e di diversità di Shannon-Wiener risultano superiori alla media calcolata per l'intera area di studio, mentre l'equitabilità di Pielou è pari ad essa (Tabella 71).



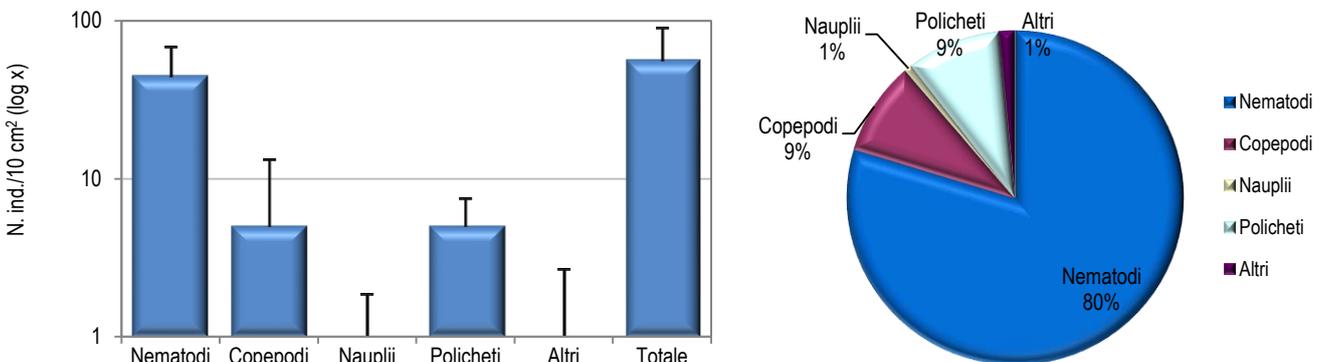
**Figura 37** - Stazione I22 MG2. Densità media ± deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).

La stazione I22 MG4 è caratterizzata da un sedimento sabbioso fine misto a silt e detrito vegetale, nel quale sono stati rinvenuti solo quattro gruppi meiobentonici, per una densità media complessiva di  $24,4 \pm 24,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>, una delle più basse registrate nell'area (**Tabella 69**). I Nematodi risultano dominanti, con una densità di  $19,4 \pm 20,7$  ind./10 cm<sup>2</sup> (79,3% della biocenosi). Seguono Copepodi ( $3,4 \pm 3,1$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 13,8%), Policheti ( $1,3 \pm 2,5$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 5,2%) e Chinorinchi ( $0,4 \pm 0,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 1,7%). A differenza di gran parte dei siti studiati, in questa stazione non sono stati rilevati Nauplii (**Tabella 69; Figura 38**). Il valore dell'indice di ricchezza di Margalef risulta inferiore alla media calcolata per l'intera area, la diversità di Shannon-Wiener corrisponde ad essa e l'equitabilità di Pielou è superiore al valore medio (**Tabella 71**).



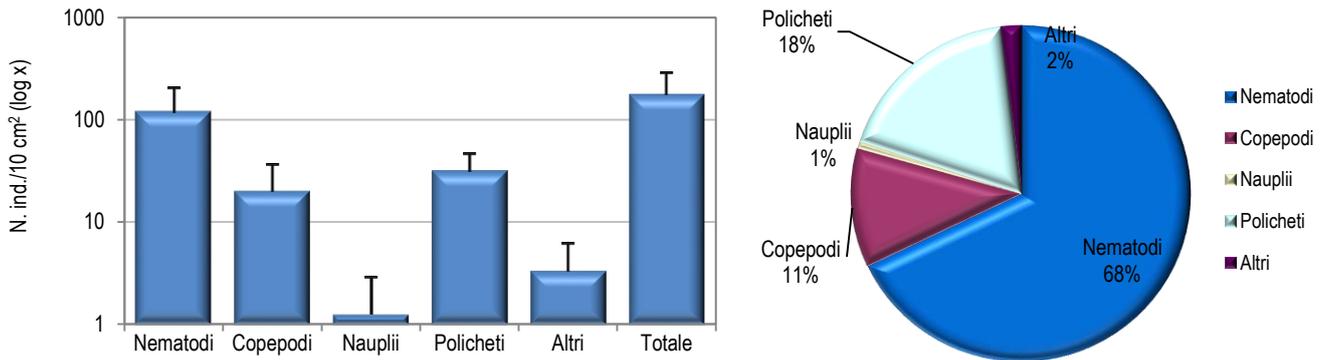
**Figura 38** - Stazione I22 MG4. Densità media  $\pm$  deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentico complessivo (dx).

La stazione I22 MG6 presenta un sedimento sabbioso fine con silt, detrito grossolano e vegetale. La analisi faunistiche hanno portato al rinvenimento di soli cinque gruppi tassonomici, per una densità complessiva della comunità meiobentonica pari a  $56,0 \pm 33,3$  ind./10 cm<sup>2</sup> (**Tabella 69**). I Nematodi sono il taxon dominante, con una densità di  $44,6 \pm 23,5$  ind./10 cm<sup>2</sup> (79,7% del totale). Seguono Copepodi ( $5,1 \pm 8,0$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 9,0%), Policheti ( $5,1 \pm 2,4$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 9,0%), Caudofoveati ( $0,4 \pm 0,7$ ; 1,7%) e Nauplii ( $0,4 \pm 0,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 0,8%; **Tabella 69; Figura 39**). In questo sito il valore dell'indice di ricchezza di Margalef risulta inferiore alla media calcolata per l'intera area, mentre la diversità di Shannon-Wiener e l'equitabilità di Pielou corrispondono ad essa (**Tabella 71**).



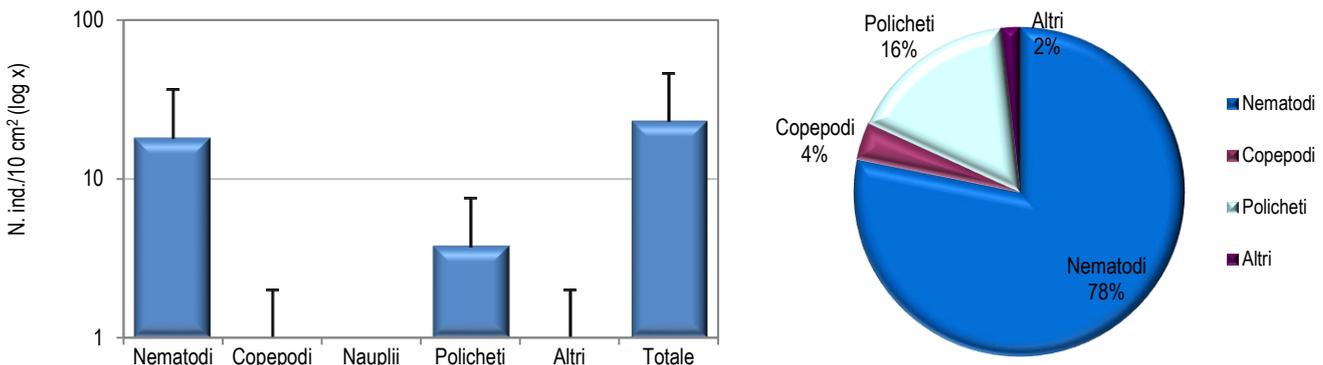
**Figura 39** - Stazione I22 MG6. Densità media  $\pm$  deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentico complessivo (dx).

Il sedimento della stazione I22 MG7 è caratterizzato da sabbia fine con silt, detrito grossolano e vegetale. In questo sito sono stati rilevati i rappresentanti di nove major taxa meiobentonici, con una densità media totale di  $177,3 \pm 111,7$  ind./10 cm<sup>2</sup>. Sebbene meno abbondanti che altrove, i Nematodi risultano dominanti, con una densità media di  $120,4 \pm 82,6$  ind./10 cm<sup>2</sup>, pari al 67,9% del popolamento. Seguono i Policheti, taxon subdominante ( $32,0 \pm 14,5$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 18,1%), i Copepodi ( $20,2 \pm 16,6$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 11,4%), i Chinorinchi ( $1,7 \pm 1,9$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 1,0%) e, infine, i Nauplii ( $1,3 \pm 1,6$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 0,7%). I taxa raggruppati nella categoria "Altri" costituiscono l'1,9% della meiofauna totale ( $3,4 \pm 2,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>; **Tabella 69; Figura 40**). Si rimarca il rinvenimento in questa stazione di individui del raro phylum Priapulida. I valori degli indici di ricchezza di Margalef e diversità di Shannon-Wiener risultano superiori alla media calcolata per l'area oggetto di studio, mentre l'equitabilità di Pielou è pari ad essa (**Tabella 71**).



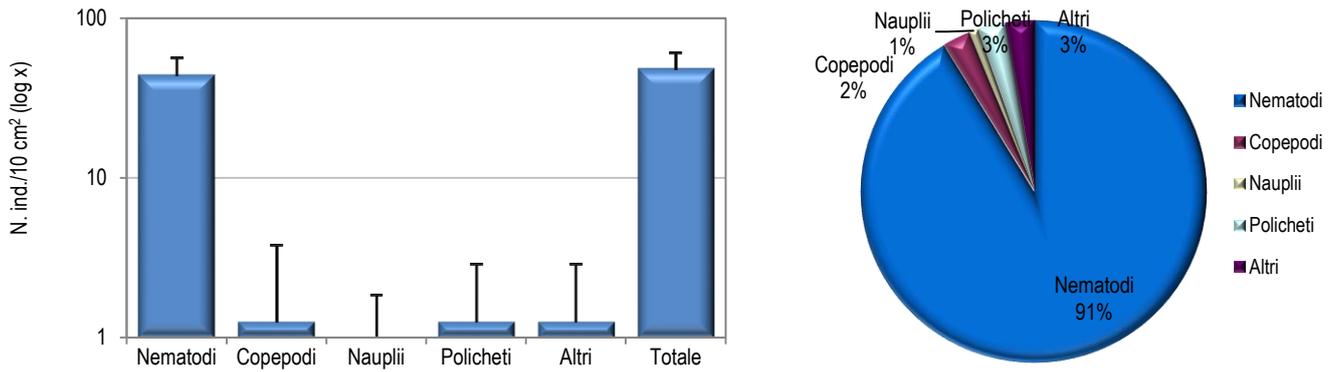
**Figura 40** - Stazione I22 MG7. Densità media  $\pm$  deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).

La stazione I22 MG8 presenta un sedimento sabbioso fine con silt, detrito grossolano e detrito vegetale. La comunità meiobentonica di questo sito è costituita da soli quattro gruppi tassonomici, con una densità complessiva pari a soli  $23,2 \pm 20,6$  ind./10 cm<sup>2</sup>, la più bassa registrata nell'area (**Tabella 69, Tabella 71**). I Nematodi risultano dominanti, costituendo il 78,2% del popolamento (densità:  $18,1 \pm 15,9$  ind./10 cm<sup>2</sup>). Seguono Policheti ( $3,8 \pm 3,5$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 16,4%), Copepodi ( $0,8 \pm 1,0$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 3,6%) e Chinorinchi ( $0,4 \pm 0,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 1,8%). In questo sito non sono stati rinvenuti Nauplii (**Tabella 69; Figura 41**). Il valore dell'indice di ricchezza di Margalef risulta inferiore alla media calcolata per l'intera area, la diversità di Shannon-Wiener corrisponde ad essa e l'equitabilità di Pielou è superiore (**Tabella 71**).



**Figura 41** - Stazione I22 MG8. Densità media  $\pm$  deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).

Il sedimento della stazione I22 MG9 è costituito da sabbia fine mista a silt. La comunità meiobentonica rilevata in questo sito è costituita da sette gruppi tassonomici, con una densità media totale pari a  $48,4 \pm 12,6$  ind./10 cm<sup>2</sup> (**Tabella 70, Tabella 71**). Dominano i Nematodi, che rappresentano il 91,3% della meiofauna totale (densità:  $44,2 \pm 12,1$  ind./10 cm<sup>2</sup>). Seguono Copepodi ( $1,3 \pm 2,5$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 2,6%), Policheti ( $1,3 \pm 1,6$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 2,6%) e Nauplii ( $0,4 \pm 0,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 0,9%). I restanti tre taxa costituiscono il 2,6% della biocenosi ( $1,3 \pm 1,6$  ind./10 cm<sup>2</sup>; **Tabella 70; Figura 42**); nessuno di questi supera l'1% del totale. In questo sito il valore dell'indice di ricchezza di Margalef risulta superiore alla media calcolata per l'intera area, mentre la diversità di Shannon-Wiener e l'equitabilità di Pielou sono inferiori ad essa (**Tabella 71**).

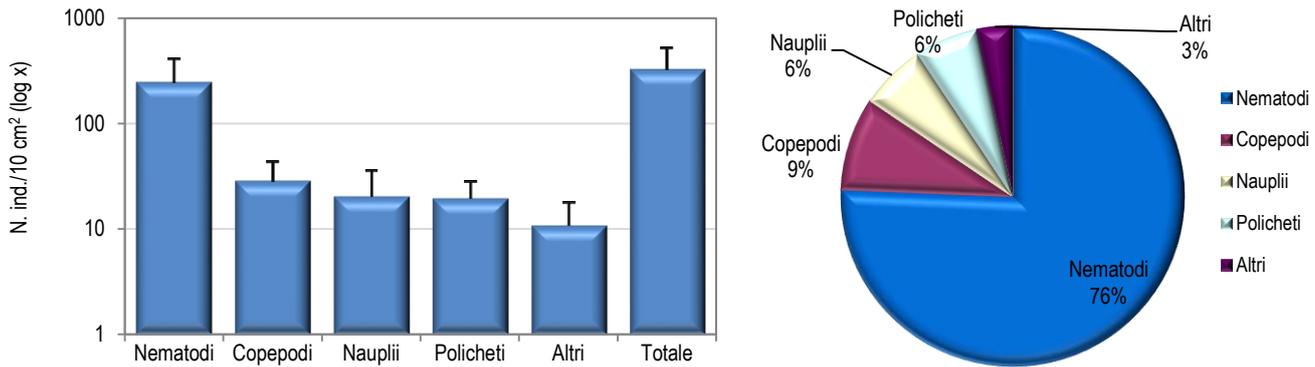


**Figura 42** - Stazione I22 MG9. Densità media  $\pm$  deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).

**Tabella 70** - Struttura della comunità meiobentonica nelle stazioni I22 MG9, I22 MG10, I22 MG11, I22 MG12, I22 MG13, I22 MG14. Densità media ( $\pm$ DS) (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. L'abbondanza relativa (%) dei singoli taxa è stata calcolata in relazione alla densità totale.

