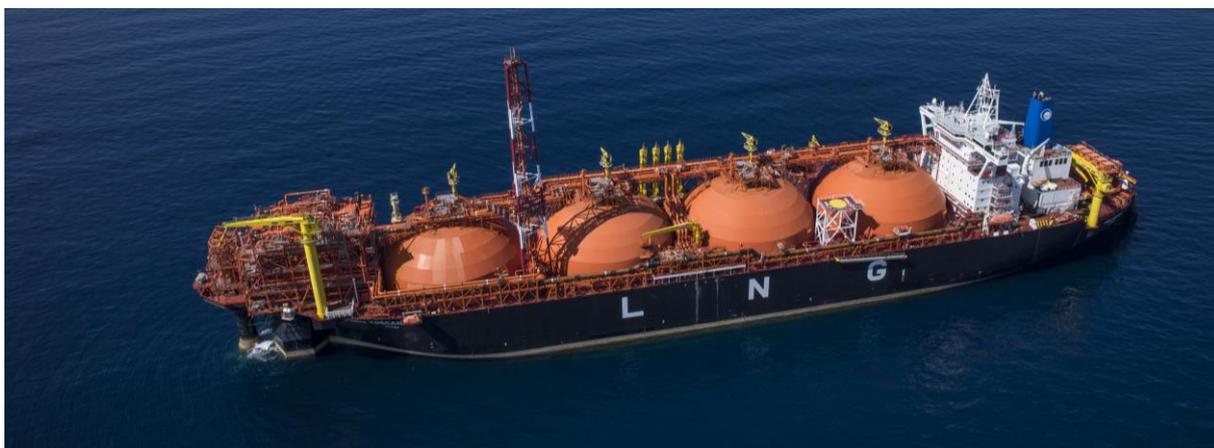




# OLT OFFSHORE LNG TOSCANA SpA

## Piano di monitoraggio dell'ambiente marino



**Autunno 2017 (A17), Inverno 2018 (I18)  
Primavera 2018 (P18), Estate 2018 (E18)**

## Fase di esercizio V Report Annuale Vol. 1

Rev. 1	07.02.19	Emissione definitiva	AMDB	GBP	CP
Rev. 0	11.07.18	Emissione per commenti committente	AMDB	GBP	CP
Rev	Data	Descrizione della revisione	Preparato da	Verificato da	Approvato da

<b>VOLUME I</b> .....	<b>10</b>
<b>1 INTRODUZIONE</b> .....	<b>11</b>
1.1 Breve descrizione dell'impianto di rigassificazione .....	11
1.2 Breve cronistoria relativa al progetto di monitoraggio .....	11
1.3 Obiettivi fase di esercizio .....	11
<b>2 MATERIALI E METODI</b> .....	<b>11</b>
2.1 Attività e tempistiche .....	11
2.2 Area di indagine .....	13
2.3 COLONNA D'ACQUA.....	14
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
<i>Vibrio fischeri</i> (sistema Microtox®) - fase liquida .....	17
<i>Phaeodactylum tricornutum</i> .....	17
<i>Dicentrarchus labrax</i> .....	18
<i>Paracentrotus lividus</i> .....	18
2.4 SEDIMENTI.....	18
2.4.1 Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche .....	18
<b>Analisi granulometriche</b> .....	18
<b>Analisi chimiche</b> .....	18
<b>Analisi microbiologiche</b> .....	19
2.4.2 Saggi ecotossicologici .....	20
<i>Paracentrotus lividus</i> .....	20
<i>Corophium orientale</i> .....	20
<i>Vibrio fischeri</i> (sistema Microtox®) - fase solida.....	20
2.5 BIOTA.....	20
2.5.1 Macrozoobenthos .....	20
2.5.2 Meiobenthos .....	21
2.5.3 Bioaccumulo .....	21
2.5.4 Biomarkers .....	24
2.5.5 Fauna ittica bentonectonica.....	25
2.5.6 Fauna ittica pelagica.....	27
2.5.7 Cetacei e tartarughe marine .....	27
2.6 INDAGINI GENERALI .....	28
2.6.1 Misura del rumore.....	28
2.6.2 Bioacustica .....	32
<b>3 RISULTATI SURVEY AUTUNNO 2017</b> .....	<b>33</b>
3.1 COLONNA D'ACQUA.....	33
3.1.1 Profili idrologici .....	33
3.1.2 Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche .....	35
3.1.3 Plancton.....	43
3.2 BIOTA.....	52

3.2.1	Macrozoobenthos .....	52
3.2.2	Bioaccumulo .....	55
3.2.3	Biomarkers .....	57
3.2.4	Cetacei e tartarughe marine .....	58
<b>3.3</b>	<b>Indagini generali .....</b>	<b>59</b>
3.3.1	Misura del rumore.....	59
3.3.2	Bioacustica .....	64
<b>4</b>	<b>RISULTATI SURVEY INVERNO 2018.....</b>	<b>65</b>
<b>4.1</b>	<b>COLONNA D'ACQUA.....</b>	<b>65</b>
4.1.1	Profili idrologici .....	65
4.1.1	Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche .....	67
4.1.2	Plancton.....	76
4.1.3	Saggi ecotossicologici .....	86
	<i>Vibrio fischeri</i> .....	86
	<i>Pheodactylum tricorutum</i> .....	86
	<i>Dicentrarchus labrax</i> .....	87
	<i>Paracentrotus lividus</i> .....	87
<b>4.2</b>	<b>BIOTA.....</b>	<b>89</b>
4.2.1	Macrozoobenthos .....	89
4.2.2	Meiobenthos .....	93
4.2.3	Bioaccumulo .....	100
4.2.4	Biomarkers .....	102
4.2.5	Fauna ittica bentonectonica.....	103
4.2.6	Cetacei e tartarughe marine .....	111
<b>4.3</b>	<b>INDAGINI GENERALI .....</b>	<b>112</b>
4.3.1	Misura del rumore.....	112
4.3.2	Bioacustica .....	117
<b>VOLUME II</b>	<b>.....</b>	<b>118</b>
<b>5</b>	<b>RISULTATI SURVEY PRIMAVERA 2018.....</b>	<b>118</b>
<b>5.1</b>	<b>COLONNA D'ACQUA.....</b>	<b>118</b>
5.1.1	Profili idrologici .....	118
5.1.2	Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche .....	118
5.1.3	Plancton.....	118
<b>5.2</b>	<b>BIOTA.....</b>	<b>118</b>
5.2.1	Macrozoobenthos .....	118
5.2.2	Bioaccumulo .....	118
5.2.3	Biomarkers .....	118
5.2.4	Cetacei e tartarughe marine .....	118
<b>5.3</b>	<b>INDAGINI GENERALI .....</b>	<b>118</b>
5.3.1	Misura del rumore.....	118
5.3.2	Bioacustica .....	118
<b>6</b>	<b>RISULTATI SURVEY ESTATE 2018 .....</b>	<b>118</b>
<b>6.1</b>	<b>COLONNA D'ACQUA.....</b>	<b>118</b>
6.1.1	Profili idrologici .....	118
6.1.2	Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche .....	118
6.1.3	Saggi eco tossicologici su campioni di acqua .....	118

6.1.4	Plancton.....	118
<b>6.2</b>	<b>SEDIMENTI.....</b>	<b>118</b>
6.2.1	Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche .....	118
6.2.2	Saggi eco tossicologici su campioni di sedimento.....	118
<b>6.3</b>	<b>BIOTA.....</b>	<b>118</b>
6.3.1	Macrozoobenthos .....	118
6.3.2	Meiobenthos .....	118
6.3.3	Bioaccumulo .....	118
6.3.4	Biomarkers .....	118
6.3.5	Fauna ittica bentonectonica.....	118
6.3.6	Fauna ittica pelagica.....	118
6.3.7	Cetacei e tartarughe marine .....	118
<b>6.4</b>	<b>INDAGINI GENERALI .....</b>	<b>118</b>
6.4.1	Misura del rumore.....	118
6.4.2	Bioacustica .....	118
<b>7</b>	<b>CONFRONTO INTERSTAGIONALE E CON LA CAMPAGNA DI BIANCO .....</b>	<b>118</b>
<b>7.1</b>	<b>COLONNA D'ACQUA.....</b>	<b>118</b>
7.1.1	Profili idrologici .....	118
7.1.2	Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche .....	118
7.1.3	Saggi eco tossicologici su campioni di acqua .....	118
7.1.4	Plancton.....	118
<b>7.2</b>	<b>SEDIMENTI.....</b>	<b>118</b>
7.2.1	Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche .....	118
7.2.2	Saggi eco tossicologici su campioni di sedimento.....	118
<b>7.3</b>	<b>BIOTA.....</b>	<b>118</b>
7.3.1	Macrozoobenthos .....	118
7.3.2	Meiobenthos .....	118
7.3.3	Bioaccumulo .....	118
7.3.4	Biomarkers .....	118
7.3.5	Fauna ittica bentonectonica.....	118
7.3.6	Fauna ittica pelagica.....	118
7.3.7	Cetacei e tartarughe marine .....	118
<b>7.4</b>	<b>INDAGINI GENERALI .....</b>	<b>118</b>
7.4.1	Misura del rumore.....	118
7.4.2	Bioacustica .....	118
<b>8</b>	<b>CONCLUSIONI.....</b>	<b>118</b>

#### 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 10km dal Terminale e in grigio i transetti circolari a 1, 3 e 6NM di distanza dal Terminale.....	27
Figura 3 - Posizione delle stazioni di campionamento acustico.....	28
Figura 4 - Esempio di restituzione dati AIS durante l'avvicinamento alla stazione Est1K.....	29
Figura 5 - Schema dei tre tipi fondamentali di andamento che i raggi/coni acustici possono assumere nel piano range-depth al variare del profilo della velocità del suono con la profondità. ....	32
Figura 6 – Profili di temperatura (°C), salinità (ppt), pH e torbidità (NTU); survey autunno 2017. ....	33
Figura 7 – Profili di ossigeno disciolto (% saturazione), clorofilla (µg/l) e potenziale di ossidoriduzione (mV); survey autunno 2017.....	34
Figura 8 - 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 A17 MG7 e A17 MG10. ....	34

Figura 9 - 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 ( $\lambda_{max}$ ).	35
Figura 10 - Profili delle concentrazioni ( $\mu\text{M}$ ) dei nutrienti inorganici disciolti: nitriti ( $\text{NO}_2$ ), nitrati ( $\text{NO}_3$ ), fosfati ( $\text{PO}_4$ ), silicati ( $\text{SiO}_2$ ).	36
Figura 11 - Profili delle concentrazioni ( $\text{mg/l}$ ) dei solidi sospesi (TSM) e delle concentrazioni di particolato organico (POM).	37
Figura 12 - Profili degli assorbimenti ( $\text{m}^{-1}$ ) della CDOM a 325 nm ( $a_{CDOM}(325)$ ).	38
Figura 13 - Profili delle concentrazioni ( $\text{mg/m}^3$ ) di clorofilla a tot.	39
Figura 14 - 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).	40
Figura 15 - Profili delle densità fitoplanctoniche totali (cell/ml).	43
Figura 16 - Abbondanza relativa delle classi fitoplanctoniche indicate in legenda in rapporto all'abbondanza totale.	44
Figura 17 - Ripartizione dell'abbondanza totale e del numero di specie macrobentoniche tra i principali taxa rinvenuti. Altro=nemertini.	53
Figura 18 - Abbondanza totale e contributo percentuale cumulativo delle specie dominanti.	54
Figura 19 - Risultati della cluster analysis (group average) in alto e piano di ordinamento ottenuto dal n-MDS, in basso. La matrice triangolare è stata ottenuta tramite l'indice di Bray-Curtis.	54
Figura 20 - 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.	57
Figura 21 - Valutazione del grado di integrità del DNA mediante Comet assay. Valori elevati della percentuale di DNA migrato corrispondono ad una maggiore entità del danno.	57
Figura 22 - 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.	58
Figura 23 - Rotte effettuate per il monitoraggio visivo, acustico e bioacustico condotto in autunno 2017 (A17).	58
Figura 24 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto N100 a 55 m di profondità.	59
Figura 25 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto E100 a 55 m di profondità.	59
Figura 26 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto S100 a 55 m di profondità. In tutte le curve a 100m sono presenti le stesse tonali a bassa frequenza.	60
Figura 27 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto W100 a 55 m di profondità.	60
Figura 28 - Confronto dei livelli in terzi d'ottava misurati a distanza di 100 m a 55m di profondità nelle quattro stazioni di riferimento.	61
Figura 29 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto E1K a 55m di profondità.	61
Figura 30- PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto E10K a 45m di profondità.	62
Figura 31 - Confronto dei livelli in terzi d'ottava misurati a 55m di profondità lungo la direzione Est a diverse distanze dal Terminale.	62
Figura 32 - Profili di velocità del suono misurati con CTD a differenti stazioni durante la campagna A17.	63
Figura 33 - Simulazione della Transmission Loss TL alla frequenza di 12 kHz in direzione Nord.	63
Figura 34 - Trasmission Loss prevista dal modello in funzione della distanza alla profondità di 55 metri.	64
Figura 35 - Profili di temperatura ( $^{\circ}\text{C}$ ), salinità (ppt), pH e torbidità (NTU); survey inverno 2018.	65
Figura 36 - Profili di ossigeno disciolto (% saturazione), clorofilla ( $\mu\text{g/l}$ ), e potenziale di ossidoriduzione (mV); survey inverno 2018.	66
Figura 37 - 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 I18 MG7 e I18 MG10.	66
Figura 38 - 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 39 - 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).	68
Figura 40 - Profili delle concentrazioni ( $\text{mg/l}$ ) dei solidi sospesi (TSM) e delle concentrazioni di particolato organico (POM).	69
Figura 41 - Profili degli assorbimenti ( $\text{m}^{-1}$ ) della CDOM a 325 nm ( $a_{CDOM}(325)$ ).	70
Figura 42 - Profili delle concentrazioni ( $\text{mg/m}^3$ ) di clorofilla a tot.	71
Figura 43 - Concentrazione relativa dei singoli pigmenti diagnostici in rapporto al totale delle concentrazioni dei nove Pigmenti Diagnostici (PD= Fuco+Perid).	73
Figura 44 - Profili delle densità fitoplanctoniche totali (cell/ml).	77
Figura 45 - Abbondanza relativa delle classi fitoplanctoniche indicate in legenda in rapporto all'abbondanza totale.	78
Figura 46 - Ripartizione dell'abbondanza totale e del numero di specie tra i principali taxa rinvenuti. Altro=nemertini, emicordati.	91
Figura 47 - Abbondanza totale e contributo percentuale cumulativo delle specie dominanti.	91
Figura 48 - 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.	92
Figura 49 - Stazione I18 MG1. Densità media $\pm$ deviazione standard (ind./10 $\text{cm}^2$ ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).	93
Figura 50 - Stazione I18 MG2. Densità media $\pm$ deviazione standard (ind./10 $\text{cm}^2$ ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).	94
Figura 51 - Stazione I18 MG4. Densità media $\pm$ deviazione standard (ind./10 $\text{cm}^2$ ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).	94
Figura 52 - Stazione I18 MG6. Densità media $\pm$ deviazione standard (ind./10 $\text{cm}^2$ ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).	95
Figura 53 - Stazione I18 MG7. Densità media $\pm$ deviazione standard (ind./10 $\text{cm}^2$ ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).	95
Figura 54 - Stazione I18 MG8. Densità media $\pm$ deviazione standard (ind./10 $\text{cm}^2$ ) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).	95