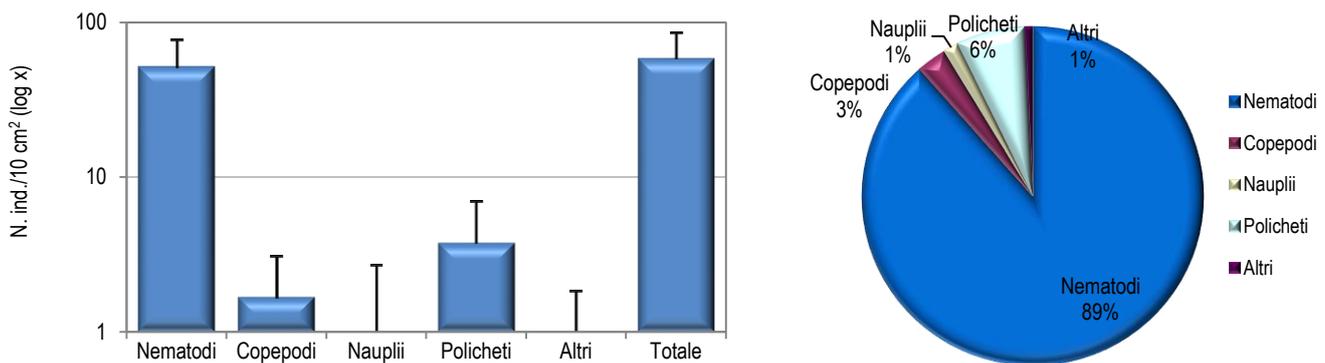
	I22 MG9		I22 MG10		I22 MG11		I22 MG12		I22 MG13		I22 MG14	
	Media $\pm$ DS	%	Media $\pm$ DS	%	Media $\pm$ DS	%	Media $\pm$ DS	%	Media $\pm$ DS	%	Media $\pm$ DS	%
Nematodi	44,2 $\pm$ 12,1	91,3	249,7 $\pm$ 163,9	75,6	51,8 $\pm$ 25,4	88,5	50,1 $\pm$ 11,1	82,1	281,7 $\pm$ 130,0	72,9	169,3 $\pm$ 252,4	92,0
Copepodi	1,3 $\pm$ 2,5	2,6	29,1 $\pm$ 14,4	8,8	1,7 $\pm$ 1,4	2,9	2,9 $\pm$ 4,0	4,8	40,0 $\pm$ 44,6	10,3	5,5 $\pm$ 6,1	3,0
Nauplii	0,4 $\pm$ 0,8	0,9	20,6 $\pm$ 14,8	6,3	0,8 $\pm$ 1,7	1,4	2,1 $\pm$ 2,5	3,4	29,9 $\pm$ 30,9	7,7	3,4 $\pm$ 2,4	1,8
Policheti	1,3 $\pm$ 1,6	2,6	19,8 $\pm$ 8,6	6,0	3,8 $\pm$ 3,2	6,5	5,1 $\pm$ 4,8	8,3	19,0 $\pm$ 14,4	4,9	4,2 $\pm$ 3,2	2,3
Chinorinchi	-	-	2,1 $\pm$ 2,1	0,6	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,7	4,6 $\pm$ 5,4	1,2	0,4 $\pm$ 0,8	0,2
Turbellari	-	-	1,3 $\pm$ 1,6	0,4	-	-	-	-	-	-	-	-
Ostracodi	0,4 $\pm$ 0,8	0,9	1,3 $\pm$ 1,6	0,4	-	-	-	-	7,2 $\pm$ 7,3	1,9	0,4 $\pm$ 0,8	0,2
Anfipodi	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,2
Idrozoi	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,1	-	-	-	-	-	-	-	-
Isopodi	0,4 $\pm$ 0,8	0,9	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Bivalvi	-	-	0,8 $\pm$ 1,0	0,3	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,7	0,4 $\pm$ 0,8	0,1	0,4 $\pm$ 0,8	0,2
Caudofoveati	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,1	-	-	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,1	-	-
Nemertini	-	-	0,8 $\pm$ 1,7	0,3	-	-	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,1	-	-
Acanthocyclopora	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,1	-	-	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,1	-	-
Tanaidacei	0,4 $\pm$ 0,8	0,9	2,9 $\pm$ 2,1	0,9	0,4 $\pm$ 0,8	0,7	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,1	-	-
Cumacei	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Priapulidi	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,1	-	-	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,1	-	-
Loriciferi	-	-	-	-	-	-	-	-	1,3 $\pm$ 1,6	0,3	-	-
Ciliati	-	-	-	-	-	-	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,1	-	-
Altri ( $\Sigma$ Chino-Cili)	1,3 $\pm$ 1,6	2,6	10,9 $\pm$ 6,8	3,3	0,4 $\pm$ 0,8	0,7	0,8 $\pm$ 1,0	1,4	16,0 $\pm$ 14,8	4,1	1,7 $\pm$ 2,4	0,9
Meiofauna totale	48,4 $\pm$ 12,6	-	330,2 $\pm$ 188,9	-	58,5 $\pm$ 27,5	-	61,1 $\pm$ 13,1	-	386,6 $\pm$ 221,0	-	184,0 $\pm$ 263,3	-

La stazione I22 MG10 presenta un sedimento sabbioso fine misto a silt, con detrito grossolano e vegetale. La comunità meiobentonica è costituita da ben quattordici major taxa, con una densità media totale pari a 330,2  $\pm$  188,9 ind./10 cm<sup>2</sup>, una delle più elevate riscontrate nell'area di studio (**Tabella 70**, **Tabella 71**). I Nematodi dominano, con una densità di 249,7  $\pm$  163,9 ind./10 cm<sup>2</sup>, pari al 75,6% del popolamento. Seguono Copepodi (29,1  $\pm$  14,4 ind./10 cm<sup>2</sup>; 8,8%), Nauplii (20,6  $\pm$  14,8 ind./10 cm<sup>2</sup>; 6,3%) e Policheti (19,8  $\pm$  8,6 ind./10 cm<sup>2</sup>; 6,0%) (**Tabella 70**; **Figura 43**). I restanti dieci taxa, raggruppati nella categoria "Altri", rappresentano il 3,3% della biocenosi (10,9  $\pm$  6,8 ind./10 cm<sup>2</sup>); nessuno di questi supera l'1% del totale (**Tabella 70**). Si segnala il rinvenimento di larve del raro phylum Priapulida in questo sito. I valori degli indici di ricchezza di Margalef e di diversità di Shannon-Wiener risultano superiori alla media calcolata per l'area, mentre l'equitabilità di Pielou corrisponde ad essa (**Tabella 71**).



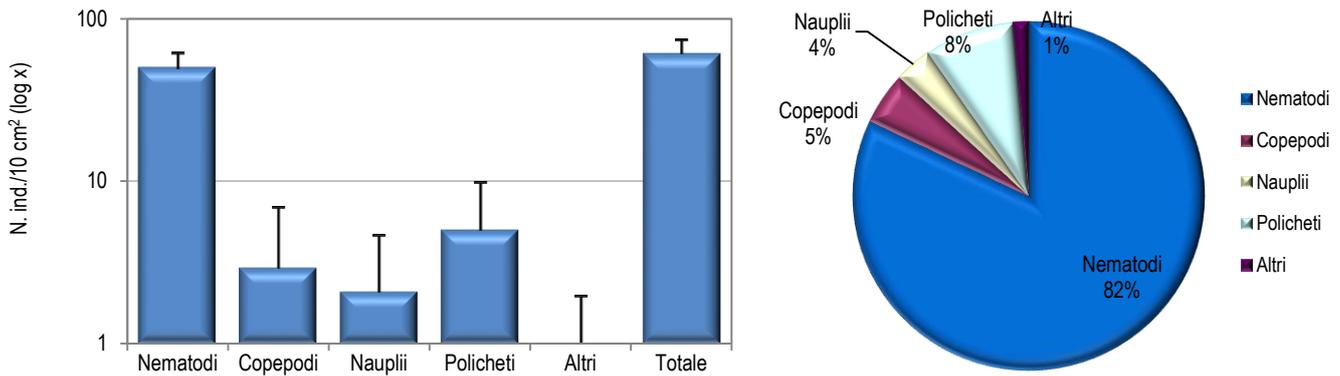
**Figura 43** - Stazione I22 MG10. Densità media  $\pm$  deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).

Il sedimento della stazione I22 MG11 - caratterizzato da sabbia fine con silt, detrito grossolano e vegetale - presenta una biocenosi costituita da cinque gruppi meiobentonici, con una densità media complessiva pari a  $58,5 \pm 27,5$  ind./10 cm<sup>2</sup>. Dominano i Nematodi, che raggiungono l'88,5% del popolamento, esibendo una densità media di  $51,8 \pm 25,4$  ind./10 cm<sup>2</sup> (**Tabella 70**). Seguono Policheti ( $3,8 \pm 3,2$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 6,5%), Copepodi ( $1,7 \pm 1,4$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 2,9%) e Nauplii ( $0,8 \pm 1,7$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 1,4%). Il restante taxon, i Tanaidacei, costituisce lo 0,7% della comunità ( $0,4 \pm 0,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>; **Tabella 70**; **Figura 44**). In questa stazione i valori degli indici strutturali risultano inferiori alla media calcolata per l'intera area (**Tabella 71**).



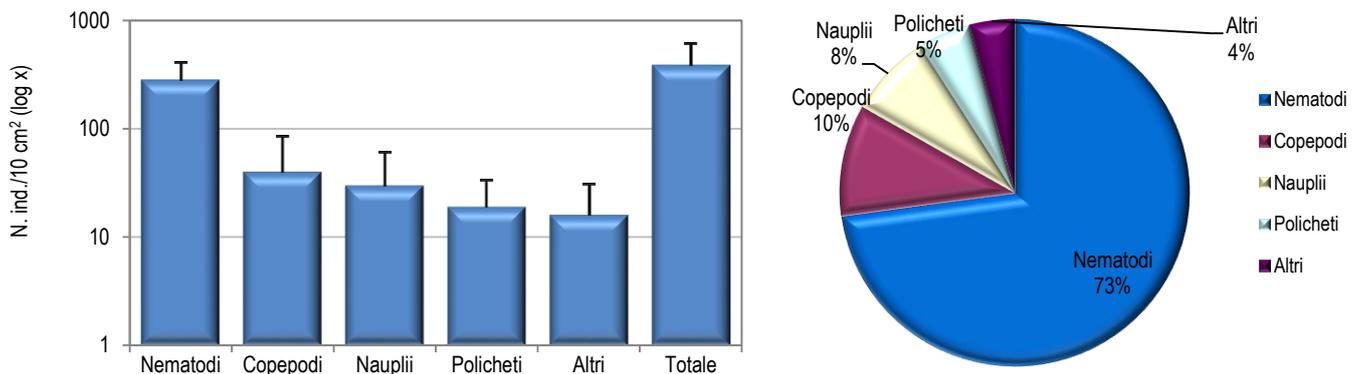
**Figura 44** - Stazione I22 MG11. Densità media  $\pm$  deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).

La stazione I22 MG12, caratterizzata da un sedimento sabbioso fine con silt, detrito grossolano e vegetale, presenta sei taxa meiobentonici principali, per un'abbondanza media complessiva di  $61,1 \pm 13,1$  ind./10 cm<sup>2</sup>. I Nematodi risultano dominanti, raggiungendo una densità di  $50,1 \pm 11,1$  ind./10 cm<sup>2</sup>, pari all'82,1% del popolamento complessivo. Sono seguiti da Policheti ( $5,1 \pm 4,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 8,3%), Copepodi ( $2,9 \pm 4,0$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 4,8%) e Nauplii ( $2,1 \pm 2,5$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 3,4%). I restanti due taxa, Chinorinchi e Bivalvi, rappresentano l'1,4% della biocenosi meiobentonica ("Altri", densità:  $0,8 \pm 1,0$  ind./10 cm<sup>2</sup>; **Tabella 70**; **Figura 45**). In questo sito, il valore dell'indice di ricchezza di Margalef risulta inferiore alla media calcolata per l'area d'indagine, mentre la diversità di Shannon-Wiener e l'equitabilità di Pielou corrispondono ad essa (**Tabella 71**).



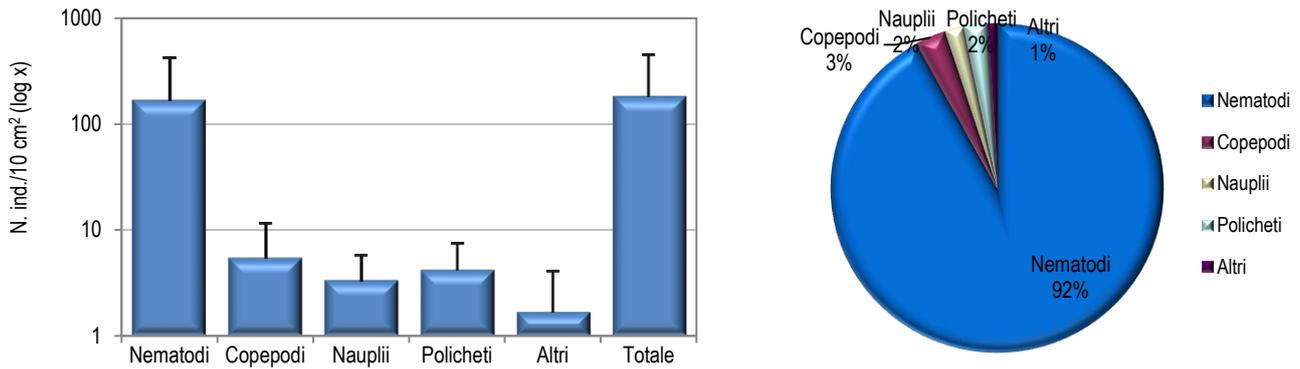
**Figura 45** - Stazione I22 MG12. Densità media  $\pm$  deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).

Il sedimento della stazione I22 MG13, di tipo sabbioso fine misto a silt e detrito vegetale, ospita rappresentanti di ben quattordici major taxa meiobentonici, per una densità complessiva pari a  $386,6 \pm 221,0$  ind./10 cm<sup>2</sup>, la più elevata registrata nell'area di studio (**Tabella 70**). Similmente ad altri siti, i Nematodi risultano il taxon dominante, con una densità di  $281,7 \pm 130,0$  ind./10 cm<sup>2</sup>, corrispondente al 72,9% del popolamento. I Copepodi, taxon subdominante, raggiungono il 10,3% del totale ( $40,0 \pm 44,6$  ind./10 cm<sup>2</sup>) e sono seguiti da Nauplii ( $29,9 \pm 30,9$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 7,7%) e Policheti ( $19,0 \pm 14,4$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 4,9%). I restanti dieci taxa costituiscono nel complesso il 4,1% della biocenosi ("Altri", densità:  $16,0 \pm 14,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>); di questi, solo i Chinorinchi e gli Ostracodi superano l'1% del totale. (**Tabella 70**; **Figura 46**). Si segnala il rinvenimento, in questo sito, di esemplari dei rari phyla Loricifera e Priapulida. I valori degli indici di ricchezza di Margalef e di diversità di Shannon-Wiener risultano superiori alla media calcolata per l'area, mentre l'equitabilità di Pielou corrisponde ad essa, rimarcando le elevate densità e la diversità che caratterizzano questa stazione (**Tabella 71**).



**Figura 46** - Stazione I22 MG13. Densità media  $\pm$  deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).

Il sedimento della stazione I22 MG14 è caratterizzato da sabbia fine con silt e detrito vegetale. In questo sito la biocenosi meiobentonica è costituita da otto major taxa, con una densità complessiva pari a  $184,0 \pm 263,3$  ind./10 cm<sup>2</sup> (**Tabella 70**). I Nematodi sono ancora una volta il taxon dominante, raggiungendo il 92,0% del popolamento (densità:  $169,3 \pm 252,4$  ind./10 cm<sup>2</sup>). Seguono Copepodi ( $5,5 \pm 6,1$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 3,0%), Policheti ( $4,2 \pm 3,2$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 2,3%) e Nauplii ( $3,4 \pm 2,4$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 1,8%). I restanti quattro taxa costituiscono solo lo 0,9% della biocenosi complessiva ("Altri":  $1,7 \pm 2,4$  ind./10 cm<sup>2</sup>; **Tabella 70**; **Figura 47**). In questo sito i valori degli indici strutturali risultano inferiori alla media calcolata per l'intera area (**Tabella 71**).