Figura 55 - Stazione I18 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).	96
Figura 56 - Stazione I18 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).	97
Figura 57 - Stazione I18 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).	97
Figura 58 - Stazione I18 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).	97
Figura 59 - Stazione I18 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).	98
Figura 60 - Stazione I18 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).	98
Figura 61 - 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.	99
Figura 62 - 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.	102
Figura 63 - Valutazione del grado di integrità del DNA mediante Comet assay. Valori elevati della percentuale di DNA migrato corrispondono ad una maggiore entità del danno.	102
Figura 64 - 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.	103
Figura 65 - Reti da posta: composizione percentuale delle catture, espressa come n. individui/1000m/24h e kg/1000m/24h, dei principali gruppi tassonomici campionati nelle stazioni I18 P1-P4 e I18 PC.	104
Figura 66 - 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 I18 S1-S4 e I18 SC.	105
Figura 67 - Reti da posta: indici di densità e biomassa, stimati per le stazioni I18 P1-P4 e per la stazione I18 PC, per specie. Sono riportati i valori medi + la deviazione standard. In blu n. individui/1000m/24h, in azzurro kg/1000m/24h.	108
Figura 68 - Rete a strascico: indici di densità e biomassa, stimati per le stazioni I18 S1-S4 e per la stazione I18 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> .	109
Figura 69 - Rete da posta: distribuzione taglia-frequenza del gattuccio ( <i>Scylliorhinus canicula</i> ). Num. individui: 92 (I18 P1-P4).	109
Figura 70 - Rete a strascico: distribuzione taglia-frequenza della triglia di fango ( <i>Mullus barbatus</i> ). Num. individui: 899 (I18 S1-S4), 226 (I18 SC).	110
Figura 71 - Reti a strascico: distribuzione taglia-frequenza del sacchetto ( <i>Serranus hepatus</i> ). Num. individui: 81 (I18 S1-S4).	110
Figura 72 - Rete a strascico: distribuzione taglia-frequenza del gattuccio ( <i>Scylliorhinus canicula</i> ). Num. individui: 254 (I18 S1-S4), 33 (I18 SC).	111
Figura 73 - Rete a strascico: distribuzione taglia-frequenza del gambero bianco ( <i>Parapenaeus longirostris</i> ). Num. individui: 192 (I18 S1-S4), 12 (I18 SC).	111
Figura 74 - Rotte effettuate per il monitoraggio visivo, acustico e bioacustico condotto in inverno 2018.	112
Figura 75 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto N100 a 55 m di profondità.	112
Figura 76 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto E100 a 55 m di profondità.	113
Figura 77 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto S100 a 55 m di profondità.	113
Figura 78 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto W100 a 55 m di profondità.	113
Figura 79 - Confronto dei livelli in terzi d'ottava misurati a distanza di 100 m a 55m di profondità, nelle quattro direzioni cardinali.	114
Figura 80 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto W1K a 55m di profondità.	114
Figura 81 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto W10K a 55m di profondità.	114
Figura 82 - Confronto dei livelli in terzi d'ottava misurati a 55m di profondità lungo la direzione Ovest a diverse distanze dal Terminale.	115
Figura 83 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto N10K a 55m di profondità. Visibile un picco attorno ai 5000Hz probabilmente dovuto ad una sorgente sonar.	115
Figura 84 - Confronto dei livelli in terzi d'ottava misurati a distanza di 10 km a 55m di profondità.	116
Figura 85 - Profili di velocità del suono misurati con CTD a differenti stazioni durante la campagna I18.	116
Figura 86 - Simulazione della Transmission Loss TL alla frequenza di 12 kHz.	117
Figura 87 - Transmission Loss prevista dal modello in funzione della distanza alla profondità di 55m.	117
Figura 88 - Click di ecolocazione di tursiopi registrati durante gli avvistamenti condotti nell'inverno 2018.	117

## INDICE DELLE TABELLE

Tabella 1 - Contenuti tecnici delle quattro campagne annuali relative alla fase di esercizio.	12
Tabella 2 - Calendario delle attività di campo svolte nel secondo (A17, I18, P18, E18) anno di esercizio.	12
Tabella 3 - Coordinate teoriche (WGS 84) dei punti di campionamento.	13
Tabella 4 - Piano di campionamento. CTD=sonda multiparametrica, ME = Meiofauna, MA = Macrofauna, ACFEM = Acqua per analisi fisiche, chimiche, eco tossicologiche e microbiologiche, ACFM = Acqua per analisi fisiche, chimiche, e microbiologiche, P = Plancton, S = sedimenti per analisi fisiche, chimiche, eco tossicologiche.	13
Tabella 5 - Specifiche dei sensori relativi alla sonda multiparametrica e date di taratura. IN = taratura svolta internamente.	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 tricorutum</i> e <i>Dicentrarchus labrax</i> .	17
Tabella 9 - Metodi relativi alla analisi chimiche effettuate sui campioni di sedimento.	19
Tabella 10 - Scala di tossicità relativa a test ecotossicologico con <i>Corophium orientale</i> e <i>Vibrio fischeri</i> (sedimenti).	20

Tabella 11 – 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.....	23
Tabella 12 - Metodi relativi alla analisi chimiche effettuate su <i>M. galloprovincialis</i> .....	23
Tabella 13 - Coordinate e profondità dei siti di studio. RP = Reti da Posta, S = Strascico.....	25
Tabella 14 - Nuova codifica delle stazioni adottata dalla campagna Inverno 2016.....	26
Tabella 15 - Coordinate e profondità dei siti di studio. RPP = Reti da Posta Pelagiche (E18).....	27
Tabella 16 - Concentrazioni ( $\mu\text{M}$ ) dei nutrienti inorganici disciolti.....	36
Tabella 17 - Concentrazioni (mg/l) dei solidi sospesi (TSM).....	37
Tabella 18 - Assorbimento ( $\text{m}^{-1}$ ) della CDOM alla lunghezza d'onda di 325 nm.....	38
Tabella 19 - Concentrazioni ( $\text{mg}/\text{m}^3$ ) della Clorofilla a totale (Chl a tot = Clorofilla a, + Divinil Clorofilla a + Alloclorofilla a, se presenti).....	38
Tabella 20 - Concentrazioni ( $\text{mg}/\text{m}^3$ ) dei principali pigmenti diagnostici fitoplanctonici.....	39
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.....	41
Tabella 22 - Concentrazione dei cloroderivati nelle acque. I livelli indicano la profondità di prelievo del campione.....	41
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.....	42
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.....	42
Tabella 25 - Densità fitoplanctonica totale (cell/ml) e delle classi o gruppi identificati.....	43
Tabella 26 - Numero di specie, generi e altre categorie tassonomiche individuate per ogni classe o raggruppamento fitoplanctonico nei campioni osservati (prelievo con Niskin).....	44
Tabella 27 - Lista dei taxa individuati dalle analisi quantitative microscopiche.....	45
Tabella 28 - Numero di specie, generi e altre categorie tassonomiche individuate per ogni classe o raggruppamento fitoplanctonico nei campioni osservati (prelievo con retino).....	46
Tabella 29 - Lista dei taxa dalle analisi qualitative dei campioni raccolti con retino nelle stazioni A17 MG6, A17 MG7, A17 MG10, A17 MG12 e A17 MG13 (indicate come 6, 7, 10, 12 e 13).....	46
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> .....	49
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.....	50
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.....	51
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> .....	51
Tabella 34 - Lista delle specie macrobentoniche rinvenute nell'Autunno 2017 (A17).....	52
Tabella 35 – Indici strutturali ( $\pm\text{DS}$ ) 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).....	55
Tabella 36 - Concentrazione dei metalli nei mitili. Dati relativi alla campagna A17 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.....	55
Tabella 37 - Concentrazione degli idrocarburi totali presenti nei campioni di mitili. I dati, relativi alla campagna A17, sono espressi in mg/kg.....	55
Tabella 38 - Concentrazione degli IPA e dei composti organostannici presenti nei campioni di mitili. I dati, relativi alla campagna A17, sono espressi in mg/kg, salvo ove indicato.....	56
Tabella 39 - Concentrazione degli cloroderivati presenti nei campioni di mitili. I dati, relativi alla campagna A17, sono espressi in $\mu\text{g}/\text{kg}$ . In grigio la stazione in cui sono andati persi i mitili a causa del mal tempo.....	56
Tabella 40 - Risultati delle analisi microbiologiche effettuate sui campioni di mitili. I dati, relativi alla campagna A17, sono espressi in ufc/g.....	57
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.....	57
Tabella 42 - Concentrazioni dei nutrienti inorganici disciolti ( $\mu\text{M}$ ).....	68
Tabella 43 - Concentrazioni (mg/l) dei solidi sospesi (TSM).....	69
Tabella 44 - Assorbimento ( $\text{m}^{-1}$ ) della CDOM alla lunghezza d'onda di 325 nm.....	70
Tabella 45 - Concentrazioni ( $\text{mg}/\text{m}^3$ ) della Clorofilla a totale (Chl a tot = Clorofilla a, + Divinil Clorofilla a + Alloclorofilla a, se presenti).....	71
Tabella 46 - Concentrazioni ( $\text{mg}/\text{m}^3$ ) dei principali pigmenti diagnostici fitoplanctonici.....	72
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.....	74
Tabella 48 - Concentrazione dei cloroderivati nelle acque. I livelli indicano la profondità di prelievo del campione.....	74
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.....	75
Tabella 50 Risultati delle analisi microbiologiche effettuate sui campioni di acqua superficiale. I dati sono espressi in ufc/100 ml.....	75
Tabella 51 - Densità fitoplanctonica totale (cell/ml) e delle classi o gruppi identificati.....	76
Tabella 52 - Numero di specie, generi e altre categorie tassonomiche individuate per ogni classe o raggruppamento fitoplanctonico nei campioni osservati (prelievo con Niskin).....	78
Tabella 53 - Lista dei taxa individuati dalle analisi quantitative microscopiche (prelievo da bottiglia).....	79
Tabella 54 - Numero di specie, generi e altre categorie tassonomiche individuate per ogni classe o raggruppamento fitoplanctonico nei campioni osservati (prelievo con retino).....	80

Tabella 55 - Lista dei taxa dalle analisi qualitative dei campioni raccolti con retino nelle stazioni I18 MG6, I18 MG7, I18 MG10, I18 MG12 e I18 MG13 (indicate come 6, 7, 10, 12 e 13) .....	80
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> .....	83
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. ....	84
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 <i>in toto</i> . La lista include specie determinate a fresco. ....	85
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 <i>in toto</i> .....	85
Tabella 60 - Parametri registrati nei campioni d'acqua testati (inverno 2018). ....	86
Tabella 61 - Risultati del test con il <i>V. fischeri</i> eseguito su campioni di acqua (incubazione 5', 15', 30') prelevati a diverse profondità. EC20/50, max. effetto 15', max. effetto 30', espressi in % .....	86
Tabella 62 - Risultati del test con <i>Phaeodactylum tricorutum</i> condotti su campioni di acqua (incubazione 72 h) prelevati a diverse profondità (esprese in metri). EC20/50 (L.C. 95%) espressa in % .....	87
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 8,06-8,12, salinità 38 ‰, temperatura 20,5±1 °C .....	87
Tabella 64 - Risultati del test di embriotossicità (72 ore) con <i>P. lividus</i> e stima della tossicità cronica. ....	88
Tabella 65 - Lista delle specie macrobentoniche rinvenute nell'inverno 2018 (I18) .....	89
Tabella 66 – 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) .....	92
Tabella 67 - Struttura della comunità meiobentonica nelle stazioni I18 MG1, I18 MG2, I18 MG4, I18 MG6, I18 MG7, I18 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. ....	93
Tabella 68 - Struttura della comunità meiobentonica nelle stazioni I18 MG9, I18 MG10, I18 MG11, I18 MG12, I18 MG13, I18 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. ....	96
Tabella 69 - 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) .....	99
Tabella 70 - 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. ....	100
Tabella 71 - Concentrazione dei metalli nei mitili. Dati relativi alla campagna I18 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 Determinazioni 2990 DVA R.D.R 0000100.04-04-2017 e 3337 DVA R.D.R 0000277.28-09-2017. ....	100
Tabella 72 - Concentrazione degli idrocarburi totali presenti nei campioni di mitili. Dati relativi alla campagna I18. ....	100
Tabella 73 - Concentrazione degli IPA e dei composti organostannici presenti nei mitili. I dati relativi alla campagna I18 sono espressi in mg/kg. ....	101
Tabella 74 - Concentrazione degli cloroderivati presenti nei campioni di mitili. I dati relativi alla campagna I18 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. ....	101
Tabella 75 - Risultati delle analisi microbiologiche effettuate sui campioni di mitili. I dati relativi alla campagna I18 sono espressi in ufc/g .....	102
Tabella 76 - 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. ....	102
Tabella 77 - Lista delle specie catturate con la rete a strascico e le reti da posta. Strascico: I18 S1-S4 = stazioni campionate in prossimità del terminale; I18 SC = stazione di controllo. Reti da posta: I18 P1-P4 = stazioni campionate in prossimità del terminale; I18 PC = stazione di controllo. ....	103
Tabella 78 – Reti da posta: indici di densità e biomassa (± DS), espressi in n. individui/1000m <sup>2</sup> /24h e kg/1000m <sup>2</sup> /24h, stimati per le specie catturate nelle stazioni I18 P1-P4 e nella stazione di controllo I18 PC. *: DS<0,05. ....	105
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 I18 S1-S4 e nella stazione di controllo I18 SC. *: DS<0,05 .....	106

## 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
Zeu	Zona eufotica

#### **ELENCO ALLEGATI**

**Allegato 1:** Attività del Terminale durante il V 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 di abbondanza specie x stazioni.

**Allegato 5:** Condizioni meteo-marine.

**Allegato 6:** Dati grezzi profili 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.

Nel 2017, "FSRU Toscana" ha lavorato a circa il 25% del proprio potenziale: nell'ambito del Servizio Integrato di Rigassificazione e Stoccaggio sono state 10 le navi che hanno scaricato gas naturale liquefatto presso il Terminale; il GNL è stato ricevuto da 5 diversi Paesi che rappresentano 4 continenti. I carichi sono arrivati da: America (Usa, Trinidad e Tobago), Asia (Qatar), Africa (Algeria) ed Europa (Norvegia). 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 bentonectonica. 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 Determine 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*.

### 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 durante il quarto anno di esercizio nell'ambito di 4 campagne di indagine svolte dall'autunno 2016 all'estate 2017 in conformità al Piano di monitoraggio dell'ambiente marino e alle prescrizioni contenute nelle Determine 2990 DVA R.D.R 0000100.04-04-2017 e 3337 DVA R.D.R 0000277.28-09-2017 relative alla verifica di ottemperanza del primo e del secondo anno della fase di esercizio (l'evidenza a tale conformità è riassunta in Allegato 2). Il presente documento 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 2017 (A-17) con cadenza trimestrale ossia nell'inverno 2018 (I-18), primavera 2018 (P-18), estate 2018 (E-18) 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 Determinazioni 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 quattro differenti imbarcazioni di seguito descritte.  
Le indagini ambientali (caratterizzazione delle acque e/o dei sedimenti) sono state condotte con M/N Grecale Primo, mentre per le misurazioni del rumore, la sorveglianza acustica e l'avvistamento dei cetacei e delle tartarughe marine è stato utilizzato un catamarano a vela modello Nautitech 40' attrezzato per ricerche sui cetacei.