**Figura 47** - Stazione I22 MG14. Densità media  $\pm$  deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).

### Dati complessivi

Nell'area indagata sono stati rinvenuti complessivamente organismi appartenenti a diciannove gruppi tassonomici principali. Nematodi, Copepodi e Policheti sono risultati presenti in tutte e 12 le stazioni investigate, mentre Nauplii e Chinorinchi sono risultati assenti in due-tre siti (Nauplii: I22 MG4 e I22 MG8; Chinorinchi: I22 MG6, I22 MG9 e I22 MG11). Dei rimanenti taxa, Acari, Isopodi, Tanaidacei, Ostracodi, Priapulidi, Bivalvi e Caudofoveati risultano presenti in tre-sei stazioni, mentre Cumacei, Anfipodi, Loriciferi, Nemertini, Turbellari, Idrozoi e Ciliati sono stati rinvenuti soltanto in uno-due siti. I popolamenti di questi taxa sono generalmente costituiti da pochi individui. Cinque dei taxa minori giungono a rappresentare oltre l'1% dell'intera biocenosi, complessivamente in sei stazioni. Nello specifico: i Chinorinchi nei siti I22 MG4, I22 MG7, I22 MG8 e I22 MG13, gli Isopodi e i Tanaidacei in I22 MG2, gli Ostracodi in I22 MG13, e i Caudofoveati in I22 MG6.

La densità media totale della comunità meiobentonica nell'area investigata è pari a  $133,8 \pm 160,0$  ind./10 cm<sup>2</sup>. I Nematodi sono il taxon dominante, con una densità media di  $104,8 \pm 125,2$  ind./10 cm<sup>2</sup>, che corrisponde al 78,3% della biocenosi complessiva. Sono seguiti da Copepodi ( $11,3 \pm 18,4$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 8,4%), Policheti ( $8,7 \pm 11,2$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 6,5%) e Nauplii ( $5,5 \pm 12,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 4,1%). I quindici taxa meno abbondanti ("Altri") rappresentano il 2,7% della comunità ( $3,6 \pm 6,5$  ind./10 cm<sup>2</sup>); nessuno di essi supera l'1% dell'intero popolamento (**Tabella 72**).

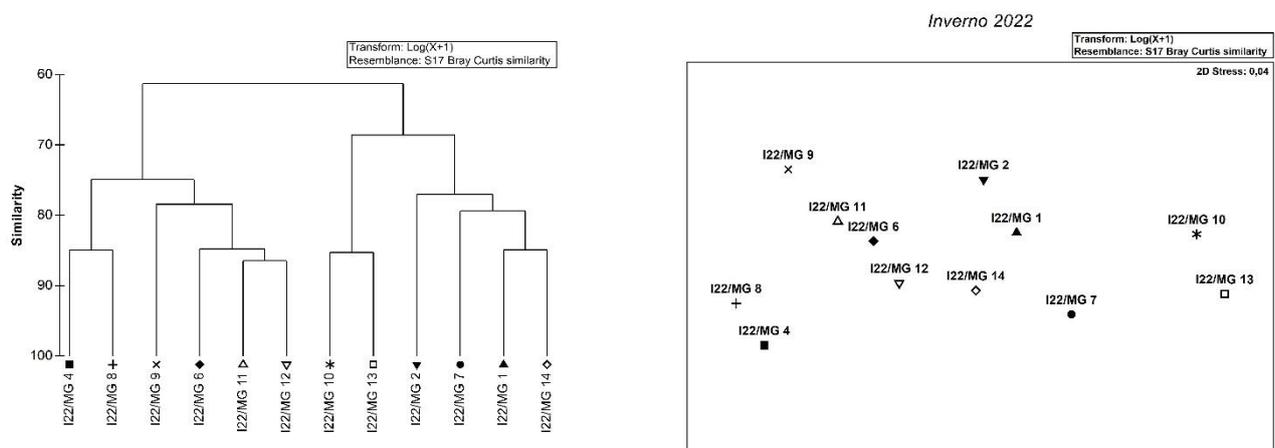
L'analisi della varianza (ANOVA) condotta per verificare la significatività delle eventuali differenze nei valori medi delle densità riscontrate nelle 12 stazioni ha evidenziato alcune differenze statisticamente significative. Queste sono imputabili principalmente alle basse densità dei siti I22 MG4 e I22 MG8, e, per contro, alla ricchezza faunistica rilevata in particolare in I22 MG10 e I22 MG13. Nello specifico, i Nematodi e la meiofauna totale hanno presentato densità inferiori nelle stazioni I22 MG4 e I22 MG8 rispetto a I22 MG10 e I22 MG13; in aggiunta, la densità della sola meiofauna totale della stazione I22 MG8 sono risultate inferiori a quelle di I22 MG7. I Copepodi sono risultati numericamente inferiori in I22 MG8 e I22 MG9 rispetto a I22 MG10. I Policheti hanno esibito densità inferiori in I22 MG4 e I22 MG9 rispetto a I22 MG7, I22 MG10 e I22 MG13, nonché in I22 MG1 e I22 MG8 rispetto a I22 MG7.

**Tabella 71** - Indici strutturali relativi al popolamento meiobentonico calcolati sui valori medi di abbondanza. Numero di taxa (S), Numero medio di individui (N), Ricchezza di Margalef (d), Diversità di Shannon-Wiener (H'), Equitabilità di Pielou (J').

	S	N	d	H'	J'	S	N	d	H'	J'	S
MG1	8	148,7	1,4	0,7	0,3	MG9	7	48,4	1,5	0,4	0,2
MG2	9	107,4	1,7	0,8	0,4	MG10	14	330,2	2,2	0,9	0,4
MG4	4	24,4	0,9	0,7	0,5	MG11	5	58,5	1,0	0,5	0,3
MG6	5	56,0	1,0	0,7	0,4	MG12	6	61,1	1,2	0,7	0,4
MG7	9	177,3	1,5	1,0	0,4	MG13	14	386,6	2,2	1,0	0,4
MG8	4	23,2	1,0	0,7	0,5	MG14	8	184,0	1,3	0,4	0,2
Media	7,8	133,8	1,4	0,7	0,4						

I parametri strutturali calcolati per ciascuna stazione sono riportati in **Tabella 71**. Il numero di gruppi tassonomici (S) e la densità media (N) variano nelle stazioni investigate, da 4 a 14 gruppi il primo, e da 23 a 386 ind./10 cm<sup>2</sup> la seconda. I siti I22 MG4 e I22 MG8 presentano il numero più basso di taxa e le minori densità. Per contro, le stazioni I22 MG10 e I22 MG13 esibiscono i valori più elevati di entrambi questi parametri. Inoltre, nei siti indagati variano anche gli indici di ricchezza di Margalef (d), diversità di Shannon-Wiener (H') ed equitabilità di Pielou (J'). La ricchezza di Margalef (d) passa da un minimo di 0,9 nella stazione I22 MG4 a un massimo di 2,2 in I22 MG10 e I22 MG13 (**Tabella 71**). La diversità di Shannon-Wiener (H') risulta minima in I22 MG9 e I22 MG14 (0,4) e massima in I22 MG7 e I22 MG13 (1,0). Infine, l'indice di equitabilità di Pielou (J') varia da un valore minimo di 0,2 nei siti I22 MG9 e I22 MG14 a un massimo di 0,5 in I22 MG4 e I22 MG8 (**Tabella 71**). Considerando la distanza reciproca tra questi siti e la loro distanza relativa rispetto al rigassificatore, non sono rilevabili relazioni evidenti tra le differenze registrate e la loro ubicazione, in particolare rispetto al Terminale.

Le analisi multivariate hanno evidenziato una similarità faunistica medio-alta tra le stazioni investigate. Il dendrogramma derivante dalla Cluster Analysis, tecnica di classificazione che raggruppa i campioni in gruppi gerarchici sulla base della matrice di similarità, evidenzia una prima dicotomia a un valore di similarità faunistica tra i siti pari a circa 62% (**Figura 48**). In corrispondenza di questo valore, le stazioni si distribuiscono in due cluster di uguale grandezza. I siti I22 MG4, I22 MG6, I22 MG8, I22 MG9, I22 MG11 e I22 MG12, raggruppati a un livello di similarità pari al 75%, sono caratterizzati da diversità tassonomica e densità più basse rispetto a quelle registrate altrove. Ciò risulta particolarmente evidente nel caso delle stazioni I22 MG4 e I22 MG8, separate dalle altre quattro a un livello similarità prossimo all'85%. (**Tabella 71**). Tra le restanti sei stazioni, due di queste, I22 MG10 e I22 MG13, sono ben separate dalle altre quattro. Le densità faunistiche e la diversità tassonomica che caratterizzano questi siti risultano più elevate rispetto a quelle rilevate nelle altre stazioni. Quanto appena riportato viene rispecchiato anche dal piano di ordinamento bidimensionale ottenuto mediante l'analisi nMDS, riportato in **Figura 48**. Similmente a quanto rilevato dalla Cluster Analysis, l'ordinamento dei punti-stazione nel piano prescinde dalla loro collocazione geografica e dalla distanza relativa rispetto al rigassificatore. Nel piano di ordinamento del nMDS i siti I22 MG4 e I22 MG8 risultano separati dagli altri nella parte sinistra del grafico, mentre I22 MG10 e I22 MG13 sono posizionati alla destra del piano. Pertanto, le analisi multivariate non evidenziano alcuna chiara relazione tra raggruppamento e posizione geografica delle stazioni rispetto al Terminale rigassificatore. Nel complesso, dall'indagine non emergono effetti del rigassificatore sulla meiofauna dell'area.



**Figura 48** - A sinistra: dendrogramma per il raggruppamento gerarchico delle stazioni basato sul valore delle abbondanze medie dei taxa principali e similarità di Bray-Curtis, previa trasformazione logaritmica dei dati. A destra: piano di ordinamento ottenuto dal non-metric Multi Dimensional Scaling (nMDS), basato sul valore delle abbondanze medie dei taxa principali e similarità di Bray-Curtis, previa trasformazione logaritmica dei dati.

Tabella 72 - Struttura della comunità meio bentonica dell'area interessata dal posizionamento del Terminale rigassificatore, incluse le stazioni di controllo. Densità media $\pm$ deviazione standard (ind./10 cm <sup>2</sup> ) dei taxa principali e del popolamento complessivo rinvenuto. L'abbondanza relativa (%) dei singoli taxa è stata calcolata in relazione alla densità totale.					
Taxon	Media $\pm$ DS	%	Taxon	Media $\pm$ DS	%
Nematodi	104,8 $\pm$ 125,2	78,3	Bivalvi	0,2 $\pm$ 0,5	0,1
Copepodi	11,3 $\pm$ 18,4	8,4	Caudofoveati	0,2 $\pm$ 0,6	0,1
Nauplii	5,5 $\pm$ 12,8	4,1	Nemertini	0,1 $\pm$ 0,5	0,1
Policheti	8,7 $\pm$ 11,2	6,5	Acari	0,1 $\pm$ 0,4	0,1
Chinorinchi	1,0 $\pm$ 2,1	0,7	Tanaidacei	0,5 $\pm$ 1,2	0,4
Turbellari	0,1 $\pm$ 0,5	0,1	Cumacei	0,1 $\pm$ 0,2	<0,1
Ostracodi	0,8 $\pm$ 2,8	0,6	Priapulidi	0,1 $\pm$ 0,4	0,1
Anfipodi	0,1 $\pm$ 0,3	0,1	Loriciferi	0,1 $\pm$ 0,5	0,1
Idrozoi	0,1 $\pm$ 0,2	<0,1	Ciliati	0,1 $\pm$ 0,2	<0,1
Isopodi	0,2 $\pm$ 0,8	0,1			
Altri (SChino-Cili)	3,6 $\pm$ 6,5	2,7			
Meiofauna totale	133,8 $\pm$ 160,0	-			

### 4.2.3 Bioaccumulo

#### Metalli

I risultati della ricerca dei metalli in *Mytilus galloprovincialis* sono riportati nella **Tabella 73**. Nella maggior parte dei metalli analizzati nei mitili lungo il Terminale le concentrazioni sono inferiori o comunque confrontabili con il Tempo 0, fatta eccezione per il Bario che incrementa leggermente in tutte le stazioni ad esclusione della stazione A in cui non è stato rilevato. Anche il Cromo totale, non rilevato al tempo zero e nella stazione A, dopo l'esposizione viene quantificato nelle restanti stazioni, mentre lo Zinco incrementa unicamente nelle stazioni C, D ed E (Gorgona).

**Tabella 73** - Concentrazione dei metalli nei mitili. Dati relativi alla campagna I22 espressi in mg/kg. Sono riportati i dati riferiti sia alla sostanza secca (s.s.) sia al peso fresco (p.f.) in accordo alla prescrizione 13 delle Determinine 2990 DVA R.D.R 0000100.04-04-2017 e 3337 DVA R.D.R 0000277.28-09-2017.

	Tempo zero		Stazione A Pos. 1		Stazione B Pos. 2		Stazione C Pos. 3		Stazione D Pos. 4		Stazione E (Bianco Gorgona)	
	s.s.	p.f.	s.s.	p.f.	s.s.	p.f.	s.s.	p.f.	s.s.	p.f.	s.s.	p.f.
Arsenico	18,95	3,79	17,93	3,59	18,07	3,61	17,32	3,46	15,25	3,05	15,45	3,09
Bario	4,72	0,94	< 1		13,89	2,78	8,36	1,67	7,62	1,52	9,10	1,82
Cadmio	0,31	0,06	0,45	0,09	0,40	0,08	0,52	0,10	0,49	0,10	0,51	0,10
Cromo totale	< 1		< 1		1,16	0,23	1,15	0,23	1,25	0,25	1,17	0,23
Ferro	525,56	105,11	227,18	45,44	202,05	40,41	196,02	39,20	222,09	44,42	179,75	35,95
Manganese	14,95	2,99	5,65	1,13	5,09	1,02	5,47	1,09	5,62	1,12	4,85	0,97
Mercurio	0,12	0,02	0,130	0,03	0,115	0,02	0,142	0,03	0,135	0,03	0,126	0,03
Nichel	2,03	0,41	1,34	0,27	1,21	0,24	1,21	0,24	1,26	0,25	1,26	0,25
Piombo	3,43	0,69	2,22	0,44	1,86	0,37	2,24	0,45	2,20	0,44	2,10	0,42
Rame	8,15	1,63	5,24	1,05	4,98	1,00	5,34	1,07	5,23	1,05	4,90	0,98
Vanadio	7,99	1,60	< 1		5,03	1,01	5,04	1,01	4,31	0,86	< 1	
Zinco	117,67	23,53	111,34	22,27	103,90	20,78	125,96	25,19	144,30	28,86	121,79	24,36

#### Idrocarburi totali

Nella **Tabella 74** sono riportati i risultati ottenuti dalla ricerca degli idrocarburi (C<10 e C10-C40).

Gli idrocarburi C<10 sono risultati inferiori al limite di rilevabilità del metodo.

Gli idrocarburi C10-C40 sono presenti nei mitili trapiantati con concentrazioni basse o paragonabili rispetto al tempo zero.

**Tabella 74** - Concentrazione degli idrocarburi totali presenti nei campioni di mitili. Dati relativi alla campagna I22.

	Tempo zero	Stazione A Pos. 1	Stazione B Pos. 2	Stazione C Pos. 3	Stazione D Pos. 4	Stazione E (Bianco Gorgona)
Idrocarburi C<10 (mg/kg)	< 500	< 500	< 500	< 500	< 500	< 500
Idrocarburi C10-C40 (mg/kg)	16,35	7,03	14,23	8,58	7,09	20,62

#### IPA ed composti organostannici

Dalla **Tabella 75** si osserva che la concentrazione di IPA e composti organostannici risulta bassa o nella maggior parte dei casi inferiore al limite di quantificazione.

**Tabella 75** - Concentrazione degli IPA e dei composti organostannici presenti nei mitili. I dati relativi alla campagna I22 sono espressi in mg/kg.

	Tempo zero	Stazione A Pos. 1	Stazione B Pos. 2	Stazione C Pos. 3	Stazione D Pos. 4	Stazione E (Bianco Gorgona)
Acenafene	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Acenafilene	0,001	0,001	0,003	0,001	0,002	0,001
Antracene	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Benzo (a) antracene	0,001	0,001	0,001	< 0,001	< 0,001	0,001
Benzo (a) pirene	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
Benzo (b) fluorantene	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
Benzo (g,h,i) perilene	< 0,001	0,000	0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Benzo (k) fluorantene	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
Crisene	0,001	0,001	0,001	< 0,001	0,001	0,001
Dibenzo (a,h) antracene	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
Fenantrene	0,002	0,001	0,003	0,002	0,002	0,002
Fluorantene	0,001	0,001	0,002	0,001	0,001	0,001
Fluorene	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
Indeno (1,2,3 - c,d) pirene	0,001	0,001	0,002	0,001	0,002	0,001

**Tabella 75** - Concentrazione degli IPA e dei composti organostannici presenti nei mitili. I dati relativi alla campagna I22 sono espressi in mg/kg.

	Tempo zero	Stazione A Pos. 1	Stazione B Pos. 2	Stazione C Pos. 3	Stazione D Pos. 4	Stazione E (Bianco Gorgona)
Naftalene	0,002	0,003	0,003	0,003	0,004	0,003
Pirene	0,001	0,002	0,001	0,001	0,002	0,002
Dibutilstagno						
Monobutilstagno						
Tributilstagno						

### Cloroderivati

I risultati della ricerca dei cloroderivati sono riportati nella **Tabella 76**. Questi composti risultano al di sotto del limite di quantificazione.

**Tabella 76** - Concentrazione degli cloroderivati presenti nei campioni di mitili. I dati relativi alla campagna I22 sono espressi in µg/kg. Per il calcolo delle medie, nel caso di valori al di sotto del limite di quantificazione, è stato usata una concentrazione pari alla metà di quest'ultimo.

	Tempo zero	Stazione A Pos. 1	Stazione B Pos. 2	Stazione C Pos. 3	Stazione D Pos. 4	Stazione E (Bianco Gorgona)
<b>Acidi Aloacetici</b>						
Dalapon	<2	<2	<2	<2	<2	<2
Acido Dibromoacetico	<1	<1	<1	<1	<1	<1
Acido Tribromoacetico	<10	<10	<10	<10	<10	<10
Acido Monobromoacetico	<2	<2	<2	<2	<2	<2
Acido Bromodichloroacetico	<5	<5	<5	<5	<5	<5
Acido Bromocloroacetico	<2	<2	<2	<2	<2	<2
Acido Dichloroacetico	<3	<3	<3	<3	<3	<3
Acido Tricloroacetico	<2	<2	<2	<2	<2	<2
Acido Monocloroacetico	<3	<3	<3	<3	<3	<3
Acido Clorodibromoacetico	<5	<5	<5	<5	<5	<5
<b>Fenoli</b>						
2,4,6-tricloro fenolo	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5
2,4-dicloro fenolo	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5
4-cloro-3-metil fenolo	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5
pentacloro fenolo	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5
<b>V.O.C.</b>						
1,1,1-Tricloro Etano	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2
1,1,2-Tricloro Etano	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2
Bromo Dichloro Metano	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2
Bromoformio	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5
Carbonio Tetracloruro	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2
Cloroformio	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2
Dibromo Cloro Metano	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2	<0,2
Tetracloro Etilene	<0,15	<0,15	<0,15	<0,15	<0,15	<0,15
Tricloro Etilene	<0,25	<0,25	<0,25	<0,25	<0,25	<0,25
1,2,3-Tricloro propano	<0,6	<0,6	<0,6	<0,6	<0,6	<0,6
1,2-Dibromo Etano	<0,25	<0,25	<0,25	<0,25	<0,25	<0,25
Dibromoacetone nitrile	<0,8	<0,8	<0,8	<0,8	<0,8	<0,8
Tricloroacetone nitrile	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5	<0,5

### Analisi microbiologiche

Dall'analisi microbiologica emerge l'assenza di contaminazione fecale nell'intorno dell'FSRU (**Tabella 77**).

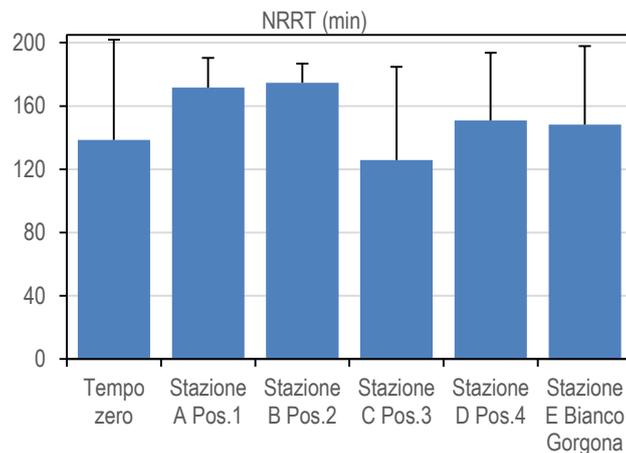
**Tabella 77** - Risultati delle analisi microbiologiche effettuate sui campioni di mitili. I dati relativi alla campagna I22 sono espressi in ufc/g.

	Tempo zero	Stazione A Pos. 1	Stazione B Pos. 2	Stazione C Pos. 3	Stazione D Pos. 4	Stazione E (Bianco Gorgona)
Coliformi fecali	<10	<10	<10	<10	<10	<10
Streptococchi fecali (enterococchi)	<10	<10	<10	<10	<10	<10
Coliformi totali	<10	<10	<10	<10	<10	<10

#### 4.2.4 Biomarkers

##### Neutral Red Retention Time (NRRT)

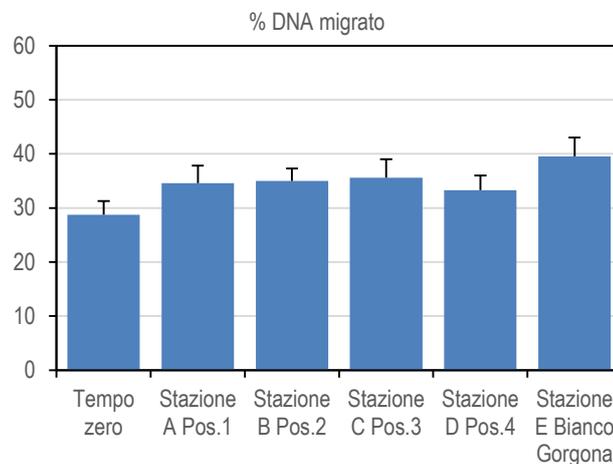
L'analisi del Neutral Red Retention Time non ha evidenziato alcuna differenza significativa tra i mitili di controllo (Stazione E – Gorgona) e quelli posizionati lungo le 4 stazioni di monitoraggio del Terminale FSRU. Infatti, il tempo di ritenzione del colorante, indicatore del livello di stabilità lisosomiale, è superiore ai 120 minuti in ogni sito di indagine, tranne negli emociti dei mitili provenienti dall'acquacoltura (Tempo zero), che probabilmente hanno recuperato durante il periodo di trapianto all'Isola di Gorgona (Figura 49).



**Figura 49-** Valutazione del danno cellulare mediante la misura del tempo di ritenzione del colorante vitale Rosso Neutro (NRRT) nei lisosomi degli emociti di mitilo. Valori alti del tempo di ritenzione corrispondono ad una maggiore integrità della membrana lisosomiale.

##### Comet Assay

I risultati relativi alla valutazione del grado di integrità della molecola di DNA nelle cellule branchiali di mitili trapiantati presso le 4 stazioni del terminale non mostrano alcun incremento significativo rispetto ai valori del controllo (Stazione E-Gorgona), in termini di danno genetico, suggerendo quindi per quanto rilevato da questo biomarker una assenza di impatto da parte delle attività del Terminale FSRU (Figura 50).



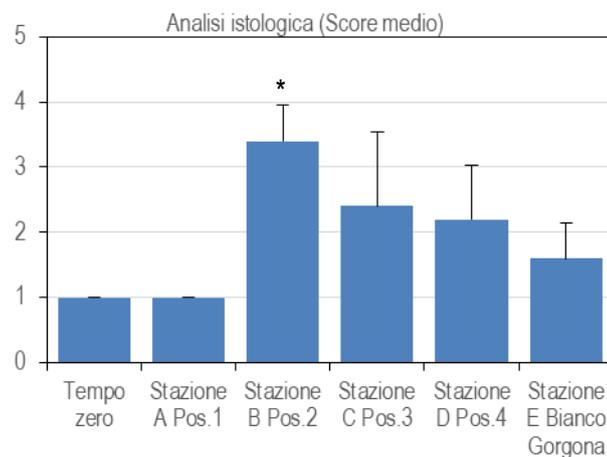
**Figura 50-** Valutazione del grado di integrità del DNA mediante Comet assay. Valori elevati della percentuale di DNA migrato corrispondono ad una maggiore entità del danno.

##### Analisi istologia del tessuto branchiale

L'analisi istologica dell'epitelio branchiale dei mitili traslocati lungo il Terminale FSRU ha evidenziato alcune alterazioni significative della morfologia tissutale dei mitili trapiantati nella stazione B rispetto ai mitili trapiantati nella stazione di controllo (Stazione E-Gorgona) (Tabella 78, Figura 51).

**Tabella 78** - Analisi istologica. Lo score indica lo stato dell'epitelio branchiale secondo la seguente scala 1, normale morfologia epitelio branchiale; 2, lieve riduzione dello spessore dell'epitelio branchiale e dello sviluppo delle ciglia; 3, marcata riduzione dello spessore dell'epitelio e delle ciglia; 4, erosione dell'epitelio branchiale e dello sviluppo ciliare; 5, destrutturazione dei filamenti con estesa erosione dell'epitelio branchiale ed assenza delle ciglia. (I-V: numero di organismi indagati)

Stazione	I	II	III	IV	V
Mitili tempo zero	1	1	1	1	1
Stazione A (Pos. 1)	1	1	1	1	1
Stazione B (Pos. 2)	4	3	3	3	4
Stazione C (Pos. 3)	2	3	1	2	4
Stazione D (Pos. 4)	2	3	1	3	2
Stazione E (Bianco Gorgona)	1	2	2	1	2



**Figura 51-** Analisi istologica delle branchie di mitilo. Il parametro rappresentato nel grafico è il punteggio medio (score) per ciascuna delle stazioni indagate. La scala va da 1 a 5; il punteggio 1 indica una condizione di integrità mentre il punteggio 5 indica una forte compromissione della struttura dei filamenti branchiali.

In relazione ai risultati complessivi dei biomarker selezionati, la campagna invernale 2022 (I-22) non ha mostrato alterazioni apprezzabili a carico dei mitili trapiantati lungo il Terminale FSRU rispetto a quelli del Tempo zero. Gli unici valori che si sono discostati sono relativi all'analisi istologica del tessuto branchiale e riguardano la morfologia tissutale in corrispondenza della stazione B (Pos 4). Queste anomalie non sembrano essere riconducibili all'attività del rigassificatore in quanto non sono state confermate dai risultati degli altri due test effettuati sui mitili (stabilità lisosomiale, integrità del DNA), pertanto è possibile dedurre una sostanziale assenza di impatto da parte del Terminale FSRU nel periodo di riferimento.

#### 4.2.5 Fauna ittica bentonectonica

Nella **Tabella 79** sono indicate le specie catturate durante i campionamenti effettuati con la rete a strascico e con le reti da posta in prossimità del terminale (per lo strascico: stazioni S1, S2, S3 e S4; per le reti da posta: stazioni P1, P2, P3 e P4) e nelle due stazioni scelte come controllo (SC per la rete a strascico; PC per le reti da posta) nel corso della campagna Inverno 2022 (di seguito I22).

In totale sono state catturate 62 specie.

Nel corso del campionamento effettuato con la rete a strascico sono state catturate 29 specie di Osteitti, 2 di Condroitti, 2 di Crostacei Decapodi e 9 di Molluschi Cefalopodi.

Nel campionamento condotto con le reti da posta sono state catturate in totale 15 specie di Osteitti, 3 di Condroitti e 1 sola specie di Crostacei Decapodi. Non sono state invece catturate specie appartenenti al gruppo tassonomico Molluschi Cefalopodi.