<b>Tabella 1 - Contenuti tecnici delle quattro campagne annuali relative alla fase di esercizio.</b>			
	<b>Campagna minima (Autunno, Primavera)</b>	<b>Campagna intermedia (Inverno)</b>	<b>Campagna completa (Estate)</b>
<b>COLONNA D'ACQUA</b>			
<b>Caratteristiche fisico-chimiche</b> Analisi microbiologiche, solidi sospesi, sostanza organica, particellata clorofilla a, idrocarburi totali, tensioattivi, cloro derivati, nutrienti, d. pigmentaria	*	*	*
<b>Profili idrologici</b> Temperatura, conducibilità, pH, fluorescenza della clorofilla a, trasparenza, ossigeno disciolto, potenziale di ossidoriduzione, irradianza, irradianza spettrale	*	*	*
<b>Fitoplancton</b>	*	*	*
<b>Oloplanton</b>	*	*	*
<b>Meroplancton</b>	*	*	*
<b>Ittioplancton</b>	*	*	*
<b>Saggi ecotossicologici</b> <i>Vibrio fischeri</i> , <i>Phaeodactylum tricomutum</i> , <i>Dicentrarchus labrax</i> , <i>Paracentrotus lividus</i>		*	*
<b>SEDIMENTI</b>			
<b>Caratteristiche fisico-chimiche-microbiologiche</b> Metalli pesanti, IPA, Cloroderivati, C. organo stannici, TOC, Idrocarburi totali, analisi microbiologiche			*
<b>Saggi ecotossicologici</b> <i>Vibrio fischeri</i> , <i>Corophium orientale</i> , <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>		*	*
<b>Fauna ittica pelagica</b>		*	*
<b>Cetacei e tartarughe marine</b>	*	*	*
<b>INDAGINI GENERALI</b>			
<b>Bioacustica</b>	*	*	*
<b>Misura del rumore</b>	*	*	*

Lo studio della fauna ittica bentonectonica è stata condotta mediante rete a strascico e reti da posta con l'ausilio del M/P Giaguaro 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.  
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 Determinazioni 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).

<b>Tabella 2 – Calendario delle attività di campo svolte nel secondo (A17, I18, P18, E18) anno di esercizio.</b>				
	<b>Autunno 2017 – A17 (Campagna minima)</b>	<b>Inverno 2018 – I18 (Campagna intermedia)</b>	<b>Primavera 2018-P18 (Campagna minima)</b>	<b>Estate 2018-E18 (Campagna completa)</b>
Indagini ambientali	14/11/17 - 25/11/17	27/02/18 - 22/03/18	09/05/18 - 21/06/18	03/09/18 - 15/09/18
Emissioni acustiche e censimento visivo	11/11/17 - 19/12/17	22/03/18 - 26/03/18	18/05/18 - 28/05/18	10/09/18 - 19/09/18
Fauna ittica bentonectonica	-	20/03/18 e 27/03/18	-	05/09/18 – 12/09/18
Fauna pelagica	-	-	-	3/09/18 - 4/09/18

\* escluse le indagini sui sedimenti

## 2.2 Area di indagine

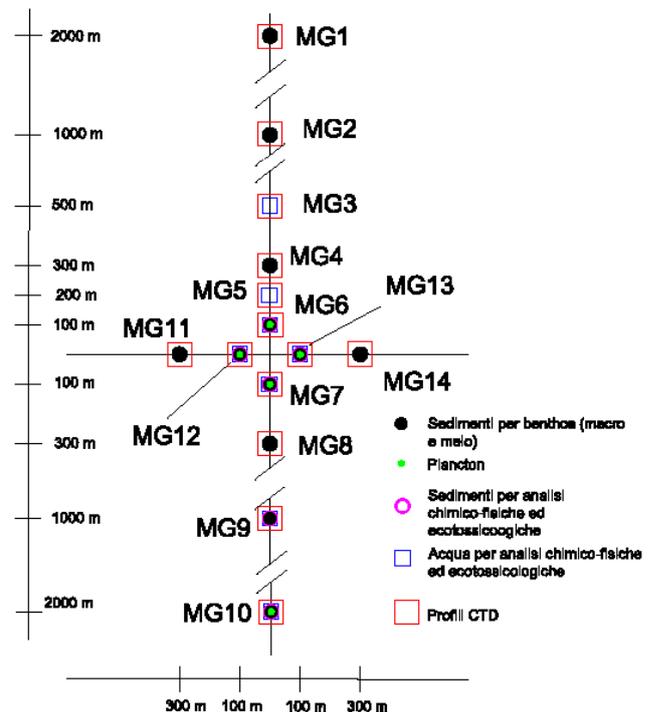
In **Figura 1** è riportata l'area di studio e i punti di campionamento, mentre le coordinate sono riportate in **Tabella 3** e le attività previste per ciascun punto per ciascuna campagna in **Tabella 6**. Si precisa che in **Tabella 3** sono riportate le coordinate teoriche. Durante il campionamento 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.

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



**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**.



**Tabella 4 – Piano di campionamento.** CTD=sonda multiparametrica, ME = Meiofauna, MA = Macrofauna, ACFEM = Acqua per analisi fisiche, chimiche, ecotossicologiche e microbiologiche, ACFM = Acqua per analisi fisiche, chimiche, e microbiologiche, P = Plancton, S = sedimenti per analisi fisiche, chimiche, ecotossicologiche.

Stazioni	Autunno 2017 (Campagna minima)	Inverno 2018 (Campagna intermedia)	Primavera 2018 (Campagna minima)	Estate 2018 (Campagna completa)
MG1	CTD, MA	CTD, ME, MA	CTD, MA	CTD, ME, MA
MG2	CTD, MA	CTD, ME, MA	CTD, MA	CTD, ME, MA
MG3	CTD, ACFM	CTD, ACFEM	CTD, ACFM	CTD, ACFEM
MG4	CTD, MA	CTD, ME, MA	CTD, MA	CTD, ME, MA
MG5	CTD, ACFM	CTD, ACFEM	CTD, ACFM	CTD, ACFEM
MG6	CTD, MA, ACFM, P,	CTD, ME, MA, ACFEM, P,	CTD, MA, ACFM, P,	CTD, ME, MA, ACFEM, P, S
MG7	CTD, MA, ACFM, P,	CTD, ME, MA, ACFEM, P,	CTD, MA, ACFM, P,	CTD, ME, MA, ACFEM, P, S
MG8	CTD, MA	CTD, ME, MA	CTD, MA	CTD, ME, MA
MG9	CTD, MA, ACFM, P,	CTD, ME, MA, ACFEM, P,	CTD, MA, ACFM, P,	CTD, ME, MA, ACFEM, P, S
MG10	CTD, MA, ACFEM, P,	CTD, ME, MA, ACFEM, P,	CTD, MA, ACFEM, P,	CTD, ME, MA, ACFEM, P, S
MG11	CTD, MA	CTD, ME, MA	CTD, MA	CTD, ME, MA
MG12	CTD, MA, ACFM, P,	CTD, ME, MA, ACFEM, P,	CTD, MA, ACFM, P,	CTD, ME, MA, ACFEM, P, S
MG13	CTD, MA, ACFM, P,	CTD, ME, MA, ACFEM, P,	CTD, MA, ACFM, P,	CTD, ME, MA, ACFEM, P, S
MG14	CTD, MA	CTD, ME, MA	CTD, MA	CTD, ME, MA

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.

## 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 Determinine 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 nternamente attraverso l'uso di soluzioni standard.

Tabella 5 - Specifiche dei sensori relativi alla sonda multiparametrica e date di taratura. IN = taratura svolta internamente.		
Parametro	Specifiche tecniche	Date taratura
Pressione	tipo piezoresistivo, portata 0÷150 m, accuratezza 0,1 m	04/09/2017; 14/02/2018; 15/05/2018; 05/0892018 IN
Temperatura	tipo Pt100, portata -2÷38 °C, accuratezza 0,01 °C	04/09/2017; 14/02/2018; 15/05/2018; 05/0892018 IN
Conducibilità	tipo cella a 7 anelli, portata 0÷70 mS/cm, accuratezza 0,02 mS/cm	04/09/2017; 14/02/2018; 15/05/2018; 05/0892018 IN
Ossigeno	tipo polarografico, portata 0÷300% di saturazione, accuratezza 1%	04/09/2017; 14/02/2018; 15/05/2018; 05/0892018 IN
pH	tipo a cella di vetro, portata 2÷12, accuratezza 0,05	04/09/2017; 14/02/2018; 15/05/2018; 05/0892018 IN
Redox	tipo a cella di vetro, portata -1000 ÷ +1000 mV, accuratezza 1 mV	04/09/2017; 14/02/2018; 15/05/2018; 05/0892018 IN
Torbidità	portata 0÷100 NTU, accuratezza 0,05 NTU	04/09/2017; 14/02/2018; 15/05/2018; 05/0892018 IN
Fluorescenza	portata 0÷50 mg/m <sup>3</sup> , accuratezza 0,05 mg/m <sup>3</sup>	04/09/2017; 14/02/2018; 15/05/2018

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 Biospherical PUV 510. Le calate sono state eseguite fino a circa 80m e contemporaneamente sono state eseguite misure di riferimento in aria.

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 spettrometro Licor LI1800UW. Le misure sono state eseguite a diverse quote: spettro di riferimento in aria, radiazione discendente sottomarina a 5, 10, 25, 50, 70m e radiazione ascendente sottomarina a 5m. Congiuntamente a queste misure sono state eseguite misure quantiche contemporanee di riferimento della PAR (400-700nm) in aria con sensore coseno Licor LI192SA.

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 (A17, I18, P18, E18).

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 combusto 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) e 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 C Man 29 2003

Coliformi fecali: APAT CNR IRSA 7020 B Man 29 2003

Streptococchi fecali (Enterococchi): CNR IRSA 7040 C Man 29 2003

**Tabella 6** - Metodi relativi alle analisi effettuate sui campioni di acqua.

Prova	Metodo	Unita Misura	Limite Rilevabilità
<b>Nutrienti inorganici</b>	Spettrofotometria	$\mu M$	0,03
<b>Sostanza organica disciolta</b>	Spettrofotometria	$m^{-1}$	0,04
<b>Solidi sospesi</b>	Metodo gravimetrico	g	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>	APAT CRN IRSA 5170 Man 29 2003	$mg/l$	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>Aloacetoni nitrili</b>			
Dibromoacetoni nitrile	EPA 551 1990	$\mu g/l$	0,05
Dicloroacetoni nitrile	EPA 551 1990	$\mu g/l$	0,05
Tricloroacetoni nitrile	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	EPA5030C:2003+EPA 8260C 2006	$\mu g/l$	0,01
Carbonio Tetracloruro	EPA5030C:2003+EPA 8260C 2006	$\mu g/l$	0,01
Tricloro Etilene	EPA5030C:2003+EPA 8260C 2006	$\mu g/l$	0,01
Dicloro Bromo Metano	EPA5030C:2003+EPA 8260C 2006	$\mu g/l$	0,01
Tetracloro Etilene	EPA5030C:2003+EPA 8260C 2006	$\mu g/l$	0,01
Dibromo Cloro Metano	EPA5030C:2003+EPA 8260C 2006	$\mu g/l$	0,01
Bromoformio	EPA5030C:2003+EPA 8260C 2006	$\mu g/l$	0,01
1,2-Dibromo Etano	EPA5030C:2003+EPA 8260C 2006	$\mu g/l$	0,01
1,1,1-Tricloro Etano	EPA5030C:2003+EPA 8260C 2006	$\mu g/l$	0,01
1,1,2-Tricloro Etano	EPA5030C:2003+EPA 8260C 2006	$\mu g/l$	0,01
<b>Alofenoli</b>			
2,4-Diclorofenolo	EPA 3510C 1996+EPA 8270D 2014	$\mu g/l$	0,2
4-Cloro-3-Metilfenolo	EPA 3510C 1996+EPA 8270D 2014	$\mu g/l$	0,2
2,4,6-Triclorofenolo	EPA 3510C 1996+EPA 8270D 2014	$\mu g/l$	0,2
Pentaclorofenolo	EPA 3510C 1996+EPA 8270D 2014	$\mu g/l$	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 ( $\varnothing$  45 mm) per la successiva estrazione in acetone e determinazione della **clorofilla a** e della diversità pigmentaria. La **clorofilla a** è stata determinata tramite spettrofotometro e tramite HPLC. I dati di seguito mostrati provengono dall'analisi in HPLC.

La **diversità pigmentaria** è stata determinata in HPLC. 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 **Tabella 7** sono specificati i pigmenti, 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-like</i>
Peridina	Perid	Dinoflagellati
Butanoiloxifucosantina	But-Fuco	Dictyochophyceae, Chrysophyceae,
Fucosantina	Fuco	Diatomee
Hesanoiloxifucosantina	Hex-Fuco	Prymnesiophyceae Coccolitofori
Prasinossantina	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 microfitorplancton, per ogni stazione prevista per il campionamento del plancton, è stata effettuata una raccolta con campionamento verticale da -70m alla superficie, con retino con maglia di porosità 10 $\mu$ m; 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, 400x) per il conteggio e la determinazione tassonomica del fitoplancton. Per la determinazione tassonomica sono stati utilizzati i principali testi citati in Zingone *et al.* (2010) e Avancini *et al.* (2006a).

#### 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 peschate orizzontali e peschate verticali a diverse profondità. L'oloplancton è stato campionato con retino standard WP-2, a chiusura con vuoto di maglia di 200 $\mu$ m, flussometro e specifico meccanismo di sgancio; meroplancton e ittioplancton con retino tipo WP-2, modificato, a chiusura, con vuoto di maglia di 335 $\mu$ m, 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 peschate, utilizzando contemporaneamente i retini da olo e meroplancton. Per escludere errori di campionamento dei diversi gruppi planctonici, soggetti ad importanti migrazioni nictemerali, tutte le peschate orizzontali e le peschate 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; Tréguiboff 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.

### 2.3.4 Saggi ecotossicologici

Il prelievo delle acque per i test eco tossicologici è stato effettuato nell'inverno 2018 e nell'estate 2018 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 livelli batimetrici (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).

Tabella 8 - Scala di tossicità relativa al test condotto con <i>Paracentrotus lividus</i> , <i>Vibrio fischeri</i> , <i>Phaeodactylum tricorutum</i> e <i>Dicentrarchus labrax</i> .							
<i>Paracentrotus lividus</i>		<i>Vibrio fischeri</i>		<i>Phaeodactylum tricorutum</i>		<i>Dicentrarchus labrax</i>	
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%, EC50 > 100%	Bassa	EC20 < 90%, EC50 ≥ 90%	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
EC50 < 40%	Alta	EC50 < 20%	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'esporre 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. E' 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 0,45mm.

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 2018 e dimensioni 58±9mm in estate 2018) 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**).

## **2.4 SEDIMENTI**

Il sedimento per le analisi fisiche, chimiche, eco tossicologiche e microbiologiche è stato campionato nell'estate 2018 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**

I campioni di sedimento sono stati pesati tal quali per la determinazione del peso umido con una bilancia elettronica tipo "Europe". Sono stati quindi messi in stufa a 110°C per almeno 24 h. Ad essiccazione completa si è proceduto alla misurazione del peso secco. Per la separazione in sabbie e peliti ogni campione è stato immerso in acqua tiepida sino alla sua completa disgregazione; si è quindi proceduto alla setacciatura con maglie da 63µm. Il materiale trattenuto dal setaccio, definito come sabbie, è stato fatto essiccare in stufa a 130°C per almeno 24 h ed è stato sottoposto ad indagine granulometrica, ovvero è stata analizzata la distribuzione percentuale in peso dei grani costituenti il campione secondo le loro dimensioni. Per questa analisi è stato utilizzato un set di setacci aventi dimensioni delle maglie decrescenti (4000µm, 2000µm, 1000µm, 500µm, 250µm, 125µm, 63µm). Una volta terminata la setacciatura sono stati pesati i residui di ogni setaccio ed è stata determinata la percentuale conchigliare presente. I dati così ottenuti sono stati riportati su un diagramma semilogaritmico e uniti mediante la cosiddetta "curva granulometrica". Le peliti sono state analizzate tramite metodo gravimetrico.

#### **Analisi chimiche**

Per la determinazione dei **metalli** (escluso il mercurio) la mineralizzazione del sedimento è stata effettuata seguendo la metodica EPA 3051/A (edizione corrente del Febbraio 2007) su circa 0,45 grammi di sostanza secca (pesati allo 0,1mg), mediante un sistema di digestione a microonde opportunamente programmato, utilizzando una miscela acida composta da 9ml di HNO<sub>3</sub> concentrato e 3ml di HCl concentrato. Al termine della mineralizzazione i campioni vengono filtrati e portati ad un volume finale di 25ml utilizzando acqua Millipore.