Osteitti	Strascico		Reti da posta		Condroitti	Strascico		Reti da posta			
	I22 S1-S4	I22 SC	I22 P1-P4	I22 PC		I22 S1-S4	I22 SC	I22 P1-P4	I22 PC		
<i>Argentina sphyraena</i> Linnaeus, 1758	*				<b>Crostacei Decapodi</b> <i>Palinurus elephas</i> (Fabricius, 1787) <i>Parapenaeus longirostris</i> (H. Lucas, 1846)		*				
<i>Blennius ocellaris</i> Linnaeus, 1758	*						*				
<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	*	*	*	*		*	*	*	*		
<i>Capros aper</i> (Linnaeus, 1758)	*	*			<b>Molluschi Cefalopodi</b> <i>Eledone cirrhosa</i> (Lamarck, 1798) <i>Illex coindetii</i> (Vérany, 1839) <i>Loligo</i> ( <i>Alloteuthis</i> ) sp. <i>Loligo vulgaris</i> Lamarck, 1798 <i>Octopus vulgaris</i> Cuvier, 1797 <i>Rossia macrosoma</i> (Delle Chiaje, 1830) <i>Scaevurgus unicolor</i> (Delle Chiaje, 1841) <i>Sepia elegans</i> Blainville, 1827 <i>Sepia orbignyana</i> Férusac, 1826 <i>Sepietta oweniana</i> (d'Orbigny, 1841)		*				
<i>Carapus acus</i> (Brünnich, 1768)	*						*	*			
<i>Centrolophus niger</i> (Gmelin, 1789)	*						*	*			
<i>Cepola macrophthalmia</i> Linnaeus, 1758	*						*	*			
<i>Chelidonichthys lucerna</i> (Linnaeus, 1758)	*	*	*	*			*	*			
<i>Citharus linguatula</i> (Linnaeus, 1758)	*		*	*			*	*			
<i>Engraulis encrasicolus</i> (Linnaeus, 1758)	*						*	*			
<i>Eutrigla gurnardus</i> (Linnaeus, 1758)	*	*					*	*			
<i>Lepidorhombus boschii</i> (Risso, 1810)	*	*	*	*			*	*			
<i>Lepidotrigla cavillone</i> (Lacépède, 1801)	*	*	*	*			*	*			
<i>Lophius budegassa</i> Spinola, 1807	*	*	*	*			*	*			
<i>Macroramphosus scolopax</i> (Linnaeus, 1758)	*					<b>Altro</b> <i>Alcyonium palmatum</i> Pallas, 1766 <i>Antedon mediterranea</i> Lamarck, 1816 <i>Asciadiacea</i> indet. <i>Ascidia mentula</i> O.F. Müller, 1776 <i>Astropecten aranciacus</i> (Linnaeus, 1758) <i>Astropecten irregularis pentacanthus</i> (Delle Chiaje, 1825) <i>Botryllus schlosseri</i> (Pallas, 1776) <i>Cidaris cidaris</i> (Linnaeus, 1758) <i>Echinus melo</i> Lamarck, 1816 <i>Funiculina quadrangularis</i> (Pallas, 1776) <i>Galeodea echinofora</i> (Linnaeus, 1758) <i>Leptometra phalangium</i> (J. Müller, 1841) <i>Neopycnodonte cochlear</i> (Poli, 1795)  <i>Ophiuroidea</i> indet. <i>Pennatula phosphorea</i> Linnaeus, 1758 <i>Pennatula rubra</i> (Ellis, 1764) <i>Pilumnus hirtellus</i> (Linnaeus, 1761) <i>Polychaeta</i> indet. Porifera indet. <i>Sabella</i> sp. <i>Squilla mantis</i> (Linnaeus, 1758) <i>Stichopus regalis</i> (Cuvier, 1817)		*	*	*	*
<i>Merluccius merluccius</i> (Linnaeus, 1758)	*	*		*				*	*	*	*
<i>Mullus barbatus</i> Linnaeus, 1758	*	*	*	*				*	*	*	*
<i>Pagellus bogaraveo</i> (Brünnich, 1768)	*	*	*	*				*	*	*	*
<i>Pagellus erythrinus</i> (Linnaeus, 1758)	*	*	*	*			*	*	*	*	
<i>Sardina pilchardus</i> (Walbaum, 1792)	*	*	*	*			*	*	*	*	
<i>Scomber</i> sp.			*	*			*	*	*	*	
<i>Scorpaena scrofa</i> Linnaeus, 1758	*		*	*			*	*	*	*	
<i>Serranus cabrilla</i> (Linnaeus, 1758)	*		*	*			*	*	*	*	
<i>Serranus hepatus</i> (Linnaeus, 1758)	*		*	*			*	*	*	*	
<i>Spicara flexuosa</i> Rafinesque, 1810	*		*	*			*	*	*	*	
<i>Spicara smaris</i> (Linnaeus, 1758)	*		*	*			*	*	*	*	
<i>Trachinus draco</i> Linnaeus, 1758	*	*	*	*			*	*	*	*	
<i>Trachurus m. mediterraneus</i> (Steindachner, 1868)	*	*	*	*			*	*	*	*	
<i>Trachurus trachurus</i> (Linnaeus, 1758)	*	*	*	*			*	*	*	*	
<i>Trisopterus capelanus</i> (Linnaeus, 1758)	*	*	*	*		*	*	*	*		
<i>Uranoscopus scaber</i> Linnaeus, 1758	*		*	*		*	*	*	*		
<i>Zeus faber</i> Linnaeus, 1758	*		*	*		*	*	*	*		
<b>Condroitti</b>											
<i>Raja asterias</i> Delaroche, 1809			*	*							
<i>Raja clavata</i> Linnaeus, 1758	*		*	*							
<i>Scyliorhinus canicula</i> (Linnaeus, 1758)	*	*	*	*							

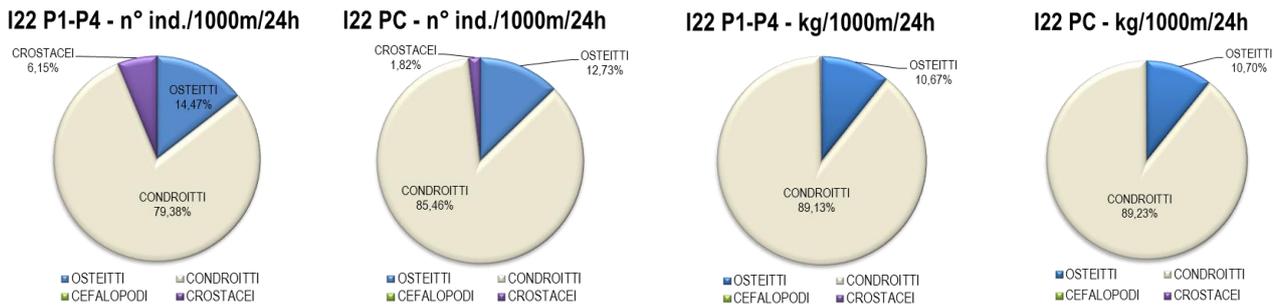
#### Indici di densità e biomassa per gruppi tassonomici

Nella **Figura 52** è rappresentata la composizione percentuale delle catture, espressa con indici di densità e biomassa, dei principali gruppi tassonomici campionati con le reti da posta.

I Condroitti costituiscono il gruppo con gli indici di densità e biomassa più elevati. Questo gruppo risulta essere il più abbondante sia nelle stazioni prossime al terminale (I22 P1-P4), con valori in densità media del 79% e in biomassa media dell'89%, che nella stazione di controllo (I22 PC), dove la densità media e la biomassa media rappresentano, rispettivamente, l'85% e l'89% della cattura.

Il gruppo degli Osteitti presenta un indice di densità pari al 14% nelle stazioni I22 P1-P4 e del 13% nella stazione I22 PC, mentre l'indice di biomassa si attesta sull'11% sia per le stazioni in prossimità del terminale che per la stazione di controllo.

Il gruppo dei Crostacei Decapodi registra indici di densità molto bassi sia nelle stazioni I22 P1-P4 (6%) che nella stazione I22 PC (2%). Gli indici di biomassa per questo gruppo sono molto bassi, tanto da non essere visibili nei grafici (0,20% nel gruppo delle stazioni in prossimità del Terminale, 0,06% nella stazione di controllo).



**Figura 52** - Reti da posta: composizione percentuale delle catture, espressa come n° individui/1000m/24h e kg/1000m/24h, dei principali gruppi tassonomici campionati nelle stazioni I22 P1-P4 e I22 PC.

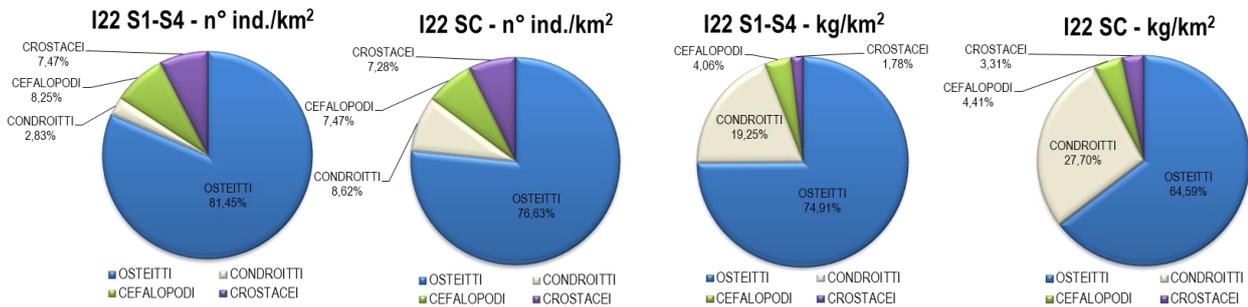
### Nella

Figura 53 è riportata la composizione in percentuale delle catture dei principali gruppi tassonomici campionati con la rete a strascico. Il gruppo degli Osteitti è risultato il più abbondante, sia nel gruppo di stazioni I22 S1-S4, con un contributo in densità dell'81% ed in biomassa del 75%, che nella stazione I22 SC (indice di densità pari al 77%, indice di biomassa pari al 65%).

I Condroitti mostrano un indice di densità pari al 3% per le stazioni I22 S1-S4 e al 9% per la stazione I22 SC. l'indice di biomassa di questo gruppo rappresenta il 19% nelle stazioni in prossimità del terminale ed il 28% nella stazione di controllo.

Il gruppo dei Molluschi Cefalopodi costituisce l'8% della densità media nel gruppo di stazioni I22 S1-S4 ed il 7% nella stazione I22 SC. Il contributo percentuale dell'indice di biomassa medio per questo gruppo è pari a circa 4% sia nelle stazioni in prossimità del terminale (I22 S1-S4) che nella stazione di controllo (I22 SC).

L'indice di densità media dei Crostacei Decapodi si attesta intorno al 7% sia nelle stazioni I22 S1-S4 che nella stazione I22 SC, mentre l'indice di biomassa medio risulta molto basso nelle stazioni in prossimità del Terminale (1,8%) e si attesta sul 3% nella stazione di controllo.



**Figura 53** - Rete a strascico: composizione percentuale delle catture, espressa come n° individui/km² e kg/km², dei principali gruppi tassonomici campionati nelle stazioni I22 S1-S4 e I22 SC.

### Reti da posta - Indici di densità e biomassa per specie

Nella **Tabella 80** sono riportati gli indici di densità in n° individui/1000m/24h (di seguito n° ind./1000m/24h) e di biomassa in kg/1000m/24h per le specie catturate con le reti da posta. I campi vuoti indicano che la specie non è stata catturata nel gruppo di stazioni poste in prossimità del terminale o nella stazione di controllo. Il gattuccio, *Scyllorhinus canicula*, è risultata la specie più abbondante in assoluto, con valori in densità di 78 ind./1000m/24h nel gruppo di stazioni I22 P1-P4 e di 67 ind./1000m/24h nella stazione I22 PC. L'indice di biomassa di questa specie è pari a 14,4 kg/1000m/24h per il gruppo di stazioni in prossimità del terminale e a 12,3 kg/1000m/24h per la stazione di controllo. Le specie appartenenti al gruppo degli Osteitti hanno mostrato indici di densità e biomassa molto bassi. Le specie con gli indici più elevati sono il rombo quattrocchi, *Lepidorhombus boscii* (indici di densità e biomassa pari a 5 ind./1000m/24h e 0,36 kg/1000m/24h nel gruppo di stazioni I22 P1-P4 e di 3 ind./1000m/24h e 0,14 kg/1000m/24h nella stazione I22 PC) e la rana pescatrice, *Lophius budegassa*, campionata solamente nelle stazioni in prossimità del terminale (indice di densità pari a 2 ind./1000m/24h, indice di biomassa pari a 1,44 kg/1000m/24h). Il gambero bianco, *Parapenaeus longirostris*, unica specie rappresentante del gruppo dei Crostacei Decapodi, mostra un indice di densità pari a 7 ind./1000m/24h e 2 ind./1000m/24h rispettivamente per il gruppo delle stazioni I22 P1-P4 e I22 PC. Per quanto riguarda invece la biomassa di questa specie gli indici di biomassa si attestano su 0,06 kg/1000m/24h e 0,02 kg/1000m/24h rispettivamente per le stazioni in prossimità del Terminale e la stazione di controllo.

**Tabella 80** - Reti da posta: indici di densità e biomassa ( $\pm$  DS), espressi in n° individui/1000m/24h e kg/1000m/24h, stimati per le specie catturate nelle stazioni I22 P1-P4 e nella stazione di controllo I22 PC. \* = DS<0,05.

	I22 P1-P4		I22 PC	
	n° ind./1000m/24h	kg/1000m/24h	n° ind./1000m/24h	kg/1000m/24h
<b>OSTEITTI</b>				
<i>Boops boops</i>	0,8 $\pm$ 1,6	0,03 $\pm$ 0,1	1,6	0,13
<i>Chelydonichthys lucerna</i>	1,2 $\pm$ 4,2	0,22 $\pm$ 0,8		
<i>Citharus linguatula</i>	1,5 $\pm$ 3,0	0,08 $\pm$ 0,2		
<i>Lepidorhombus boscii</i>	5,2 $\pm$ 7,9	0,36 $\pm$ 0,5	3,2	0,14
<i>Lepidotrigla cavillone</i>	0,8 $\pm$ 1,5	0,02*	1,6	0,03
<i>Lophius budegassa</i>	1,5 $\pm$ 2,1	1,44 $\pm$ 2,4		
<i>Merluccius merluccius</i>			1,6	2,69
<i>Pagellus bogaraveo</i>	0,4 $\pm$ 1,3	0,02 $\pm$ 0,1		
<i>Pagellus erythrinus</i>	0,4 $\pm$ 1,4	0,02 $\pm$ 0,1		
<i>Scomber</i> sp.	0,4 $\pm$ 1,3	0,09 $\pm$ 0,3		
<i>Scorpaena scrofa</i>	1,2 $\pm$ 4,0	0,77 $\pm$ 2,7		
<i>Spicara smaris</i>			1,6	0,09
<i>Trachurus mediterraneus</i>	0,4 $\pm$ 1,3	0,03 $\pm$ 0,1		
<i>Trachurus trachurus</i>	0,8 $\pm$ 1,5	0,03 $\pm$ 0,1		
<i>Trisopterus capelanus</i>	0,8 $\pm$ 2,8	0,02 $\pm$ 0,1	1,6	0,05
<b>CONDROITTI</b>				
<i>Raja asterias</i>	0,8 $\pm$ 2,8	0,94 $\pm$ 3,2	4,7	5,41
<i>Raja clavata</i>	5,3 $\pm$ 5,0	10,85 $\pm$ 8,2	3,2	8,52
<i>Scyliorhinus canicula</i>	77,6 $\pm$ 96,4	14,42 $\pm$ 17,6	66,5	12,30
<b>CROSTACEI DECAPODI</b>				
<i>Parapenaeus longirostris</i>	6,5 $\pm$ 9,9	0,06 $\pm$ 0,1	1,6	0,02
<b>ALTRO</b>				
<i>Alcyonium palmatum</i>	1,1 $\pm$ 2,5	0,03 $\pm$ 0,1	3,2	0,03
<i>Ascidia mentula</i>	0,4 $\pm$ 1,4	0,03 $\pm$ 0,1		
<i>Ascidia</i> spp.	0,4 $\pm$ 1,3	<0,01*	28,5	0,16
<i>Cidaris cidaris</i>	1,1 $\pm$ 2,4	0,04 $\pm$ 0,1		
<i>Galeodea echinofora</i>	0,4 $\pm$ 1,3	0,02 $\pm$ 0,1		
<i>Neopycnodonte cochlear</i>	0,4 $\pm$ 1,3	<0,01*		
<i>Squilla mantis</i>	2,0 $\pm$ 5,3	0,08 $\pm$ 0,3	1,6	0,06
<i>Sticopus regalis</i>	1,5 $\pm$ 2,1	0,39 $\pm$ 0,5	3,2	0,91

### Reti a strascico - Indici di densità e biomassa per specie

Nella **Tabella 81** sono riportati gli indici di densità in n° individui/km<sup>2</sup> (di seguito n° ind./km<sup>2</sup>) e di biomassa in kg/km<sup>2</sup> per le specie catturate con la rete a strascico. I campi vuoti indicano che la specie non è stata catturata nel gruppo di stazioni poste in prossimità del terminale o nella stazione di controllo. Tra gli Osteitti campionati nelle stazioni in prossimità del terminale (I22 S1-S4) la specie più abbondante è il sugarello, *Trachurus trachurus*, con un indice di densità di 5610 ind./km<sup>2</sup> ed un indice in biomassa di 73,7 kg/km<sup>2</sup>. Sempre nel gruppo dei pesci Ossei, altre specie che mostrano indici elevati sono la triglia di fango, *Mullus barbatus*, con un indice di densità pari a 3372 ind./km<sup>2</sup> e un indice in biomassa di 120 kg/km<sup>2</sup>, la boga, *Boops boops*, con indici di densità e biomassa di 1016 ind./km<sup>2</sup> e 41,9 kg/km<sup>2</sup> rispettivamente, la sardina, *Sardina pilchardus* (469 ind./km<sup>2</sup> e 7,4 kg/km<sup>2</sup>) ed il nasello, *Merluccius merluccius*, con un indice di densità di 423 ind./km<sup>2</sup> ed un indice di biomassa di 50,9 kg/km<sup>2</sup>. Nel gruppo dei Condroitti il gattuccio, *S. canicula*, è la specie più abbondante con indici di densità pari a 414 ind./km<sup>2</sup> e di biomassa pari a 65 kg/km<sup>2</sup>. Il gruppo dei Crostacei Decapodi è rappresentato solamente dal gambero bianco, *P. longirostris*, con indici di densità e biomassa pari a 1180 ind./km<sup>2</sup> e 10,1 kg/km<sup>2</sup> rispettivamente. Tra i Molluschi Cefalopodi la specie con gli indici di densità e biomassa più elevati è il totano, *Illex coindetii*, con valori di 942 ind./km<sup>2</sup> e 11,6 kg/km<sup>2</sup>. Le altre specie di Molluschi Cefalopodi mostrano indici di densità e biomassa molto bassi. Nel gruppo indicato come "Altro" la specie più abbondante è lo cnidario *Alcyonium palmatum* con un indice di densità pari a 136 ind./km<sup>2</sup> e un indice di biomassa pari a 2,6 kg/km<sup>2</sup>, seguito dall'echinoderma *Leptometra phalangium*, con indici di densità e biomassa pari a 134 ind./km<sup>2</sup> e 8,6 kg/km<sup>2</sup> rispettivamente e dallo cnidario *Funiculina quadrangularis* (84 ind./km<sup>2</sup> e 0,8 kg/km<sup>2</sup>).

Nella stazione di controllo I22 SC, la specie più abbondante in assoluto è la triglia di fango, *M. barbatus*, con un indice di densità di 3675 ind./km<sup>2</sup> e un indice in biomassa di 112,5 kg/km<sup>2</sup>. Tra gli Osteitti altre specie particolarmente abbondanti sono il sugarello, *T. trachurus*, con

indici di densità e biomassa pari a 1492 ind./km<sup>2</sup> e 20,5 kg/km<sup>2</sup> rispettivamente, la boga, *B. boops*, con una densità di 1247 ind./km<sup>2</sup> e una biomassa di 48,1 kg/km<sup>2</sup>, e l'occhialone, *Pagellus bogaraveo* (869 ind./km<sup>2</sup> e 21,7 kg/km<sup>2</sup>). Nella stazione I22 SC la specie più abbondante del gruppo dei Condroitti è il gattuccio, *S. canicula*, con un indice di densità di 1002 ind./km<sup>2</sup> e un indice di biomassa di 120,7 kg/km<sup>2</sup>. Passando al gruppo dei Crostacei Decapodi la specie più abbondante è rappresentata dal gambero bianco, *P. longirostris*, con un indice in densità di 824 ind./km<sup>2</sup> e un indice in biomassa di 6,6 kg/km<sup>2</sup>. Nel gruppo dei Molluschi Cefalopodi campionati nella stazione di controllo la specie più abbondante è, anche in questo caso, il totano *I. coindetii*, con indici di densità e biomassa pari 668 ind./km<sup>2</sup> e di 8,4 kg/km<sup>2</sup>. Così come registrato nel gruppo di stazioni I22 S1-S4, anche nella stazione I22 SC le altre specie di Molluschi Cefalopodi mostrano indici di densità e biomassa piuttosto bassi. Per quanto riguarda il gruppo indicato come "Altro" la specie più abbondante è, anche in questo caso, lo cnidario *A. palmatum*, con un indice di densità di 267 ind./km<sup>2</sup> e un indice di biomassa di 2,7 kg/km<sup>2</sup>, seguito dall'echinoderma *Astropecten irregularis pentacanthus* (indici di densità e biomassa pari a 178 ind./km<sup>2</sup> e 0,5 kg/km<sup>2</sup> rispettivamente).

**Tabella 81** - Rete a strascico: indici di densità e biomassa ( $\pm$  DS), espressi in n° individui/km<sup>2</sup> e kg/km<sup>2</sup>, stimati per le specie catturate nelle stazioni I22 S1-S4 e nella stazione di controllo I22 SC. \* = DS<0,05.

	I22 S1-S4		I22 SC	
	n° ind./km <sup>2</sup>	kg/km <sup>2</sup>	n° ind./km <sup>2</sup>	kg/km <sup>2</sup>
<b>OSTEITTI</b>				
<i>Argentina sphyraena</i>	16,4 $\pm$ 19,0	0,24 $\pm$ 0,4		
<i>Blennius ocellaris</i>	16,7 $\pm$ 36,9	0,56 $\pm$ 1,1		
<i>Boops boops</i>	1016,1 $\pm$ 1376,4	41,91 $\pm$ 47,1	1247,2	48,13
<i>Cepola macrophthalmia</i>	5,6 $\pm$ 19,3	0,09 $\pm$ 0,3		
<i>Chelydonichthys lucerna</i>	22,3 $\pm$ 44,5	2,42 $\pm$ 4,8	44,5	4,45
<i>Citharus linguatula</i>	16,7 $\pm$ 19,3	0,81 $\pm$ 1,0		
<i>Capros aper</i>	27,8 $\pm$ 57,9	0,23 $\pm$ 0,5	22,3	0,11
<i>Carapus acus</i>	5,3 $\pm$ 18,4	0,02 $\pm$ 0,1		
<i>Centrolophus niger</i>	5,6 $\pm$ 19,3	0,08 $\pm$ 0,3		
<i>Engraulis encrasicolus</i>	111,1 $\pm$ 360,8	1,40 $\pm$ 4,5		
<i>Eutrigla gurnardus</i>			22,3	0,33
<i>Lepidorhombus boschii</i>	160,2 $\pm$ 175,1	7,20 $\pm$ 2,4	222,7	11,45
<i>Lepidotrigla cavillone</i>	246,2 $\pm$ 197,0	3,03 $\pm$ 2,6	155,9	2,00
<i>Lophius budegassa</i>	82,2 $\pm$ 71,2	41,92 $\pm$ 60,0	44,5	14,28
<i>Macroramphosus scolopax</i>	328,5 $\pm$ 698,2	1,98 $\pm$ 4,8		
<i>Merluccius merluccius</i>	422,6 $\pm$ 372,1	50,91 $\pm$ 61,8	222,7	18,13
<i>Mullus barbatus</i>	3372,0 $\pm$ 2241,3	120,01 $\pm$ 54,2	3674,8	112,52
<i>Pagellus bogaraveo</i>	89,1 $\pm$ 189,0	2,64 $\pm$ 5,9	868,6	21,67
<i>Pagellus erythrinus</i>	257,3 $\pm$ 212,4	14,09 $\pm$ 12,0	356,3	15,84
<i>Sardina pilchardus</i>	468,8 $\pm$ 1065,8	7,44 $\pm$ 16,5	267,3	4,59
<i>Serranus cabrilla</i>	16,7 $\pm$ 57,9	0,67 $\pm$ 2,3		
<i>Serranus hepatus</i>	143,7 $\pm$ 196,6	1,60 $\pm$ 2,0	89,1	0,89
<i>Spicara flexuosa</i>	105,8 $\pm$ 254,7	2,80 $\pm$ 6,4		
<i>Trachinus draco</i>			22,3	2,14
<i>Trachurus mediterraneus</i>	50,1 $\pm$ 149,0	3,16 $\pm$ 9,7	111,4	2,63
<i>Trachurus trachurus</i>	5610,0 $\pm$ 15637,4	73,66 $\pm$ 182,1	1492,2	20,53
<i>Trisopterus capelanus</i>	219,9 $\pm$ 221,8	5,34 $\pm$ 6,3	44,5	1,80
<i>Uranoscopus scaber</i>	5,6 $\pm$ 19,3	0,89 $\pm$ 3,1		
<i>Zeus faber</i>	50,1 $\pm$ 110,8	39,15 $\pm$ 114,2		
<b>CONDROITTI</b>				
<i>Raja clavata</i>	22,3 $\pm$ 77,2	44,08 $\pm$ 152,7		
<i>Scylliorhinus canicula</i>	414,0 $\pm$ 264,6	64,95 $\pm$ 34,2	1002,2	120,71
<b>CROSTACEI DECAPODI</b>				
<i>Palinurus elephas</i>			22,3	7,80
<i>Parapenaeus longirostris</i>	1180,3 $\pm$ 550,3	10,10 $\pm$ 4,4	824,1	6,61
<b>MOLLUSCHI CEFALOPODI</b>				
<i>Eledone cirrhosa</i>	16,7 $\pm$ 36,9	1,11 $\pm$ 2,4	22,3	1,45
<i>Illex coindetii</i>	942,4 $\pm$ 644,6	11,59 $\pm$ 10,8	668,2	8,40

**Tabella 81** - Rete a strascico: indici di densità e biomassa ( $\pm$  DS), espressi in n° individui/km<sup>2</sup> e kg/km<sup>2</sup>, stimati per le specie catturate nelle stazioni I22 S1-S4 e nella stazione di controllo I22 SC. \* = DS<0,05.

<i>Loligo (Alloteuthis) spp.</i>	283,1 $\pm$ 361,4	1,79 $\pm$ 2,2	111,4	4,01
<i>Loligo vulgaris</i>	11,1 $\pm$ 38,6	0,94 $\pm$ 3,3	44,5	4,79
<i>Octopus vulgaris</i>	11,1 $\pm$ 22,3	6,51 $\pm$ 16,1		
<i>Rossia macrosoma</i>	5,6 $\pm$ 19,3	0,29 $\pm$ 1,0		
<i>Scaevurgus unicolor</i>	5,6 $\pm$ 19,3	0,22 $\pm$ 0,8		
<i>Sepia elegans</i>	5,6 $\pm$ 19,3	0,08 $\pm$ 0,3		
<i>Sepia orbignyana</i>	16,7 $\pm$ 36,9	0,36 $\pm$ 0,7	22,3	0,56
<i>Sepietta oweniana</i>	5,6 $\pm$ 19,3	0,08 $\pm$ 0,3		
<b>ALTRO</b>				
<i>Alcyonium palmatum</i>	135,9 $\pm$ 232,5	2,63 $\pm$ 4,9	267,3	2,67
<i>Antedon mediterranea</i>	61,2 $\pm$ 123,5	0,19 $\pm$ 0,4	44,5	0,07
<i>Ascidia mentula</i>	11,1 $\pm$ 38,6	0,11 $\pm$ 0,4		
<i>Ascidiaacea indet.</i>	16,7 $\pm$ 57,9	0,11 $\pm$ 0,4		
<i>Astropecten aranciaceus</i>	16,4 $\pm$ 36,8	0,11 $\pm$ 0,2		
<i>Astropecten irregularis pentacanthus</i>	71,6 $\pm$ 182,1	0,16 $\pm$ 0,4	178,2	0,45
<i>Botryllus schlosseri</i>	11,1 $\pm$ 38,6	0,28 $\pm$ 1,0		
<i>Echinus melo</i>	16,7 $\pm$ 36,9	3,34 $\pm$ 9,2		
<i>Funiculina quadrangularis</i>	83,5 $\pm$ 101,5	0,78 $\pm$ 1,0	44,5	0,22
<i>Galeodea echinofoera</i>	5,6 $\pm$ 19,3	0,06 $\pm$ 0,2		
<i>Leptometra phalangium</i>	134,1 $\pm$ 347,9	8,59 $\pm$ 18,0		2,23
<i>Ophiuroidea indet.</i>	32,9 $\pm$ 73,6	0,14 $\pm$ 0,3		
<i>Pennatula phosphorea</i>	5,6 $\pm$ 19,3	0,11 $\pm$ 0,4		
<i>Pennatula rubra</i>	32,6 $\pm$ 65,3	0,38 $\pm$ 0,9	66,8	0,67
<i>Pilumnus hirtellus</i>	5,6 $\pm$ 19,3	0,06 $\pm$ 0,2		
<i>Polychaeta indet.</i>	43,8 $\pm$ 93,8	0,38 $\pm$ 0,8		
<i>Poriphera indet.</i>	16,4 $\pm$ 36,8	9,64 $\pm$ 26,2		
<i>Sabella spp.</i>			133,6	0,67
<i>Squilla mantis</i>	16,4 $\pm$ 36,8	0,41 $\pm$ 1,1	22,3	0,11
<i>Stichopus regalis</i>	176,1 $\pm$ 7,1	39,92 $\pm$ 13,1	66,8	13,36

### Indici di densità e biomassa delle specie più rappresentative

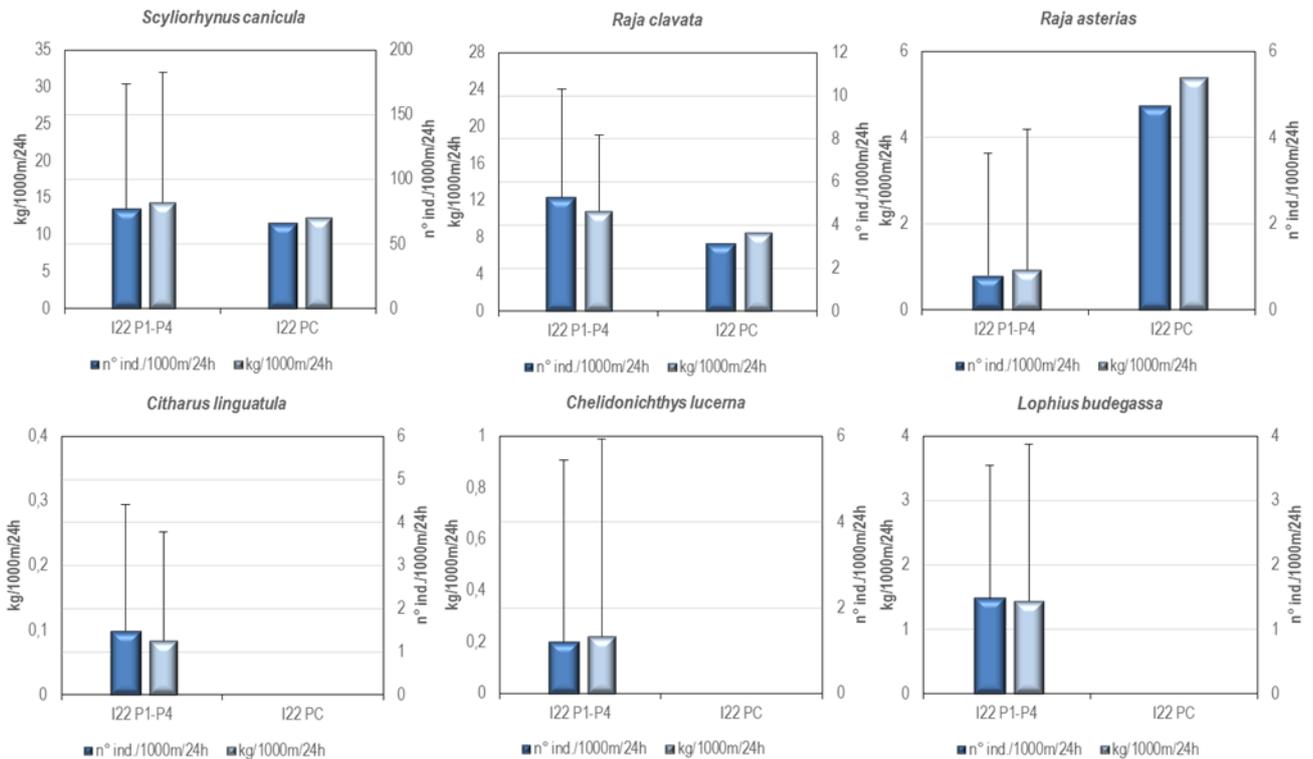
Nella fase di bianco, sia per le reti da posta che per la rete a strascico, sono state scelte alcune specie più rappresentative delle catture totali, da analizzare dal punto di vista degli indici di densità e biomassa e delle distribuzioni di taglia frequenza durante tutti i campionamenti successivi. Alle specie indagate già a partire dalla fase di bianco sono state aggiunte, per le reti da posta, la razza chiodata, *Raja clavata*, e per la rete a strascico il sugarello, *T. trachurus*, ed il rombo quattrocchi, *L. boscii*, vista la loro particolare abbondanza nelle catture.