L'accuratezza delle procedure di digestione (ove effettuata) e di analisi dei campioni è stata verificata impiegando i materiali standard di riferimento (LGC 6137 o MESS-3); 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**.

Tabella 9 - Metodi relativi alla analisi chimiche effettuate sui campoini di sedimento.			
	Metodo	Unita Misura	Limite Rilevabilita
<b>Idrocarburi C10 – C40</b>	UNI EN ISO 16703:2011	mg/kg	1,5
<b>Idrocarburi C&lt;10</b>	EPA 5021A 2003 + EPA 8015C 2007	mg/kg	0,5
<b>Idrocarburi Policiclici Aromatici (IPA)</b>	EPA 3550C: 2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270D:2014	mg/kg	0,001
<b>Total Organic Carbon (TOC)</b>	UNI EN 13137:2002 (Metodo B)	mg/kg	100
<b>Composti organostannici</b>	UNI EN ISO 23161:2011	mg/kg	0,001
<b>Alluminio (Al)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 6010D:2014	%	0,03
<b>Bario (Ba)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 6010D:2014	mg/kg	1,25
<b>Cromo totale (Cr tot)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 6010D:2014	mg/kg	1,25
<b>Ferro (Fe)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 6010D:2014	%	0,03
<b>Manganese (Mn)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 6010D:2014	mg/kg	12,5
<b>Nichel (Ni)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 6010D:2014	mg/kg	1,25
<b>Rame (Cu)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 6010D:2014	mg/kg	1,25
<b>Zinco (Zn)</b>	EPA 3051 A:2007 + EPA 6010D:2014	mg/kg	1,25
<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	MI/C/10	ug/kg	0,4
Acido Dibromoacetico	MI/C/10	ug/kg	0,2
Acido Tribromoacetico	MI/C/10	ug/kg	5
Acido Monobromoacetico	MI/C/10	ug/kg	0,4
Acido Bromodichloroacetico	MI/C/10	ug/kg	0,4
Acido Bromocloroacetico	MI/C/10	ug/kg	0,4
Acido Dichloroacetico	MI/C/10	ug/kg	1,6
Acido Tricloroacetico	MI/C/10	ug/kg	0,2
Acido Monocloroacetico	MI/C/10	ug/kg	3
Acido Clorodibromoacetico	MI/C/10	ug/kg	1,2
<b>Alometani, aloacetoniirili, composti organici volatili (VOC)</b>			
Cloroformio	EPA 5035A:2002 + EPA8260C:2006	ug/kg	0,05
1,1,1-Tricloroetano	EPA 5035A:2002 + EPA8260C:2006	ug/kg	0,05
Tetracloruro di carbonio	EPA 5035A:2002 + EPA8260C:2006	ug/kg	0,05
Tricloroetilene	EPA 5035A:2002 + EPA8260C:2006	ug/kg	0,05
Bromodichlorometano	EPA 5035A:2002 + EPA8260C:2006	ug/kg	0,05
1,1,2-Tricloroetano	EPA 5035A:2002 + EPA8260C:2006	ug/kg	0,05
Tetracloroetilene	EPA 5035A:2002 + EPA8260C:2006	ug/kg	0,05
Bromoformio	EPA 5035A:2002 + EPA8260C:2006	ug/kg	0,05
Dibromoclorometano	EPA 5035A:2002 + EPA8260C:2006	ug/kg	0,05
1,2-Dibromoetano	EPA 5035A:2002 + EPA8260C:2006	ug/kg	0,05
Tricloroacetoniirile	MI/C/11	ug/kg	0,05
Dicloroacetoniirile	MI/C/11	ug/kg	0,05
1,1-dicloro-2-propanone	MI/C/11	ug/kg	0,5
1,2,3-Tricloropropano	EPA 5035A:2002 + EPA8260C:2006	ug/kg	0,05
Dibromoacetoniirile	MI/C/11	ug/kg	5
1,2-Dibromo-3-Cloro-propano	EPA 5035A:2002 + EPA8260C:2006	ug/kg	0,2
1,1,1-Tricloro-2-propanone	MI/C/11	ug/kg	1
<b>Alofenoli (SVOC)</b>			
2,4-Diclorofenolo	EPA 3550C: 2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270D:2014	ug/kg	0,5
2,4,6-Triclorofenolo	EPA 3550C: 2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270D:2014	ug/kg	0,5
4-Cloro-3-Metilfenolo	EPA 3550C: 2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270D:2014	ug/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 2003 7010.

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

## 2.4.2 Saggi ecotossicologici

### *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 embriossicità 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 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 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; 1,6mg/l; 3,2mg/l; e 6,4mg/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**.

<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 stata 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).

## 2.5 BIOTA

### 2.5.1 Macrozoobenthos

Il campionamento dei sedimenti per la caratterizzazione di popolamenti macrobentonici è stato effettuato nelle quattro stagioni (A-17, I-18, P-18, E-18) 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 ulteriori 8 poste a distanze maggiori per verificare il raggio di influenza del Terminale stesso (MG4, MG8, MG9, MG10, MG11, MG14, MG1, MG2). Per la disposizione dei punti e relative coordinate si rimanda alla **Figura 1** e alla **Tabella 3** 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 elaborata tramite 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 traformati (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).

### 2.5.2 Meiobenthos

Il prelievo del sedimento per lo studio della meiofauna è stato effettuato nelle 2 stagioni (I-18, E-18) 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-phylum) e contati (Todaro *et al.* 2002); per il riconoscimento di individui particolarmente problematici, si è ricorso al microscopio a contrasto interferenziale secondo Nomarski (Leitz Dialux 20). 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).

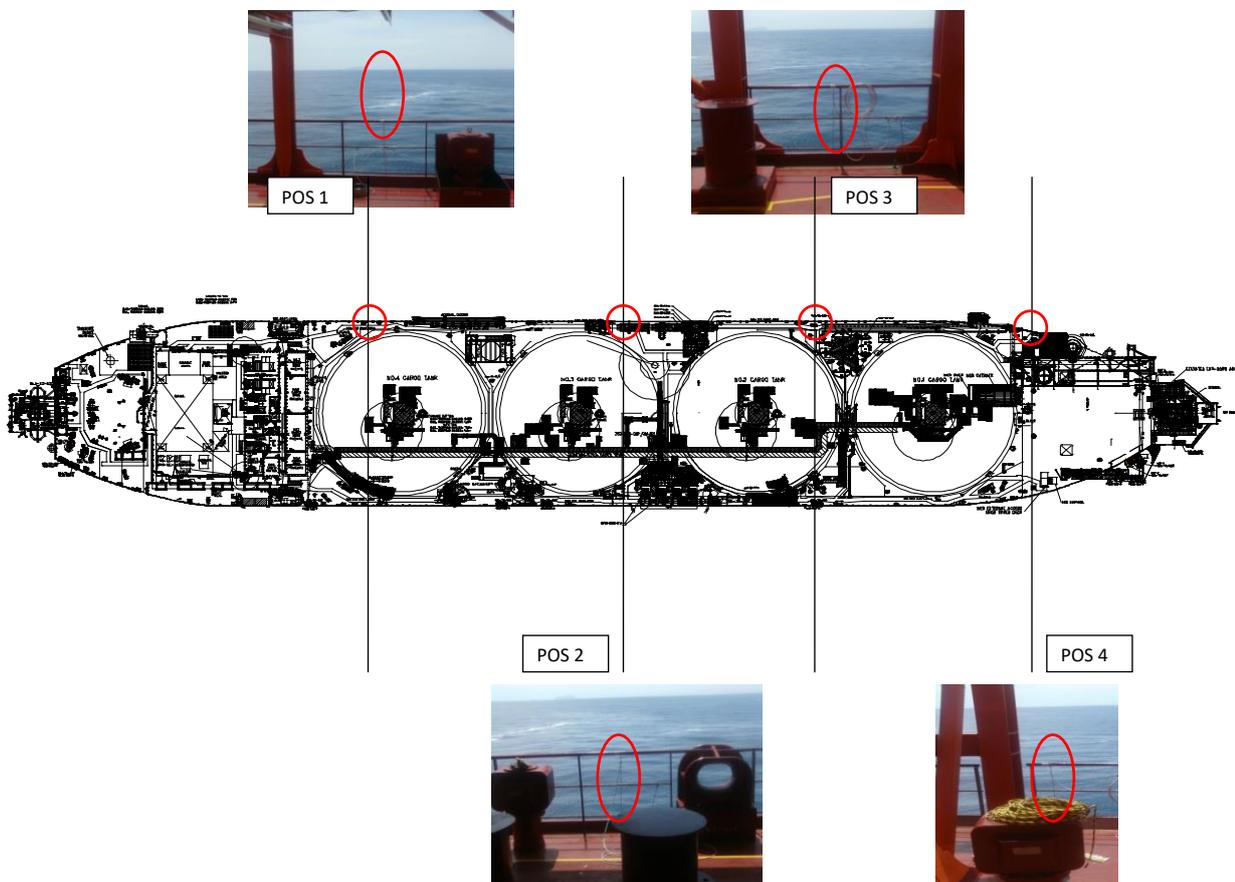
### 2.5.3 Bioaccumulo

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 era 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 FRSU, 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 11** 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 biomarker descritta nel paragrafo 2.5.4.

**Tabella 11** – Siti di monitoraggio condotto tramite l'utilizzo del bivalve *Mytilus galloprovincialis*. I mitili sono stati prelevati dall'impianto di maricoltura di La Spezia.

Nome sito	Posizione (Pos)	Autunno 2017		Inverno 2018		Primavera 2018		Estate 2018	
		Data posa	Data ritiro	Data posa	Data ritiro	Data posa	Data ritiro	Data posa	Data ritiro
Mitili tempo zero	La Spezia		20.11.17*		22.03.18*		17.05.18*		04.09.18*
Stazione E	Gorgona	21.11.17	21.12.17	23.03.18	16.04.18	18.05.18	14.06.18	05.09.18	27.09.18
Stazione A	Pos 1 (poppa nave)	21.11.17	21.12.17	23.03.18	16.04.18	18.05.18	14.06.18	05.09.18	27.09.18
Stazione B	Pos 2	21.11.17	21.12.17	23.03.18	16.04.18	18.05.18	14.06.18	05.09.18	27.09.18
Stazione C	Pos 3	21.11.17	21.12.17	23.03.18	16.04.18	18.05.18	14.06.18	05.09.18	27.09.18
Stazione D	Pos 4 (prua nave)	21.11.17	21.12.17	23.03.18	16.04.18	18.05.18	14.06.18	05.09.18	27.09.18

\* riferito al ritiro dall'impianto

### Analisi chimiche

Per la determinazione dei **metalli** gli organismi sono stati essiccati a 40°C per almeno 48 ore, polverizzati ed omogeneizzati per procedere con la mineralizzazione (escluso il mercurio) che stata seguita la metodica EPA 3052 (edizione corrente del dicembre 1996) su circa 0,3-0,35 grammi di sostanza secca (pesati allo 0,1 mg), mediante un sistema di digestione a microonde (MILESTONE modello Ethos1) opportunamente programmato, utilizzando una miscela acida composta da 5ml di HNO<sub>3</sub> concentrato, 1 ml di H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (al 30%) e 2 ml acqua ultrapura Millipore. Al termine della mineralizzazione i campioni sono stati filtrati e portati ad un volume finale di 20 o 25 ml utilizzando acqua Millipore.

L'analisi del mercurio è stata effettuata sul campione tal quale pesando aliquote comprese tra 10mg e 100mg a seconda del contenuto di metallo. L'analisi è stata condotta mediante tecnica AAS previa decomposizione termica e amalgamazione impiegando un Analizzatore Diretto del Mercurio (DMA-80) prodotto da FKV seguendo metodica EPA 7473 (edizione corrente - Feb 2007).

L'accuratezza delle procedure di digestione e di analisi dei campioni è stata verificata impiegando materiali standard di riferimento. Le tarature degli strumenti sono state effettuate con soluzioni standard certificate e tracciabili NIST.

Per i metodi di analisi e i limiti di rilevabilità si rimanda alla **Tabella 12**.

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.).

**Tabella 12** - Metodi relativi alla analisi chimiche effettuate su *M. galloprovincialis*.

	Metodo	Unita Misura	Limite Rilevabilità
<b>Idrocarburi C&lt;10</b>	EPA 5021A:2003 + 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 8270D:2014	mg/kg	0,001
<b>Composti organostannici</b>	UNI EN ISO 23161:2011	mg/kg	0,001
<b>Bario (Ba)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 6010D:2014	mg/kg	1,25
<b>Cromo totale (Cr)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 6010D:2014	mg/kg	1,25
<b>Ferro (Fe)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 6010D:2014	%	0,03
<b>Manganese (Mn)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 6010D:2014	mg/kg	12,5
<b>Nichel (Ni)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 6010D:2014	mg/kg	1,25
<b>Rame (Cu)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 6010D:2014	mg/kg	1,25
<b>Vanadio (V)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 6010D:2014	mg/kg	1,25
<b>Zinco (Zn)</b>	EPA 3052:1996 + EPA 6010D:2014	mg/kg	1,25
<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
Acido Dichloroacetico	MI/C/10	µg/kg	3
Acido Trichloroacetico	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 8260C:2006	µg/kg	< 0,2
1,1,2-Tricloro Etano	EPA 5035A:2002 + EPA 8260C:2006	µg/kg	< 0,2

**Tabella 12** - Metodi relativi alla analisi chimiche effettuate su *M. galloprovincialis*.

		Metodo	Unita Misura	Limite Rilevabilita
Bromo Dicloro Metano	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260C:2006		µg/kg	< 0,2
Bromoformio	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260C:2006		µg/kg	< 0,5
Carbonio Tetracloruro	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260C:2006		µg/kg	< 0,2
Cloroformio	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260C:2006		µg/kg	< 0,2
Dibromo Cloro Metano	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260C:2006		µg/kg	< 0,2
Tetracloro Etilene	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260C:2006		µg/kg	< 0,15
Tricloro Etilene	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260C:2006		µg/kg	< 0,25
1,2,3-Tricloro propano	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260C:2006		µg/kg	< 0,6
1,2-Dibromo Etano	EPA 5035A: 2002 + EPA 8260C:2006		µg/kg	< 0,25
<b>Aloacetoni-trili</b>				
Tricloroacetone-trile	MI/C/11*		µg/kg	0,5
Dibromoacetone-trile	MI/C/11*		µg/kg	0,8
<b>Alofenoli (SVOC)</b>				
2,4-Diclorofenolo	EPA 3550C: 2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270D:2014		µg/kg	0,5
2,4,6-Triclorofenolo	EPA 3550C: 2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270D:2014		µg/kg	0,5
4-Cloro-3-Metilfenolo	EPA 3550C: 2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270D:2014		µg/kg	0,5
Pentaclorofenolo	EPA 3550C: 2007 + EPA 3630C:1996 + EPA 8270D:2014		µg/kg	0,5

### Analisi microbiologiche

È stata effettuata la conta di Coliformi totali (ISO4832:2006), 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 11**. 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 dello 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.

### 2.5.5 Fauna ittica bentonectonica

1) **Reti da posta:** calate sperimentali, realizzate in 4 siti in prossimità del Terminale (entro l'area interdotta alla navigazione, siti nominati I18 P1, I18 P2, I17 P3 e I18 P4 per la campagna invernale; E18 P1, E18 P2; E18 P3 e E18 P4 per la campagna estiva). La stessa tipologia di campionamento è stata ripetuta in un sito al di fuori della zona interdotta alla navigazione (nominato I18 PC (campagna invernale); E18 PC (campagna estiva)), ma avente le stesse caratteristiche batimetriche e bionomiche.

2) **Reti a traino di fondo:** 4 pescate (cale) sperimentali realizzate a differenti quote batimetriche in prossimità dell'area di installazione del Terminale (siti nominati I18 S1, I18 S2, I18 S3 e I18 S4 per la campagna invernale; E18 S1, E18 S2, E18 S3 e E18 S4 per la campagna estiva) e 1 cala localizzata a maggiore distanza (nominato I18 SC (campagna invernale); E18 SC (campagna estiva)).

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 reti sono state calate nella tarda mattinata per essere poi salpate la 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.

Le pescate con rete a strascico 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.

Nella **Tabella 13** sono riportate le coordinate e le profondità dei siti di studio.

Tabella 13 - Coordinate e profondità dei siti di studio. RP = Reti da Posta, S = Strascico.								
Data	M/p	Attrezzo	N. campione	Latitudine N inizio	Longitudine E inizio	Latitudine N fine	Longitudine E fine	Prof. media (m)
Inverno 2018								
20/03/2018	Giaguaro	S	I18 S2	43°35'628	10°01'419	43°37'008	10°00'570	100
20/03/2018	Giaguaro	S	I18 S1	43°39'105	10°00'788	43°40'773	10°00'196	98
20/03/2018	Giaguaro	S	I18 SC	43°41'513	09°59'853	43°42'626	09°59'136	98
23/03/2018	Giaguaro	S	I18 S3	43°35'805	09°59'230	43°37'445	09°58'006	135
23/03/2018	Giaguaro	S	I18 S4	43°38'334	09°57'342	43°39'864	09°58'311	128
26/03/2018	Evolution	RP(calò)	I18 P4	43°39'115	09°58'513	43°39'691	09°58'397	122
26/03/2018	Evolution	RP(calò)	I18 P3	43°38'020	09°58'497	43°38'574	09°58'606	123
26/03/2018	Evolution	RP(calò)	I18 P2	43°37'393	09°59'654	43°37'290	09°58'986	113
26/03/2018	Evolution	RP (calò)	I18 PC	43°37'354	10°00'992	43°37'500	10°00'374	101
26/03/2018	Evolution	RP(calò)	I18 P1	43°39'500	10°00'497	43°39'110	10°00'884	100
27/03/2018	Evolution	RP(salpamento)	I18 P4	43°39'115	09°58'513	43°39'691	09°58'397	122
27/03/2018	Evolution	RP(salpamento)	I18 P3	43°38'020	09°58'497	43°38'574	09°58'606	123
27/03/2018	Evolution	RP(salpamento)	I18 P2	43°37'393	09°59'654	43°37'290	09°58'986	113
27/03/2018	Evolution	RP(salpamento)	I18 PC	43°37'354	10°00'992	43°37'500	10°00'374	101
27/03/2018	Evolution	RP(salpamento)	I18 P1	43°39'500	10°00'497	43°39'110	10°00'884	100
Estate 2018								
05/09/2018	Giaguaro	S	E18 S3	43°35'617	09°58'221	43°37'299	09°58'008	133
05/09/2018	Giaguaro	S	E18 S4	43°37'994	09°57'237	43°39'660	09°58'128	125

Data	Località	Tipo	Identificativo	Long. (E)	Lat. (N)	Long. (E)	Lat. (N)	Profondità (m)
05/09/2018	Giaguaro	S	E18 SC	43°42'239	09°59'520	43°40'731	10°00'233	96
09/09/2018	Evolution	RP(calò)	E18 P1	43°39'430	10°00'567	43°39'006	10°00'901	99
09/09/2018	Evolution	RP(calò)	E18 PC	43°37'344	10°01'019	43°37'485	10°00'425	99
09/09/2018	Evolution	RP(calò)	E18 P2	43°37'400	09°59'675	43°37'340	09°59'068	111
09/09/2018	Evolution	RP(calò)	E18 P3	43°37'977	09°58'425	43°37'430	09°58'715	121
09/09/2018	Evolution	RP(calò)	E18 P4	43°39'199	09°58'537	43°39'661	09°58'495	120
10/09/2018	Evolution	RP(salpamento)	E18 P1	43°39'430	10°00'567	43°39'006	10°00'901	99
10/09/2018	Evolution	RP(salpamento)	E18 PC	43°37'344	10°01'019	43°37'485	10°00'425	99
10/09/2018	Evolution	RP(salpamento)	E18 P2	43°37'400	09°59'675	43°37'340	09°59'068	111
10/09/2018	Evolution	RP(salpamento)	E18 P3	43°37'977	09°58'425	43°37'430	09°58'715	121
10/09/2018	Evolution	RP(salpamento)	E18 P4	43°39'199	09°58'537	43°39'661	09°28'495	120
12/09/2018	Giaguaro	S	E18 S2	43°35'962	10°01'283	43°37'560	10°00'493	103
12/09/2018	Giaguaro	S	E18 S1	43°38'905	10°00'894	43°40'445	10°00'394	97

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 Decapodi 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. Per quanto riguarda i dati di cattura delle reti da posta, sono stati elaborati indici in numero e peso standardizzati ai 1000m di lunghezza delle reti e alle 24 ore (Num/1000m/24h e kg/1000m/24h).

I dati di cattura realizzati con la rete a strascico sono stati standardizzati in 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 *et al.*, 1989) 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.

È stata studiata la variazione degli indici di biomassa e densità tra i siti trattamento e quelli controllo, sia dei principali gruppi tassonomici (Osteitti, Condroitti, Crostacei Decapodi e Molluschi Decapodi), sia delle specie più rappresentative delle catture.

Per quanto riguarda i confronti tra le campagne di indagine sono stati studiate le componenti della diversità specifica; dalla matrice specie/stazioni sono stati calcolati il numero totale di specie e di esemplari catturati, gli indici di ricchezza specifica di Margalef (d), di equitabilità di Pielou (J') e di diversità specifica di Shannon-Weaver (H'). È stata studiata l'evoluzione di tali indici nel corso delle campagne.

La stessa matrice è stata utilizzata anche per effettuare un ordinamento tramite il Multi Dimensional Scaling (MDS) dopo aver calcolato l'indice di similarità di Bray-Curtis.

A partire dalla campagna invernale I16 è stata introdotta una nuova codifica delle stazioni campionate. Per quanto riguarda le stazioni fino ad ora codificate come T1-T4, sia per le reti da posta sia per le reti a strascico, sono state introdotte le sigle P1-P4 per le stazioni campionate con reti da posta e S1-S4 per quelle investigate con reti a strascico. Nel caso della stazioni considerate come "controllo", precedentemente identificate con la sigla C, è stata introdotta la sigla PC per quella relativa alle reti da posta e la sigla SC per quella dello strascico.

Pertanto, a partire dal campionamento I 16 le stazioni saranno identificate con la sigla della campagna e dalla sigla della stazione come indicato nella seguente tabella.

Reti da posta		Rete a Strascico	
Periodo 2012-2015	Dal 2016	Periodo 2012-2015	Dal 2016
T1	I17 P1	T1	I17 S1
T2	I17 P2	T2	I17 S2
T3	I17 P3	T3	I17 S3
T4	I17 P4	T4	I17 S4
C	I17 PC	C	I17 SC

### 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 (controllo) e tenuta in pesca per circa 3 ore.

Le stazioni di campionamento erano state identificate con il codice campione nei precedenti survey. Dal terzo anno di monitoraggio, invece, vengono indicate con le sigle PD (stazione prossima al Terminale) e PDC (stazione assunta come "controllo" ossia distante dal Terminale in modo da non esserne influenzata).

Non è stato possibile definire a priori le coordinate per posizionare l'attrezzo in quanto, essendo una rete derivante, esso deve essere calato tenendo in considerazione le correnti presenti il giorno del campionamento al fine di evitare che sia trasportato verso il Terminale galleggiante.

Gli organismi catturati sono stati classificati fino al livello di specie. Per ogni specie catturata viene rilevato il peso totale in Kg ed il numero di individui. Inoltre, per ogni individuo, viene rilevata la taglia, espressa come Lunghezza Totale (LT) al mezzo cm inferiore, per gli Osteitti e Condroitti, mentre per i Molluschi Decapodi viene rilevata la Lunghezza del Mantello (LM).

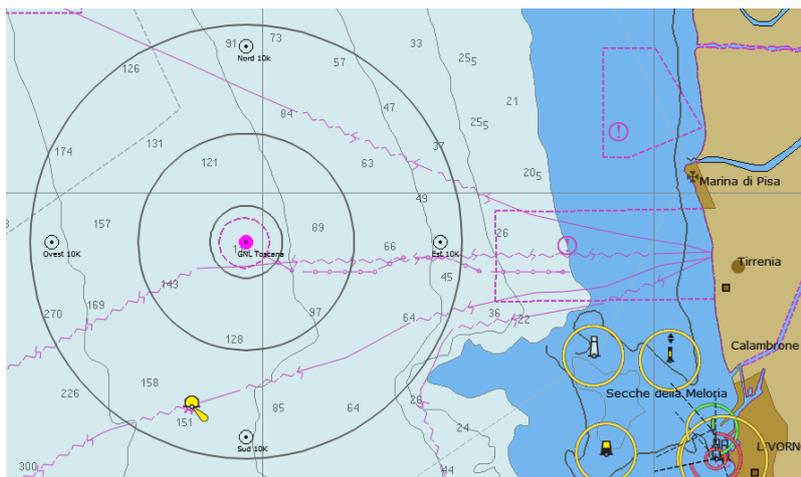
Per i Crostacei Decapodi la taglia, misurata al mm inferiore, viene espressa come Lunghezza del Carapace (LC).

Come nel caso delle reti da posta utilizzate per lo studio del popolamento bentonectonico, è stato necessario applicare dei metodi di standardizzazione. Anche per le reti pelagiche vengono 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).

Data	M/p	Attrezzo	N. campione	Latitudine N inizio	Longitudine E inizio	Latitudine N fine	Longitudine E fine	Prof. media (m)
03/09/2018	Evolution	RPP	PDC	43°38'270	10°00'825	43°39'169	10°00'755	99
04/09/2018	Evolution	RPP	PD	43°40'335	10°00'695	43°40'524	10°00'879	93

### 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 200km<sup>2</sup>, con centro il punto di ancoraggio del rigassificatore **Figura 2**. La porzione di mare interessata dalle ricerche 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 transesti circolari a 1, 3 e 6 NM di distanza dal Terminale.

L'attività di monitoraggio è stata condotta seguendo il "closing mode" (ACCOBAMS WS), metodo che prevede la possibilità di abbandonare la rotta per avvicinarsi agli animali per poterli studiare. L'avvicinamento è stato effettuato secondo le regole ACCOBAMS di rispetto, mentre il survey è stato svolto secondo la metodica del "design based", applicando in navigazione dei "traks" con rotte ad una distanza rispettivamente di 1, 3, 6 miglia nautiche dal Terminale. Per il riconoscimento dei cetacei incontrati è stata utilizzata la tecnica

della Photo-Id (Foto-identificazione), mentre la navigazione è stata effettuata applicando la metodologia del “Visual Line Transect Surveys”.

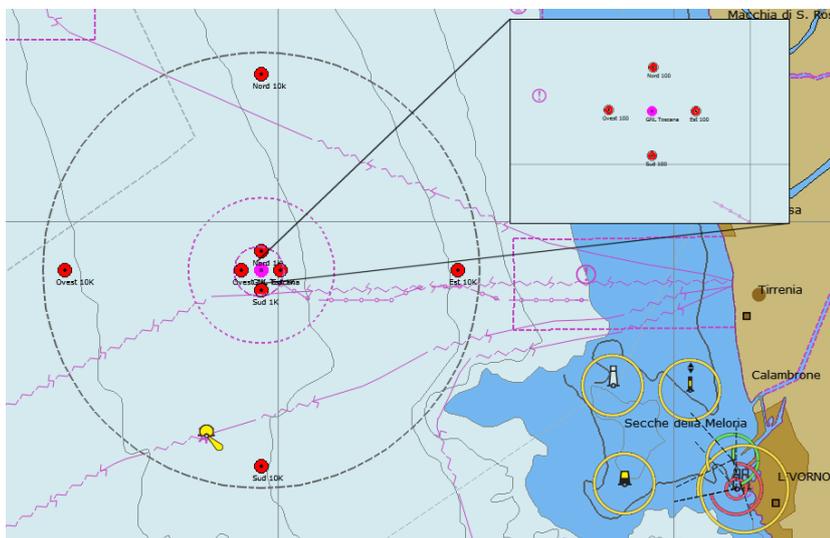
Per il survey visivo sono stati utilizzati dei transetti, seguendo rotte fisse e lineari. Il transetto rappresenta il percorso che viene seguito per ottenere informazioni quantitative e qualitative degli animali presenti in un determinato territorio. Esso richiede che l'osservatore si muova su un percorso 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 transetto) ed 1 (sul transetto). 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 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 usando 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, eventuali comportamenti osservabili. Registrati i dati iniziali di avvistamento attraverso la “marcatura fotografica” abbiamo attuato la tecnica della Photo-ID che ha il vantaggio di permettere lo studio di popolazioni animali attraverso una metodologia non invasiva, raccogliere informazioni permanenti e trasferibili nello spazio e nel tempo e offre la possibilità di seguire nel tempo i trend di distribuzione e abbondanza delle popolazioni.

La Photo-ID prevede l'utilizzo di fotografie riportanti parti o caratteristiche anatomiche al fine di poter riconoscere individualmente gli animali nel tempo e nello spazio. A tal scopo la tecnica si basa su parti o “marchi” che siano indelebili, facilmente identificabili e riconoscibili. La presenza di marchi naturali permette, inoltre, di non arrecare disturbo agli animali e quindi evitare possibili azioni di risposta positive o negative. I marchi naturali del tursiopo sono dovuti alle interazioni intra-specifiche e sono identificati dalla pinna dorsale e dall'area del dorso che la circonda. Per le tartarughe, invece, vengono utilizzate le caratteristiche delle placche del carapace o la presenza di targhette identificative.

## 2.6 INDAGINI GENERALI

### 2.6.1 Misura del rumore

Obiettivo dello studio è l'individuazione del rumore acustico subacqueo emesso dal Terminale, la sua caratterizzazione in termini di tipologia di rumore, frequenza e livello di emissione, e la valutazione dei suoi effetti sui cetacei potenzialmente presenti nell'area. In accordo al piano di monitoraggio, quindi, la misurazione dei livelli di rumore è stata effettuata stagionalmente in 12 stazioni a 100m, 1.000m e 10.000m dal punto di ancoraggio del Terminale sulle radiali dei 4 punti cardinali. Le stazioni sono state identificate come N100 - N1K - N10K - W100 - W1K - W10K - E100 - E1K - E10K - S100 - S1K - S10K (Figura 3).



WGS84	Latitune N	Longitudine E
Est 100	43° 38.665	09° 59.408
Est 1K	43° 38.666	10° 00.076
Est 10K	43° 38.666	10° 06.791
Sud 100	43° 38.611'	09° 59.333
Sud 1K	43° 38.126	09° 59.330
Sud 10K	43° 33.266	09° 59.330
Ovest 100	43° 38.667'	09° 59.260
Ovest 1K	43° 38.666	09° 58.584
Ovest 10K	43° 38.666	09° 51.868
Nord 100	43° 38.719'	09° 59.335
Nord 1K	43° 39.206	09° 59.330
Nord 10k	43° 44.065	09° 59.330

Figura 3 - Posizione delle stazioni di campionamento acustico.

### Strumentazione utilizzata

1) Idrofono digitale Aguattech per la registrazione dei dati acustici nella banda 10Hz - 48kHz.