### Reti da posta

Nella

**Figura 54** sono riportati gli indici di densità e biomassa per le specie rappresentative catturate con le reti da posta. I grafici mostrano i valori medi e la deviazione standard degli indici, sia per specie, sia per sito (I22 P1-P4: stazioni in prossimità del terminale; I22 PC: stazione di controllo).

Gli indici di densità e biomassa del gattuccio, *S.canicula*, e della razza chiodata, *R. clavata*, sono sostanzialmente simili sia nel gruppo di stazioni I22 P1-P4 che nella stazione I22 PC. La razza stellata, *Raja asterias*, mostra indici di densità e biomassa più elevati, anche se di poco, nella stazione di controllo. La linguattola, *C. linguatula*, la gallinella, *Chelydonichthys lucerna*, e la rana pescatrice, *L. budegassa*, sono state campionate esclusivamente nel gruppo di stazioni in prossimità del terminale (I22 P1-P4), mostrando indici di densità e biomassa molto bassi.



**Figura 54** - Reti da posta: indici di densità e biomassa, stimati per le stazioni I22 P1-P4 e per la stazione I22 PC, per specie. Sono riportati i valori medi + la deviazione standard. In blu n° individui/1000m<sup>2</sup>/24h, in azzurro kg/1000m<sup>2</sup>/24h.

### Rete a strascico

Nella **Figura 55** sono riportati gli indici di densità e biomassa per le specie caratteristiche catturate con la rete a strascico. I grafici mostrano i valori medi e la deviazione standard degli indici, sia per specie, sia per sito (I22 S1-S4: stazioni in prossimità del terminale; I22 SC: stazione di controllo).

Gli indici di densità e biomassa della triglia di fango, *M. barbatus*, e del moscardino, *E. cirrhosa*, sono simili sia nelle stazioni in prossimità del terminale (I22 S1-S4) che nella stazione di controllo (I22 SC). Il merluzzetto, *Trisopterus capelanus*, il nasello, *M. merluccius*, il sacchetto, *Serranus hepatus*, il sugarello, *T. trachurus*, ed il gambero bianco, *P. longirostris*, mostrano indici di densità e biomassa più elevati nel gruppo di stazioni I22 S1-S4, mentre il gattuccio, *S. canicula*, il pagello fragolino, *Pagellus erythrinus*, ed il rombo quattrocchi, *L. boscii*, mostrano indici di densità e biomassa più elevati nella stazione I22 SC.

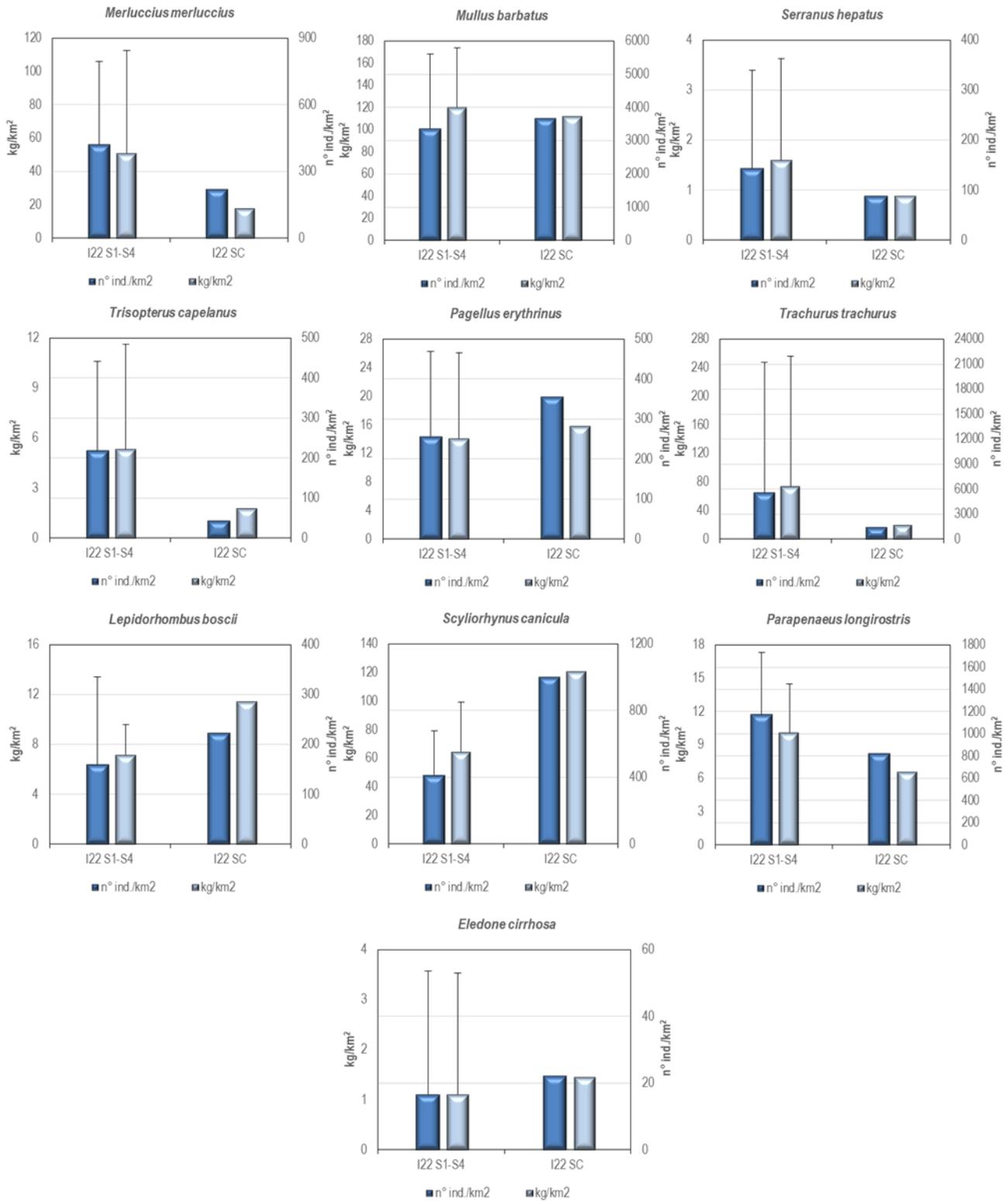
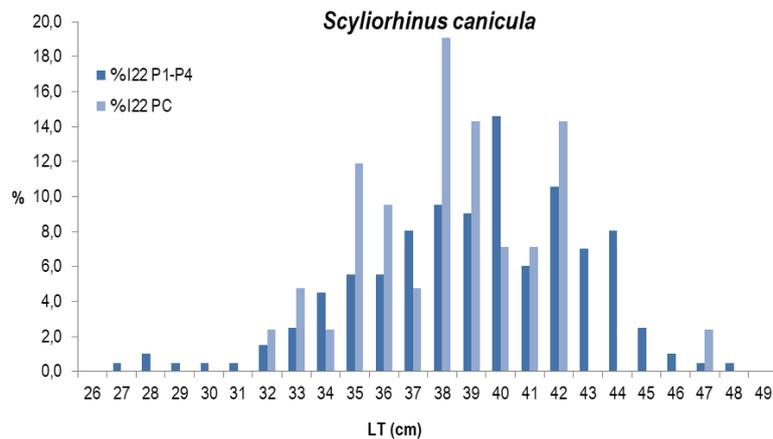


Figura 55 – Rete a strascico: indici di densità e biomassa, stimati per le stazioni I22 S1-S4 e per la stazione I22 SC, per specie. Sono riportati i valori medi + la deviazione standard. In blu n° individui/km<sup>2</sup>, in azzurro chiaro kg/km<sup>2</sup>.

## Distribuzioni taglia-frequenza per specie

### Reti da posta

Nella **Figura 56** è illustrata la distribuzione di taglia-frequenza del gattuccio *S. canicula* catturato con le reti da posta. Nel gruppo di stazioni I22 P1-P4 sono stati campionati 199 individui con taglia tra 27 e 48 cm LT, mentre nella stazione di controllo I22 PC gli esemplari catturati sono stati 42, con taglia compresa tra 32 e 47 cm LT. La distribuzione di taglia-frequenza degli animali campionati nelle stazioni in prossimità del terminale (I22 P1-P4) mostra una moda a 40 cm LT. Nella distribuzione di taglia-frequenza degli esemplari campionati nella stazione di controllo (I22 PC) non è possibile individuare una moda ben definita.

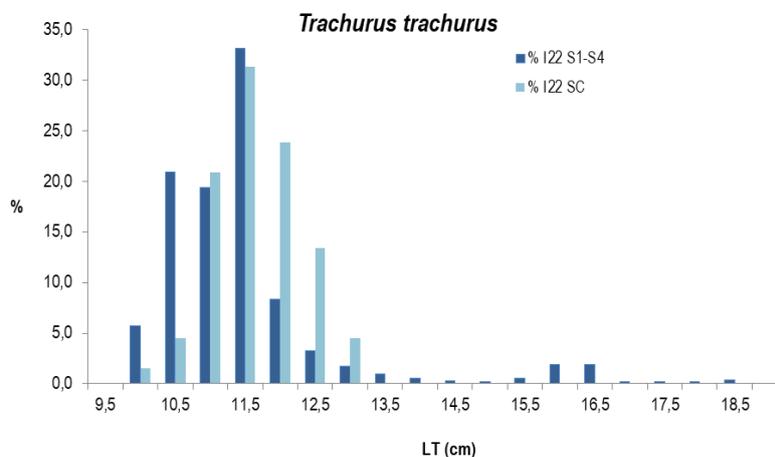


**Figura 56** - Rete da posta: distribuzione taglia-frequenza del gattuccio (*Scyliorhinus canicula*). N° individui: 199 (I22 S1-S4), 42 (I22 SC).

Dato lo scarso numero di individui campionati non vengono presentate le distribuzioni taglia-frequenza delle altre specie scelte per le reti da posta. In dettaglio, sono stati campionati 17 esemplari di razza chiodata, *R. clavata*: 15, con taglia compresa tra 62 e 75 cm LT, nel gruppo di stazioni in prossimità del terminale (I22 P1-P4) e 2 esemplari, con taglie di 60 e 82 cm LT, nella stazione di controllo (I22 PC). La razza stellata, *R. asterias*, è stata campionata sia nelle stazioni in prossimità del Terminale (2 esemplari con taglia di 54 e 58 cm LT) sia nella stazione di controllo (3 esemplari con taglia compresa tra 52 e 60 cm LT). *Citharus linguatula* (linguattola) è stata campionata esclusivamente nel gruppo di stazioni I22 P1-P4; sono stati catturati 4 esemplari con taglie tra 17,5 e 21,5 cm LT. Anche la rana pescatrice, *L. budegassa*, e la gallinella, *C. lucerna*, sono state campionate esclusivamente nelle stazioni in prossimità del Terminale: per la prima specie sono stati campionati 4 esemplari con taglia compresa tra 25 e 47 cm LT, per la seconda 3 esemplari con taglia compresa tra 20,5 e 29,5 cm LT.

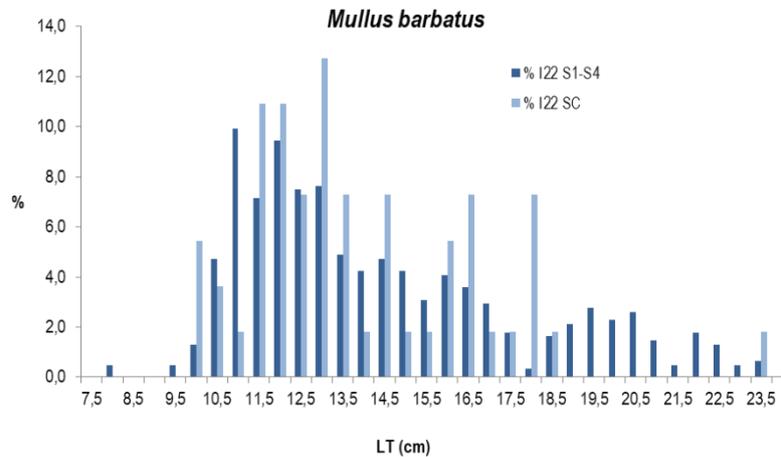
### Rete a strascico

Nel gruppo degli Osteitti la specie con la maggiore cattura in numero assoluto è il sugarello, *T. trachurus*. Nel gruppo di stazioni I22 S1-S4 sono stati campionati 1049 esemplari con taglia compresa tra 10 e 18,5 cm LT, mentre nella stazione I22 SC gli individui catturati sono stati 67, con taglia tra 10 e 13 cm LT (**Figura 57**). Per entrambe le distribuzioni di taglia-frequenza la moda si attesta a 11,5 cm LT. Si può anche osservare come per entrambe le distribuzioni la maggior parte degli individui sia concentrata nell'intervallo di taglia compreso tra 10 e 12,5 cm LT.



**Figura 57** - Rete a strascico: distribuzione taglia-frequenza del sugarello (*Trachurus trachurus*). N° individui: 1049 (I22 S1-S4), 67 (I22 SC).