I dati di rumore acustico acquisiti dall'idrofono digitale sono stati campionati a 192kHz con una sensibilità di -156dB re V/uPa. Il rumore elettronico dello strumento, se valutato in termini di pressione acustica, a 30kHz ha un livello equivalente inferiore al livello del rumore del mare a forza “zero”, che, secondo letteratura, è intorno a +22dB re 1uPa/√Hz, pertanto tutto il rumore registrato è relativo a suoni realmente presenti in acqua e non a interferenze introdotte dallo strumento di misura.

Per ogni stazione sono state scelte due profondità per assicurare il campionamento acustico sopra e sotto il termoclino, la cui presenza, che separa l'epilimnio dall'ipolimnio, è in grado di modificare la propagazione del suono, mascherando o modificando la ricezione di eventuali sorgenti sonore o fonti di disturbo. Le registrazioni sono state effettuate registrando e georeferenziando la posizione del punto in

coordinate geografiche WGS84 mantenendo l'idrofono disaccoppiato elasticamente rispetto al movimento indotto della superficie, ad almeno 5 metri dall'imbarcazione tenuta a motori e pompe ferme. I dati vengono registrati su file in formato digitale e verificati in tempo reale mediante un'uscita analogica su PC dedicato, dotato di un programma di visualizzazione di spettrogramma e spettro.

2) Sonda CTD Ageotec IMSV per la misura di Temperatura, Profondità, Conducibilità, con calcolo diretto della velocità del suono. I dati vengono registrati su file con PC dedicato mediante il software APWin, che permette anche la visualizzazione in tempo reale del profilo verticale di temperatura e di tutti i dati acquisiti.

In ogni stazione è stato effettuato un profilo continuo di CTD per registrare conducibilità (e indirettamente salinità), temperatura, e, attraverso l'idrofono, misure del rumore presente alle profondità di 8 e 55m, ossia sopra e sotto il termoclino. Lo scopo di tali registrazioni è conoscere le condizioni ambientali del punto di misura, in modo da poter predire (e confrontare con i dati acustici registrati) il tipo di propagazione del suono eventualmente proveniente dal Terminale.

L'idrofono e la sonda CTD, che dispongono di un cavo di 100m, sono accoppiati in una gabbia che li rende solidali fra loro e ne permette la discesa per gravità. Durante la misura acustica vengono acquisiti e registrati contemporaneamente e costantemente anche i dati della sonda CTD, permettendo in fase di analisi di verificare l'effettiva posizione dei sensori, soprattutto in relazione alla profondità.

3) Ricevitore AIS Icom MA-500TR con antenna esterna

Durante il campionamento acustico è stata eseguita la registrazione dei dati AIS (Automatic Identification System), un sistema di identificazione automatica delle navi che trasmette posizione, velocità e rotta. Il sistema è obbligatorio sulle navi passeggeri e commerciali oltre 300 tonnellate, ma è presente anche su numerose unità da diporto. Tali dati possono essere ricevuti e visualizzati con l'ausilio di un sistema informatico e, una volta registrati, in fase di analisi dei dati permettono di visualizzare la presenza di traffico navale nell'intorno del punto di misura.

Il sistema, con una portata superiore a 14NM, è connesso ad un PC dedicato insieme ad un ricevitore GPS. Sul PC, attraverso il software OpenCPN, viene quindi visualizzata in tempo reale e registrata la posizione dei sensori, l'esatto orientamento del Terminale e la presenza di eventuali altre navi in transito.

La presenza di natanti non dotati di AIS è stata rilevata tramite survey visuale. I computer di tutti gli strumenti sono sincronizzati in modo da poter ricostruire, in fase di analisi, l'esatta posizione dei sensori e la presenza di altre sorgenti di rumore attraverso i dati AIS. Nella **Figura 4** un esempio della situazione ricostruita durante l'avvicinamento alla stazione Est 1K.

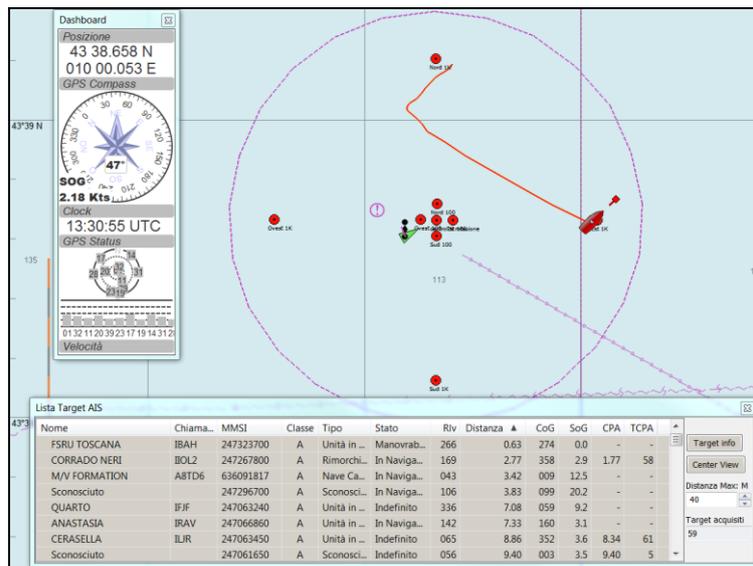


Figura 4 - Esempio di restituzione dati AIS durante l'avvicinamento alla stazione Est1K.

### Individuazione dei valori soglia di rumore

La misura del rumore sottomarino ed i suoi effetti sui cetacei è materia ancora in evoluzione, ma per la presente analisi è possibile fare riferimento alle Linee Guida ISPRA (Borsani & Farchi, 2011). Le linee guida definiscono valori soglia per rumori di natura sia impulsiva che continua, in grado di provocare risposte comportamentali, danni temporanei o permanenti ai cetacei.

Si riporta di seguito la tabella 6 tratta dalle Linee Guida di cui sopra, che riporta le specie in funzione della banda di frequenze a cui sono maggiormente sensibili.

A seguire è riportata la tabella 7, tratta dal medesimo documento, riportante i valori soglia per diversi tipi di rumore (impulsi singoli, multipli e non impulsivi) capaci di originare le prime significative risposte comportamentali in diverse specie di mammiferi marini.

Tabella 6 modificata (Borsani & Farchi, 2011, parte seconda).

Functional hearing group	Estimated auditory bandwidth	Genera represented (Number species/subspecies)	Frequency-weighting network
Low-frequency cetaceans	7 Hz to 22 kHz	<i>Balaena, Caperea, Eschrichtius, Megaptera, Balaenoptera</i> (13 species/subspecies)	M <sub>s</sub> (lf: low-frequency cetaceans)
Mid-frequency cetaceans	150 Hz to 160 kHz	<i>Steno, Sousa, Sotalia, Tursiops, Stenella, Delphinus, Lagenodelphis, Lagenorhynchus, Lissodelphis, Grampus, Peponocephala, Feresa, Pseudorca, Orcinus, Globicephala, Orcaella, Physeter, Delphinapterus, Monodon, Ziphius, Berardius, Tasmacetus, Hyperoodon, Mesoplodon</i> (57 species/subspecies)	M <sub>mi</sub> (mf: mid-frequency cetaceans)
High-frequency cetaceans	200 Hz to 180 kHz	<i>Phocena, Neophocena, Phocenoidea, Platanista, Inia, Kogia, Lipotes, Pontoporia, Cephalorhynchus</i> (20 species/subspecies)	M <sub>M</sub> (hf: high-frequency cetaceans)

Tabella 7 modificata (Borsani & Farchi, 2011, parte seconda).

<p><b>Valori soglia per Impulsi singoli (tipo battipali):</b> Sound exposure levels SEL: 183 dB re: 1 µPa<sup>2</sup>-s</p> <p><b>Valori soglia per Impulsi multipli (tipo survey geosismici):</b> Cetacei bassa frequenza: 120 dB re: 1 µPa RL (RMS/pulse duration) Cetacei media frequenza: 90-180 dB re: 1 µPa RL (RMS/pulse duration) Cetacei alta frequenza: non applicabile</p> <p><b>Valori soglia per rumori non impulsivi (tipo perforazione, navi etc):</b> Cetacei bassa frequenza: 100-110 dB re: 1 µPa RMS SPL Cetacei media frequenza: 110-120 dB re: 1 µPa RMS SPL Cetacei alta frequenza: 140-150 dB re: 1 µPa RMS SPL</p>
--

I valori soglia riportati di seguito (tratti dalle Linee Guida ISPRA, Borsani & Farchi, 2011, parte seconda, Tabella 8) sono definiti per tre tipologie di emissione (impulsi singoli, multipli e non impulsivi) e per vari livelli di danno che vanno dalla modificazione comportamentale fino alla perdita permanente di sensibilità uditiva. Una volta individuate le caratteristiche del rumore emesso dal Terminale definito dai punti di vista della tipologia di emissione, frequenza e livello alla sorgente, si indicheranno i corrispondenti valori soglia nelle conclusioni.

Tabella 8 modificata (Borsani & Farchi, 2011, parte seconda).

Marine mammal groups	Low, Mid, High -frequency cetaceans		Low, Mid, High -frequency cetaceans	
	Single pulses, Multiple pulses,	Non-pulses	Single pulses, Multiple pulses,	Non-pulses
Effetto	Perdita permanente (PTS) di sensibilità uditiva		Perdita temporanea (TTS) di sensibilità uditiva	
Sound pressure level	230 dB re: 1 µ Pa (peak) (flat)	230 dB re: 1 µ Pa (peak) (flat)	224 dB re: 1 µ Pa (peak) (flat)	224 dB re: 1 µ Pa (peak) (flat)
Sound exposure level	198 dB re: 1 µ Pa <sup>2</sup> -s	215 dB re: 1 µ Pa <sup>2</sup> -s	183 dB re: 1 µ Pa <sup>2</sup> -s	195 dB re: 1 µ Pa <sup>2</sup> -s

### Rappresentazione dei dati rilevati

In accordo alle Linee Guida ISPRA, per la rappresentazione dei livelli di rumore è stata scelta la PSDf (Power Spectral Density function). In pratica la PSDf rappresenta il modo in cui si distribuisce l'energia contenuta nel rumore sotto forma di pressione acustica nel campo di frequenze considerato, nel caso in studio da 10Hz a 48kHz. La PSDf di una sequenza temporale di rumore può essere stimata a partire dalla Fourier Transform (FT) del rumore stesso, calcolata mediante il metodo numerico detto Fast Fourier Transform (FFT) su una sequenza di campioni frequenziali spaziatosi uniformemente (spaziatura detta lineare).

Oltre che come curva continua, la PSDf può essere calcolata e rappresentata anche in terzi d'ottava.

L'analisi in terzi d'ottava è appropriata per privilegiare la rilevazione/analisi di dettagli alle basse frequenze e in particolare per monitorare rumore ambiente a lungo-lunghissimo termine. L'analisi mediante FFT, con risoluzione frequenziale costante in tutta la banda, è invece utile per rilevare segnali particolari (specialmente linee spettrali molto strette) in qualunque range della banda; per questo motivo entrambe sono indicate in questo tipo di monitoraggio, nel quale si possono verificare fenomeni sia a larga banda sia a banda stretta con frequenze medio-alte.

Ognuna delle due rappresentazioni riesce a mettere in evidenza caratteristiche diverse, quindi l'analisi spettrale è stata compiuta calcolando e rappresentando la Power Spectral Density function (DSPf) di un minuto di dati di rumore nella banda fino a 48kHz sia mediante FFT (con risoluzione frequenziale di 5,86Hz, ottenuta mediante "zero-padding") sia in terzi d'ottava.

### Metodologia di analisi

Nell'analisi dei dati acquisiti è necessario come prima cosa individuare il probabile contributo di rumore da attribuire al Terminale. Tale compito non è semplice a causa della presenza di numerose sorgenti sovrapposte costituite prevalentemente dal traffico marittimo presente nella zona e, talvolta, dal rumore dovuto alle condizioni atmosferiche (vento, per esempio, o mare agitato).

E' quindi necessario procedere ad alcune considerazioni. Il rumore da traffico marittimo interessa prevalentemente la banda da pochi Hz fino ad 1kHz per le navi di grande tonnellaggio, ma può estendersi a vari kHz per navi piccole e barche medio-grandi, come i rimorchiatori. Barche di piccole dimensioni emettono rumore con Source Level più limitato, ma caratterizzato da una banda molto larga, anche fino a 100 kHz e oltre.

Tuttavia in acqua i suoni ad alta frequenza (a partire da 15-20kHz) si attenuano rapidamente in ragione della distanza percorsa, quindi il rumore emesso da piccoli natanti può essere percepito dai sensori acustici subacquei solo se il passaggio avviene a distanze molto ravvicinate (nel raggio di centinaia di metri fino ad un km circa, a seconda del profilo di velocità del suono nell'area). Disponendo di stazioni a distanza crescente dal Terminale, e confrontando gli spettri relativi, è possibile verificare se in qualche punto della banda si verificano attenuazioni del rumore compatibili con l'attenuazione provocata dall'allontanamento dal Terminale.

In questo caso sono particolarmente utili le stazioni a 100 e a 1000m. Una volta individuata la banda di frequenze interessata e la relativa attenuazione del livello di rumore, per verificare se effettivamente l'attenuazione sia da attribuirsi all'allontanamento dal Terminale è necessario definire un modello dell'ambiente in cui si propaga il suono che permetta di trovare una corrispondenza fra valori simulati e valori sperimentali.

Tale modello, oltre a validare l'ipotesi di emissione da parte del Terminale, può permettere di calcolare alcune caratteristiche della sorgente quali il Source Level, che può quindi essere confrontato con i valori soglia.

### Definizione generale di un modello di propagazione del suono

Si può predire come il suono si propaga in una guida d'onda applicando un modello di propagazione del suono nell'acqua. Tale modello ha necessità che vengano definiti una serie di parametri che descrivono le caratteristiche dell'ambiente e della sorgente sonora da modellare:

1. Definizione dei parametri geometrici con informazioni su batimetria, rugosità della superficie del mare, (superfici dei possibili substrati del fondale), posizione della sorgente e posizione dei ricevitori.
2. Definizione dei parametri oceanografici con informazioni sulle correnti marine e sul profilo della velocità di propagazione del suono nell'acqua al variare della profondità.
3. Definizione dei parametri geofisici del sedimento marino, considerato come strati omogenei e, per ogni strato, densità, velocità delle onde acustiche compressionali e relativa attenuazione (e possibilmente velocità delle onde acustiche di taglio e relativa attenuazione nel caso di strati solidi)
4. Definizione della sorgente acustica, imponendo la forma d'onda emessa, il Source Level per ogni frequenza e la direttività spaziale di emissione.

In mare il numero di informazioni disponibili è sempre limitato e parziale; d'altro canto la maggior parte dei modelli necessitano la semplificazione di alcuni modelli di input o per loro natura o per non rendere troppo oneroso il carico computazionale. Pertanto non è possibile aspettarsi un'assoluta corrispondenza fra i risultati ottenuti da un modello di propagazione e i dati sperimentali. L'ambiente in cui il suono si propaga è senza dubbio tridimensionale, ma nessun modello tridimensionale di propagazione in una guida d'onda è disponibile nella comunità scientifica, a meno che non si sia dotati di supercalcolatori (che sfruttano calcolo parallelo). Viene quindi adottato un modello bidimensionale, ampiamente utilizzato nella comunità scientifica, che presuppone che la propagazione del suono abbia geometria cilindrica, in modo che il calcolo si limiti ad un dominio piano limitato, cioè il piano "range-depth". Uno dei modelli che meglio risponde alle esigenze di lavorare a frequenze relativamente alte con buone prestazioni di velocità computazionale ed eventualmente di gestire geometrie "range-dependent" è Bellhop, largamente usato e estensivamente verificato e validato. Bellhop può lavorare in ipotesi sia di Gaussian Beam Tracing sia di Ray Tracing.

Il modello Bellhop assume:

- Superficie del mare completamente piatta, a cui viene applicata la condizione al contorno di Dirichlet (pressione identicamente nulla);
- Caratteristiche geofisiche del fondale omogenee (nessuna stratificazione: il sedimento è un unico semispazio) e indipendenti dal range;
- Parametri oceanografici indipendenti dal range e assenza di correnti marine;
- Ricevitori ideali (cioè omnidirezionali e totalmente privi di rumore elettronico, con banda e dinamica infinite, e risposta in frequenza (sensibilità) piatta e lineare ovunque). [Naturalmente le caratteristiche reali dei ricevitori possono essere sempre modellate e applicate al risultato ottenuto dalla simulazione].

I principali tipi di output restituiti dal modello sono:

- Il calcolo della Transmission Loss (TL) ad ogni punto di osservazione sul piano range-depth definito dal modello per ogni frequenza scelta.
- Tutti i percorsi che i raggi lanciati dalla sorgente seguono sul piano range-depth.

In questo lavoro sono stati scelti per il modello Bellhop la modalità di calcolo "Gaussian Beam", più accurata di quella "Ray Tracing", e il calcolo della Transmission Loss di tipo Incoerente. Quest'ultima scelta è dettata da due principali motivazioni:

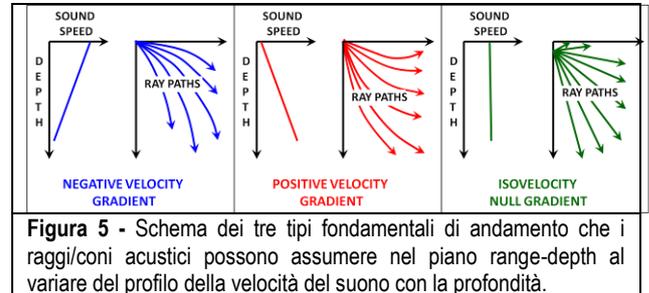
1. le informazioni a priori del modello non sono sufficientemente accurate per permettere che il calcolo coerente possa essere realistico e, ancora più importante,

- assumere la superficie del mare piatta non consente di introdurre quell'effetto di perdita di coerenza del segnale che invece caratterizza i multipath reali e che quindi viene in qualche maniera simulata con il calcolo incoerente del campo di pressione puntuale.

La base fisica fondamentale su cui è basato il modello è mostrata in **Figura 5** e descrive come le onde acustiche si propagano sul piano seguendo particolari percorsi nelle direzioni indicate dai raggi (o coni) in funzione di come la velocità del suono cambia con la profondità.

I casi di base prevedono una velocità del suono che abbia un gradiente negativo, positivo o costante rispetto alla variazione di profondità.

Ognuna di queste tre condizioni fa sì che i raggi lanciati da una sorgente abbiano percorsi totalmente differenti, come indicato nei disegni: rispettivamente essi tendono a curvare verso il basso, verso l'alto o ad seguire segmenti di retta. Dalla combinazione di queste tre situazioni fondamentali seguono tutti i casi possibili di profilo di velocità, poiché un profilo di velocità comunque complicato potrà sempre essere scomposto in segmenti appartenenti ad uno dei tre tipi base.



**Figura 5** - Schema dei tre tipi fondamentali di andamento che i raggi/coni acustici possono assumere nel piano range-depth al variare del profilo della velocità del suono con la profondità.

### Definizione del modello di propagazione del suono sulla base delle informazioni e misure disponibili sull'ambiente da monitorare

#### Definizione dei parametri geometrici

Considerando le stazioni di misura, poste lungo i 2 assi principali Nord-Sud e Est-Ovest, anche i nostri piani di propagazione verranno presi lungo tali assi. La descrizione geometrica della linea di fondale viene ricavata dall'analisi della batimetria della zona che nel caso di studio, variando (eccetto a 10km di distanza sia verso est sia verso ovest) tra 100m e 120m (quindi con una variabilità non significativa in un'area di vari km<sup>2</sup>) è stata approssimata a 115m costanti. Poiché il modello Bellhop non ammette superfici del mare rugose anche il confine superiore della guida d'onda è piatta. Per le frequenze di nostro interesse (fino a qualche decina di kHz) questa approssimazione è generalmente accettabile, almeno con buone condizioni del mare (sea-state 1-2).

#### Definizione dei parametri geofisici

Avendo scarsissime informazioni a disposizione il sedimento marino viene modellato come un semi-spazio omogeneo di sabbia. Il sedimento è modellato come fluido, quindi non supporta onde di taglio. Parametri tipici di un fondale del genere sono:

velocità di propagazione delle onde compressionali:

$$c_{sed} = 1680 \text{ m/s}$$

$$\text{attenuazione } \alpha_{sed} = 0.5 \text{ dB/l},$$

$$\text{densità } \rho_{sed} = 1900 \text{ kg/cm}^3.$$

Valutare almeno lo strato superficiale del sedimento come omogeneo nell'area di interesse è considerato sufficientemente realistico. Poiché il nostro maggiore interesse è sulle frequenze dell'ordine dei kHz, il fatto di trascurare la presenza di sottostrati più duri è una semplificazione accettabile.

#### Definizione dei parametri oceanografici

Queste informazioni, basate su misure di CTD condotte insieme a quelle acustiche, sono range-independent per quel che riguarda il profilo di velocità e i parametri geofisici, quindi si dovrà scegliere un solo profilo per ogni piano range-depth che si vorrà considerare.

### 2.6.2 Bioacustica

La sorveglianza bioacustica sulla presenza di cetacei è stata effettuata sulla piattaforma di opportunità catamarano KRILL attrezzato per il monitoraggio bioacustico sulla fauna marina, utilizzando idrofoni mod. C 303 della Cetacean Research trainati dietro l'imbarcazione a circa 30 m. Il survey acustico è stato effettuato su transetti ortogonali posizionati nel settore a NE ad distanza tra 5 e 10km dal Terminale FSRU. 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 comportamentali dei cetacei incontrati.

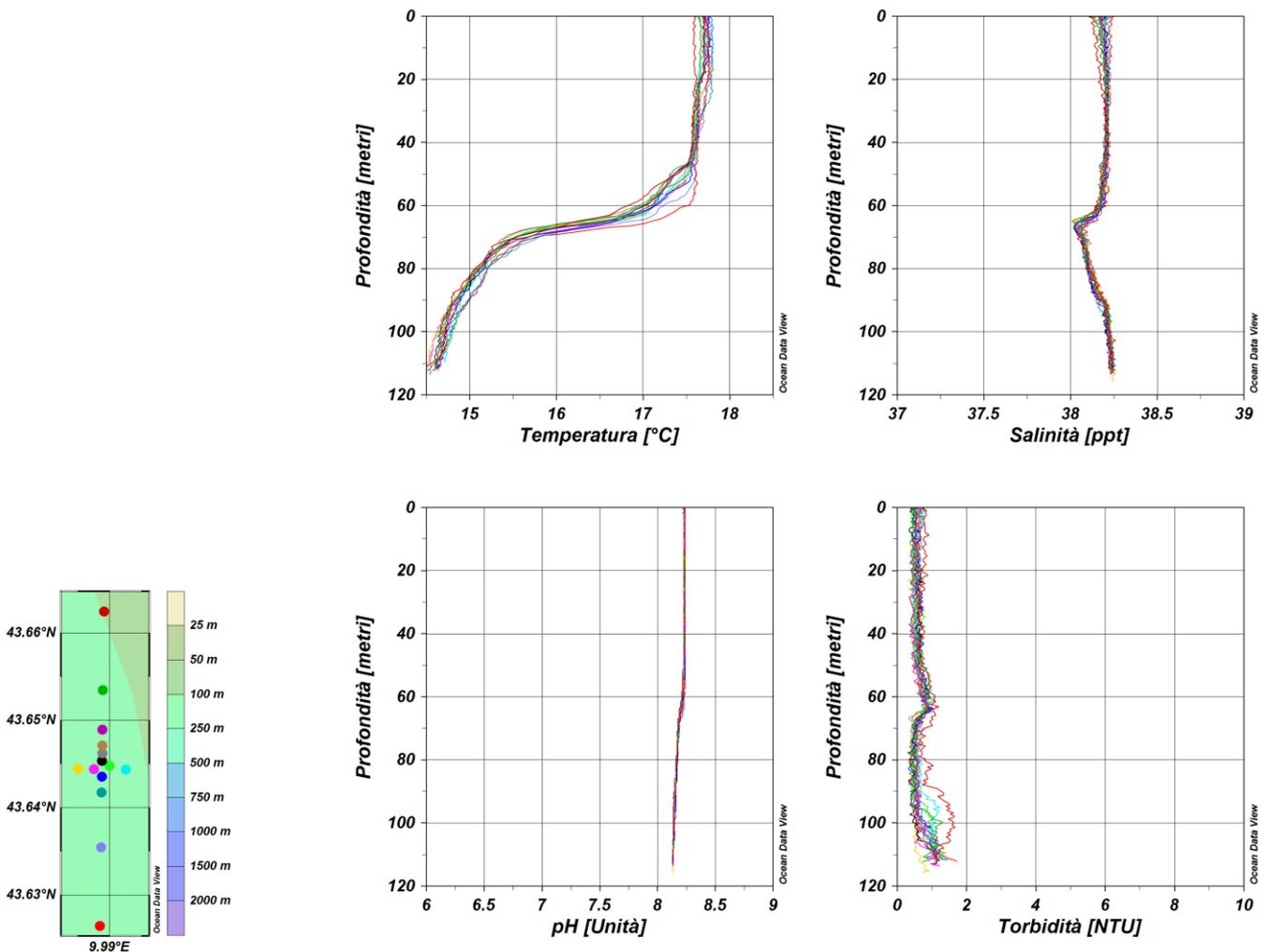
Per le registrazioni è stato utilizzato un software dedicato con funzioni di ascolto, visione e registrazione sempre attive. Per la fase di ascolto sono state utilizzate cuffie e casse stereo con alternanza di ascoltatori ogni ora.

### 3 RISULTATI SURVEY AUTUNNO 2017

#### 3.1 COLONNA D'ACQUA

##### 3.1.1 Profili idrologici

La **temperatura** varia, nel campionamento A17, in un range compreso tra 14,6°C e 17,6°C, valori in linea con le temperature del periodo. E' presente un termoclino profondo (**Figura 6**) posizionato intorno a 50m caratterizzato da uno strato rimescolato dello spessore del termoclino con valori intorno a 17,6 °C che tendono a diminuire negli ultimi 50 metri fino ad arrivare a valori intorno a 14,6°C sul fondo. Questo è tipico del periodo in esame caratterizzato da un iniziale omogeneizzazione della colonna d'acqua che non ha ancora raggiunto il fondo come accadrà nel periodo tipicamente invernale.



Nota: i grafici sono stati redatti secondo le prescrizioni 2 e 3 delle Determine 2990 DVA R.D.R 0000100.04-04-2017 e 3337 DVA R.D.R 0000277.28-09-2017.

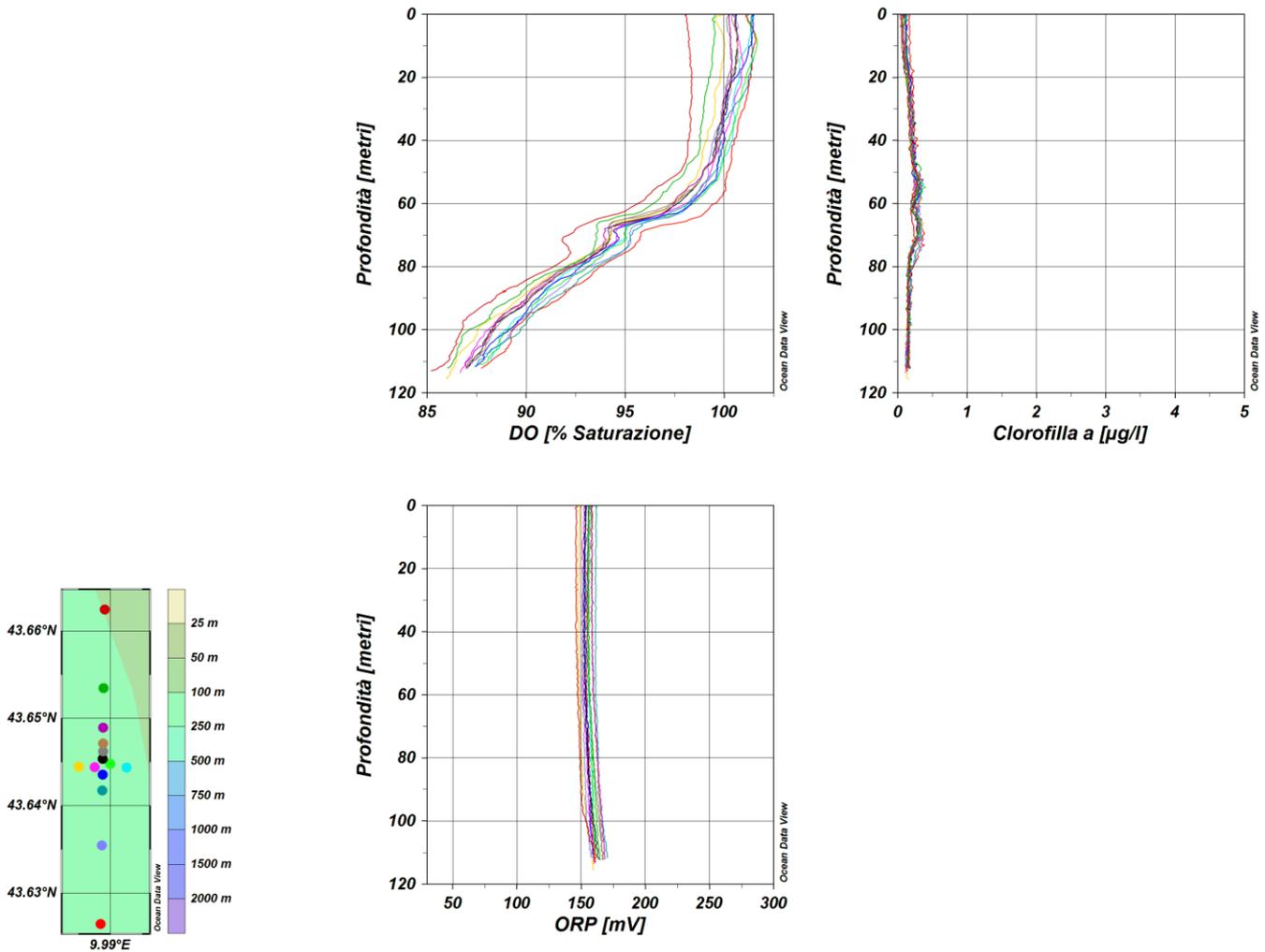
**Figura 6** – Profili di temperatura (°C), salinità (ppt), pH e torbidità (NTU); survey autunno 2017.

I profili di **salinità** risultano costanti su tutta la colonna d'acqua con valori intorno a 38,2 ppt fatta eccezione per lo strato compreso fra i 60 e 70 m in cui si ha una brusca diminuzione con valori che arrivano a 38 ppt per poi aumentare gradualmente ed arrivare a 38,2 ppt fino al fondo.

I profili di **pH** mostrano andamenti costanti su tutta la colonna d'acqua (8,1). I profili di **torbidità** mostrano valori compresi fra 0,5 NTU e 1,5 NTU. I profili di **ossigeno disciolto** (**Figura 7**) mostrano valori costanti dalla superficie a circa 50 m intorno a 97-102 % di saturazione per poi diminuire gradatamente e arrivare a 85-87 % di saturazione sul fondo.

La **clorofilla** presenta valori compresi fra 0 µg/l e 0,3 µg/l nell'intera colonna d'acqua.

I valori di **ORP**, infine, sono costanti su tutto il profilo verticale con valori intorno a 150 mV.