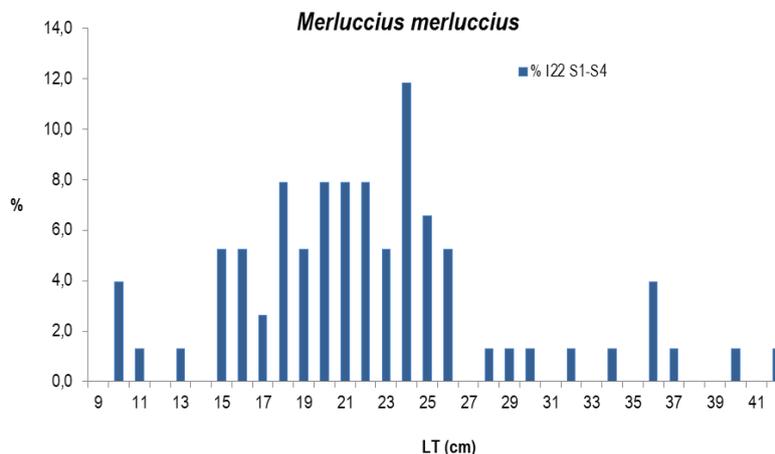
Nel caso della triglia di fango, *M. barbatus*, nel gruppo di stazioni in prossimità del terminale (I22 S1-S4) sono stati campionati 615 esemplari con taglia compresa tra 8 e 23,5 cm LT, mentre nella stazione di controllo (I22 SC) sono stati catturati 165 esemplari, con un intervallo di taglia tra 10 e 23,5 cm LT (**Figura 58**). La distribuzione taglia-frequenza degli individui catturati nel gruppo di stazioni I22 S1-S4 mostra due mode: una a 12 cm LT e una a 19,5 cm LT, mentre per la distribuzione taglia-frequenza della stazione I22 SC non è possibile identificare una moda ben definita.



**Figura 58** - Reti a strascico: distribuzione taglia-frequenza della triglia di fango (*Mullus barbatus*). N° individui: 615 (I22 S1-S4), 165 (I22 SC).

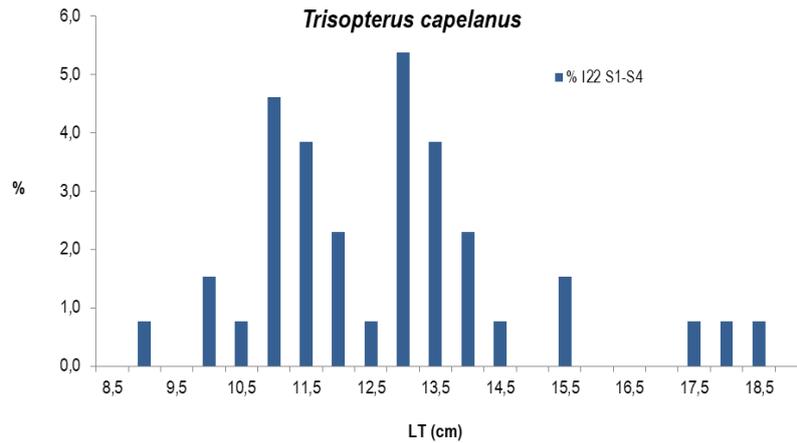
Per il nasello, *M. merluccius*, ed il merluzzetto, *T. capelanus* vengono presentate solo le distribuzioni di taglia-frequenza degli esemplari campionati nel gruppo di stazioni in prossimità del terminale (I22 S1-S4), visto il numero basso di animali catturati nella stazione di controllo (I22 SC).

Nelle stazioni in prossimità del terminale (I22 S1-S4), sono stati campionati 76 esemplari di nasello, *M. merluccius*, con taglia compresa tra 10 e 42 cm LT (**Figura 59**). La distribuzione taglia-frequenza non è ben definita. Nella stazione di controllo (I22 SC) sono stati catturati 10 individui, con un intervallo di taglia compreso tra 15 e 29 cm LT.



**Figura 59** - Reti a strascico: distribuzione taglia-frequenza del nasello (*Merluccius merluccius*). N° individui: 76 (I22 S1-S4).

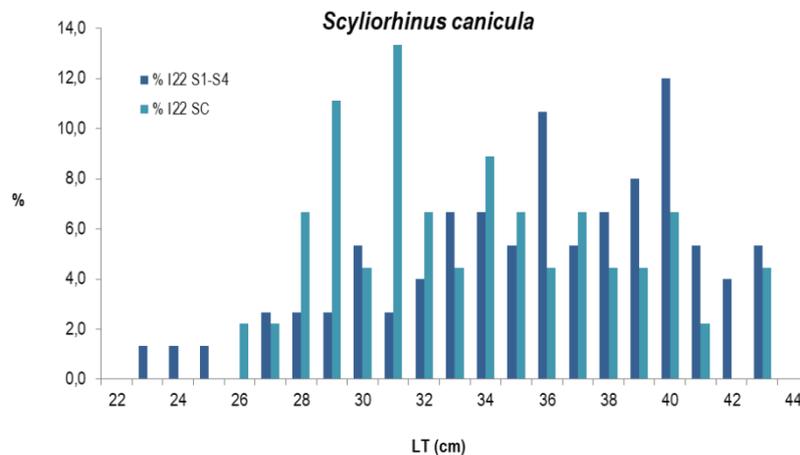
Per quanto riguarda il merluzzetto, *T. capelanus*, nel gruppo di stazioni I22 S1-S4 sono stati campionati 40 esemplari, con taglia compresa tra 9 e 18,5 cm LT (**Figura 60**). Nella distribuzione di taglia-frequenza si possono individuare due mode: una a 11 cm LT ed una a 13 cm LT. Nella stazione di controllo I22 SC sono stati catturati 2 individui di taglia 12 e 15,5 cm LT.



**Figura 60** - Reti a strascico: distribuzione taglia-frequenza del merluzzetto (*Trisopterus capelanus*). N° individui: 40 (I22 S1-S4).

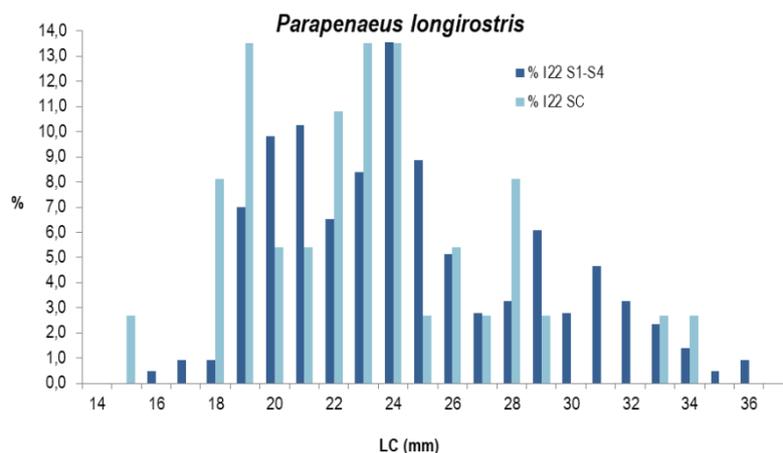
Per il pagello fragolino, *P. erythrinus*, il sacchetto, *S. hepatus*, il rombo quattrocchi, *L. boscii*, e lo scorfanotto, *S. notata*, visto il basso numero di esemplari campionati o la scarsa significatività, non vengono fornite le distribuzioni taglia-frequenza. Per il pagello fragolino, *P. erythrinus*, nel gruppo di stazioni I22 S1-S4 sono stati campionati 47 individui con taglia compresa tra 10 e 22,5 cm LT, mentre nella stazione I22 SC sono stati catturati 16 animali con taglia compresa tra 7,5 e 18,5 cm LT. Il sacchetto, *S. hepatus*, è stato campionato sia nelle stazioni in prossimità del terminale (I22 S1-S4: 26 esemplari con taglia tra 7,5 e 10 cm LT) che nella stazione di controllo (I22 SC: 4 esemplari con taglia compresa tra 8 e 10 cm LT). Sono stati catturati, in totale, 39 esemplari di rombo quattrocchi, *L. boscii*: 29 esemplari, con taglia tra 11 e 27,5 cm LT, sono stati campionati nel gruppo di stazioni I22 S1-S4, mentre nella stazione I22 SC sono stati campionati 10 esemplari, con taglia compresa tra 10,5 e 24 cm LT.

Passando al gattuccio, *Scyliorhinus canicula*, in totale sono stati campionati 120 esemplari: 75 nel gruppo di stazioni I22 S1-S4 (taglia compresa tra 23 e 43 cm LT) e 45 nella stazione I22 SC (taglia compresa tra 26 e 43 cm LT) (**Figura 61**). Le distribuzioni taglia-frequenza non sono molto strutturate, non è quindi possibile individuare delle mode.



**Figura 61** - Reti a strascico: distribuzione taglia-frequenza del gattuccio (*Scyliorhinus canicula*). N° individui: 75 (I22 S1-S4), 45 (I22 SC).

Passando al gambero bianco, *P. longirostris*, in totale sono stati campionati 251 esemplari, 214 nel gruppo di stazioni in prossimità del terminale (intervallo di taglia: 16 – 36 mm LC) e 37 esemplari nella stazione I22 SC (intervallo di taglia: 15 – 34 mm LC) (**Figura 62**). Nella distribuzione taglia-frequenza degli esemplari campionati nelle stazioni in prossimità del terminale (I22 S1-S4) sono presenti due mode, una a 24 mm LC ed una, un po' meno evidente, a 29 mm LC. La distribuzione taglia-frequenza degli individui catturati nella stazione di controllo (I22 SC) non ha un andamento ben definito per cui non è possibile individuare delle mode.



**Figura 62** - Rete a strascico: distribuzione taglia-frequenza del gambero bianco (*Parapenaeus longirostris*). N° individui: 214 (I22 S1-S4), 37 (I22 SC).

Per quanto riguarda il moscardino, *E. cirrhosa*, nelle stazioni in prossimità del terminale (I22 S1-S4) sono stati campionati 29 esemplari con taglia compresa tra 11 e 27,5 cm LM, mentre nella stazione di controllo (I22 SC) sono stati catturati 10 individui con taglia compresa tra 10,5 e 24 cm LM.

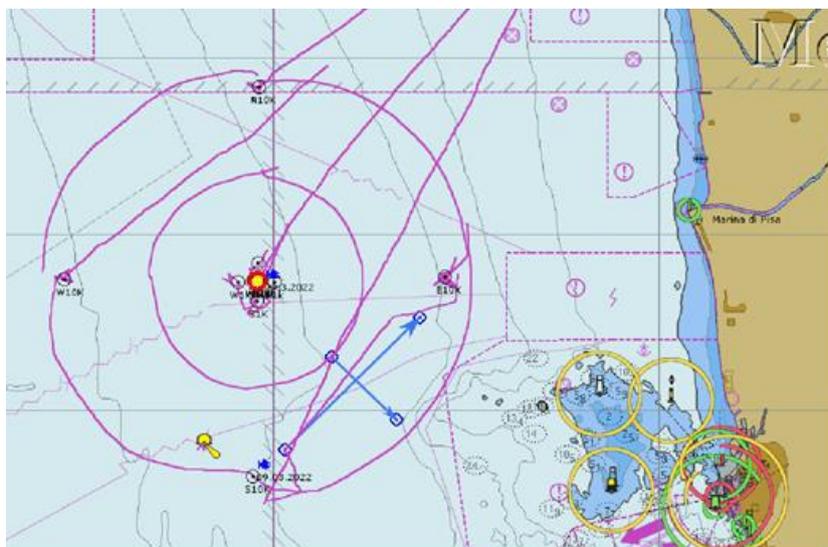
#### 4.2.6 Cetacei e tartarughe marine

Per questa indagine sono state percorse: 65 km per il cerchio alla distanza di 6 nm dal Terminale per un totale di 420 min di avvistamento; 33 km per il cerchio alla distanza di 3nm dal Terminale per un totale di 240 min di avvistamento; 5,5 km per il cerchio alla distanza di 1 nm dal Terminale per un totale di 90 min di avvistamento. In totale per il solo avvistamento di cetacei è stato effettuato uno sforzo pari a 102,5 km per un tempo totale di 780 min.

In **Figura 63** sono riportate le rotte percorse per il monitoraggio visivo condotto nell'inverno 2022 (I22).

Sono stati effettuati n° 2 avvistamenti di delfini: il 1° avvistamento in data 9 marzo in posizione Latitudine 43° 33.5008 N e Longitudine 009° 59.659 E, in totale 5 delfini ed 1 piccolo appartenenti alla specie tursiope (*Tursiops truncatus*) a 10 km in posizione S dal Terminale (**Foto 1**); il 2° in data 29 marzo in posizione Latitudine 43° 38.891 N e Longitudine 009° 59.979 E, in totale 15 delfini di cui 2 giovani sempre appartenenti alla specie tursiope (*Tursiops truncatus*) a 1 km in posizione E dal Terminale (**Foto 2-3**).

Nessun avvistamento di tartarughe.



**Figura 63** – Rotte effettuate per il monitoraggio visivo e bioacustico condotto a partire da marzo 2022 (I22).



Foto 1. Gruppo di tursiopi.



Foto 2. Tursiopi, sullo sfondo FSRU Toscana.



Foto 3. Tursiopi.

### 4.3 Indagini generali

#### 4.3.1 Bioacustica

I transetti di bioacustica sono stati effettuati in data 27 marzo come indicato in **Figura 63**. Seguendo tali transetti, su rotte prefissate, è stato effettuato l'ascolto in continuum dell'ambiente marino attraverso specifico idrofono dedicato. Tale strumento è stato trainato ad una distanza di 30 m secondo una delle due modalità da effettuare: a motore al minimo di velocità (2-3 knt) in quanto in assenza di vento (la seconda modalità prevede la traina dell'idrofono ma a vela sempre ad una velocità di 2-3 knt ed in presenza di vento con direzione idonea ad effettuare i transetti). Questo al fine di rendere l'ascolto il più possibile non inquinato dai rumori dell'imbarcazione e ascoltare prevalentemente il rumore ambientale.

La fase di ascolto è stata effettuata da biologi esperti in bioacustica che si sono alternati alla postazione del computer e all'osservazione con binocolo. L'operatore al computer è rimasto in ascolto tramite cuffie per tutto il tempo delle misure ed ha osservato contemporaneamente il video in cui, tramite un software dedicato, viene visualizzato il risultato dell'ascolto/registrazione dei suoni ambientali. L'ascolto è stato effettuato ad una sampling rate di 48.000 Hz e visualizzazione di 24.000 Hz che rappresenta l'intervallo ottimale di vocalizzazione e comunicazione dei tursiopi (i cetacei residenti in questa area di Pelagos). Il protocollo di ascolto in presenza prevede che in caso di percezione diretta (il suono biologico, fischio o klik, viene distintamente udito) e/o contemporanea osservazione visiva sullo spettrogramma di "segni marcati" (**Figura 65**) anche in assenza di suono udito, l'operatore deve far partire la registrazione per tutto il tempo della durata del suono biologico.

I transetti per la campagna del 27 marzo, della lunghezza totale di circa 16 km, sono stati percorsi in circa 210 min che rappresentano il tempo totale di ascolto.

Durante questo intervallo di tempo nessun suono biologico è stato rilevato.

Di seguito si riporta un frame di spettro che rappresenta quanto osservato/ascoltato durante i transetti dove si può osservare l'assenza di segni marcati (**Figura 64**) e un esempio di cosa si osserverebbe in presenza di registrazione con "segno marcato" (fischio), **Figura 65**.