Nota: i grafici sono stati redatti secondo le prescrizioni 2 e 3 delle Determinine 2990 DVA R.D.R 0000100.04-04-2017 e 3337 DVA R.D.R 0000277.28-09-2017.

Figura 7 – Profili di ossigeno disciolto (% saturazione), clorofilla ( $\mu\text{g/l}$ ) e potenziale di ossidoriduzione (mV); survey autunno 2017.

### Misure di irradianza e irradianza spettrale

In **Figura 8** sono mostrati i profili di irradianza PAR (Photosynthetic Available Radiation) sottomarina normalizzati rispetto a quella contemporanea superficiale alle stazioni A17 MG7 e A17 MG10. La profondità della zona eufotica ( $Z_{eu}$ ) è 37 m alla A17 MG7 e 59,5 m alla A17 MG10, massimo valore misurato. La profondità minima di 26 m è stata registrata alla stazione A17 MG3.

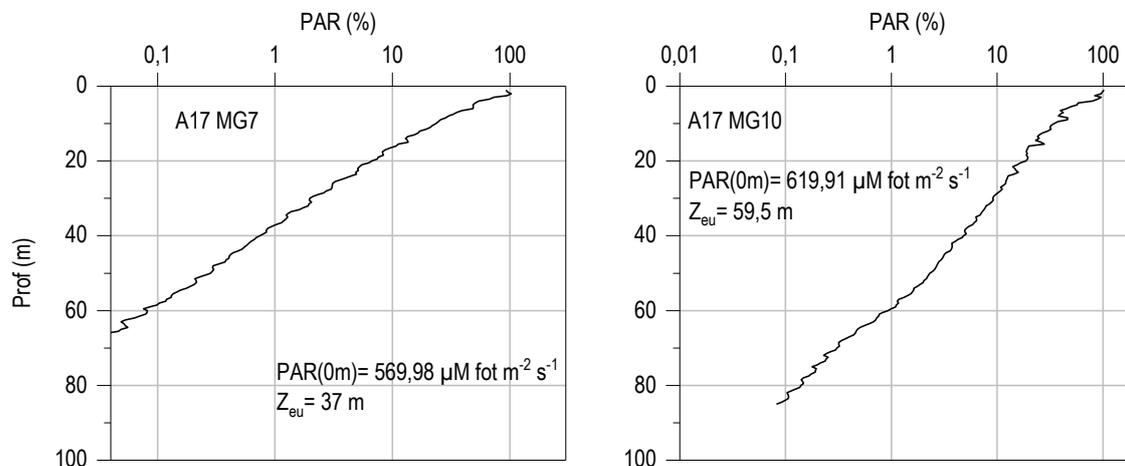
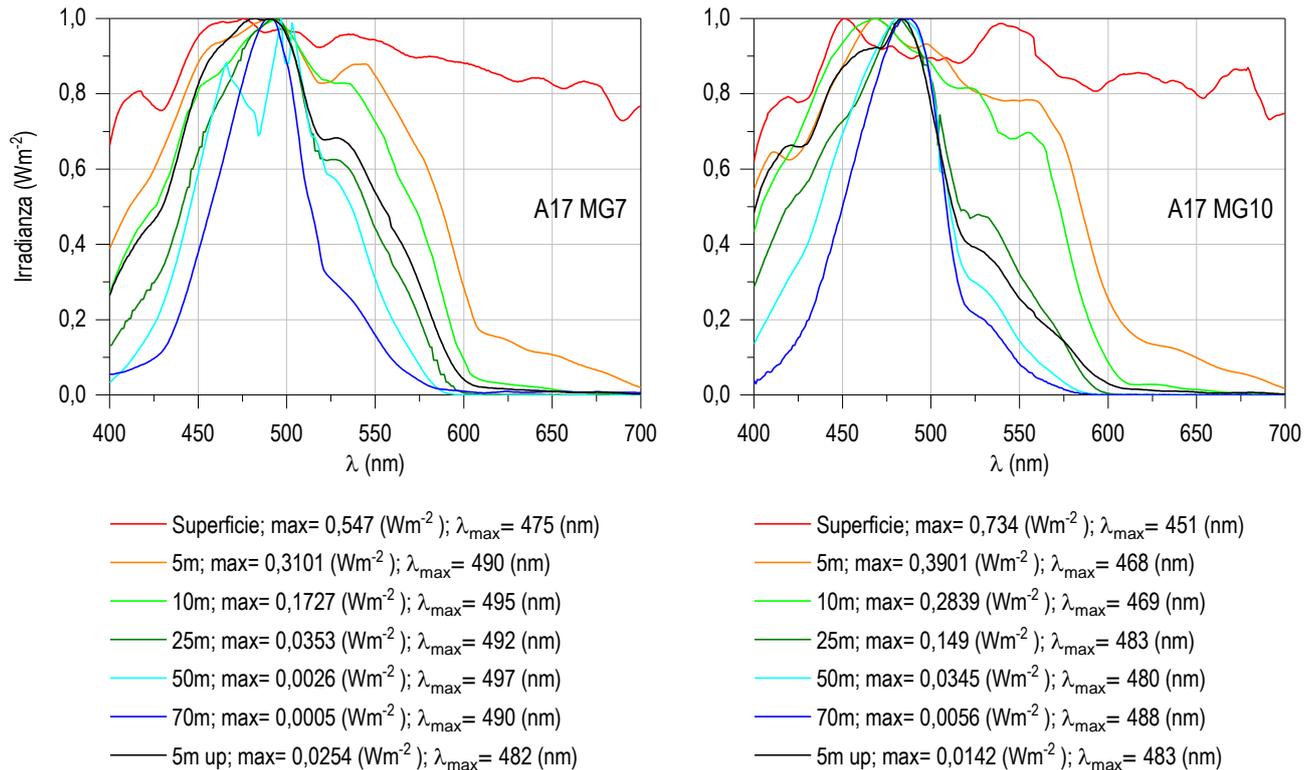


Figura 8 - Profilo del rapporto fra l'irradianza quantica PAR (Photosynthetic Available Radiation) disponibile alle varie profondità con quella contemporanea in superficie, PAR (0 m), nelle stazioni A17 MG7 e A17 MG10.



**Figura 9** - 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 9** 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, alle stazioni A17 MG7 e A17 MG10. I massimi ( $\lambda_{max}$ ) degli spettri dell'irradianza discendente alle profondità maggiori, che indicano la radiazione più penetrante, si collocano nel range di lunghezze d'onda comprese fra 480 e 490 nm. La radiazione che raggiunge la maggior profondità ( $\lambda_{max}$  a 70 m) si trova a 490 nm alla stazione A17 MG7 e a 488 nm alla A17 MG10.

### 3.1.2 Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche

#### Nutrienti inorganici disciolti

In **Tabella 16** sono riportate le concentrazioni di nitriti ( $\text{NO}_2$ ), nitrati ( $\text{NO}_3$ ), fosfati ( $\text{PO}_4$ ), silicati ( $\text{SiO}_2$ ), rilevate nelle 8 stazioni campionate. Con il campionamento autunnale si assiste all'aumento delle concentrazioni di quasi tutti i nutrienti analizzati, rispetto alla precedente stagione estiva. Le medie generali di ciascun nutriente sono:  $0,077 \mu\text{M}$  per  $\text{NO}_2$ ,  $0,351 \mu\text{M}$  per  $\text{NO}_3$ ,  $0,031 \mu\text{M}$  per  $\text{PO}_4$ ,  $1,349 \mu\text{M}$  per  $\text{SiO}_2$ . L'incremento maggiore si osserva a carico dei nitrati le cui concentrazioni sono circa tre volte maggiori di quelle rilevate in E17, mentre si osserva una netta diminuzione dei fosfati che presentano spesso valori al limite della rilevabilità. Le concentrazioni nutritive in A17 rientrano nel range dei valori registrati nelle campagne autunnali degli anni precedenti.

Esaminando la distribuzione lungo la colonna d'acqua si osserva un andamento sostanzialmente simile per tutte le stazioni, con una lieve tendenza a valori più elevati a 70 m, soprattutto per quanto riguarda nitriti e nitrati, e una maggior variabilità nello strato 0,5-12,5 m per i fosfati.

La maggiore variabilità si ha nelle concentrazioni di nitriti e nitrati (coeff. di variazione rispettivamente del 46 e 58%), minore per fosfati e silicati (coeff. di variazione rispettivamente del 27 e 17%) che hanno concentrazioni più simili lungo tutta la colonna d'acqua.

I silicati presentano costantemente concentrazioni di un ordine di grandezza superiori, tra  $1,008$  e  $1,938 \mu\text{M}$ , come è atteso per questo nutriente rispetto agli altri. Non si evidenziano anomalie da segnalare.

Tabella 16 - Concentrazioni ( $\mu\text{M}$ ) dei nutrienti inorganici disciolti.											
Stazione	Prof. m	$\text{SiO}_2$	$\text{PO}_4$	$\text{NO}_2$	$\text{NO}_3$	Stazione	Prof. m	$\text{SiO}_2$	$\text{PO}_4$	$\text{NO}_2$	$\text{NO}_3$
A17 MG3	0,5	1,556	0,056	0,100	0,489	A17 MG9	0,5	1,089	<0,030	0,036	0,207
	12,5	1,677	0,040	0,089	0,566		12,5	1,062	<0,030	0,044	0,130
	50	1,938	0,040	0,128	0,665		50	1,464	<0,030	0,068	0,208
	70	1,650	0,042	0,134	0,677		70	1,676	0,042	0,113	0,773
A17 MG5	0,5	1,352	0,035	0,061	0,324	A17 MG10	0,5	1,035	0,034	0,033	0,271
	12,5	1,327	<0,030	0,075	0,209		12,5	1,008	<0,030	<0,030	0,173
	50	1,495	<0,030	0,093	0,374		50	1,145	<0,030	0,064	0,167
	70	1,424	0,041	0,120	0,618		70	1,556	<0,030	0,130	0,470
A17 MG6	0,5	1,138	<0,030	0,064	0,116	A17 MG12	0,5	1,242	<0,030	0,045	0,138
	12,5	1,060	<0,030	0,038	0,127		12,5	1,170	<0,030	0,055	0,143
	50	1,342	<0,030	0,078	0,197		50	1,455	<0,030	0,071	0,539
	70	1,576	0,030	0,109	0,624		70	1,672	0,035	0,144	0,608
A17 MG7	0,5	1,212	<0,030	0,046	0,276	A17 MG13	0,5	1,184	<0,030	0,032	0,266
	12,5	1,223	0,035	0,043	0,207		12,5	1,206	<0,030	0,061	0,126
	50	1,193	0,038	0,051	0,241		50	1,300	0,030	0,063	0,219
	70	1,388	0,035	0,114	0,579		70	1,366	0,035	0,124	0,518

### Solidi sospesi (Total Suspended Matter)

Le concentrazioni di TSM in tutte le stazioni sono riportate in **Tabella 17**. Il valore medio generale è 1,36 mg/l, il minimo è 0,75 mg/l alla stazione A17 MG10 in superficie ed il massimo è 3,67 mg/l alla stazione A17 MG13 a 12,5 m.

I profili batimetrici di TSM (**Figura 11**) mostrano che la maggior parte delle stazioni presenta andamento con valori massimi a 50 m e minimi a 70 m. Le stazioni A17 MG6 e A17 MG13, a differenza delle altre stazioni, presentano massimi molto spiccati a 12,5 m e infine la stazione A17 MG10 presenta concentrazioni di TSM più basse rispetto agli altri punti lungo tutta la colonna d'acqua.

La concentrazione della frazione organica del TSM (POM) è in media 0,33 mg/l con minimo di 0,11 mg/l alla stazione A17 MG12 a 70 m e massimo di 0,83 mg/l alla stazione A17 MG3 a 12,5 m. I profili batimetrici del POM presentano, per la maggior parte delle stazioni, concentrazioni minime tra 50 e 70 m e massime a 12,5 m. Alle stazioni A17 MG9, A17 MG12 ed A17 MG10 i massimi si verificano rispettivamente a 0,5 m, 50 m e 70 m. Il POM rappresenta in media il 24% del TSM con minimo del 11,56 % alla stazione A17 MG12 70 m e massimo del 41,96 % alla stazione A17 MG3 a 12,5 m.

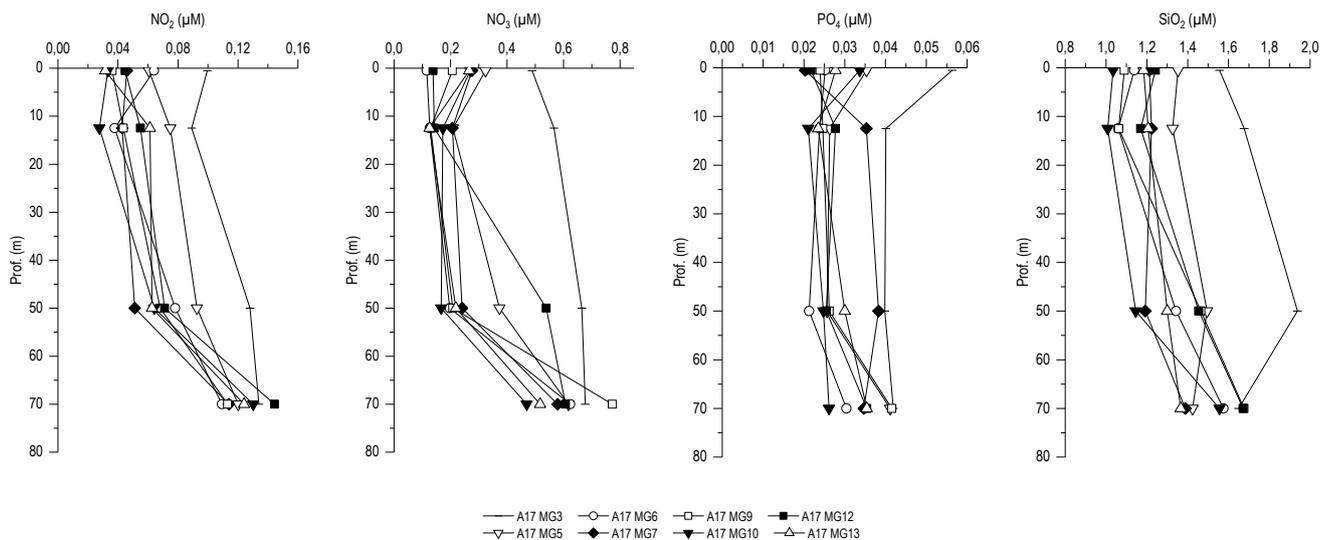


Figura 10 - Profili delle concentrazioni ( $\mu\text{M}$ ) dei nutrienti inorganici disciolti: nitriti ( $\text{NO}_2$ ), nitrati ( $\text{NO}_3$ ), fosfati ( $\text{PO}_4$ ), silicati ( $\text{SiO}_2$ ).

Tabella 17 - Concentrazioni (mg/l) dei solidi sospesi (TSM).				
Prof. m	Stazione	TSM (mg/l)	Stazione	TSM (mg/l)
0,5	<b>A17 MG3</b>	1,5055	<b>A17 MG9</b>	1,0628
12,5		1,9920		0,8425
50		1,9965		1,5178
70		1,0698		0,9140
0,5	<b>A17 MG5</b>	1,4215	<b>A17 MG10</b>	0,7500
12,5		1,3828		0,7960
50		1,4220		0,7668
70		1,0890		1,1745
0,5	<b>A17 MG6</b>	1,1977	<b>A17 MG12</b>	1,0798
12,5		3,0593		1,0103
50		1,3187		1,3338
70		1,6290		1,0003
0,5	<b>A17 MG7</b>	1,5546	<b>A17 MG13</b>	1,3237
12,5		1,4277		3,6737
50		1,1297		1,0570
70		0,9919		1,2400

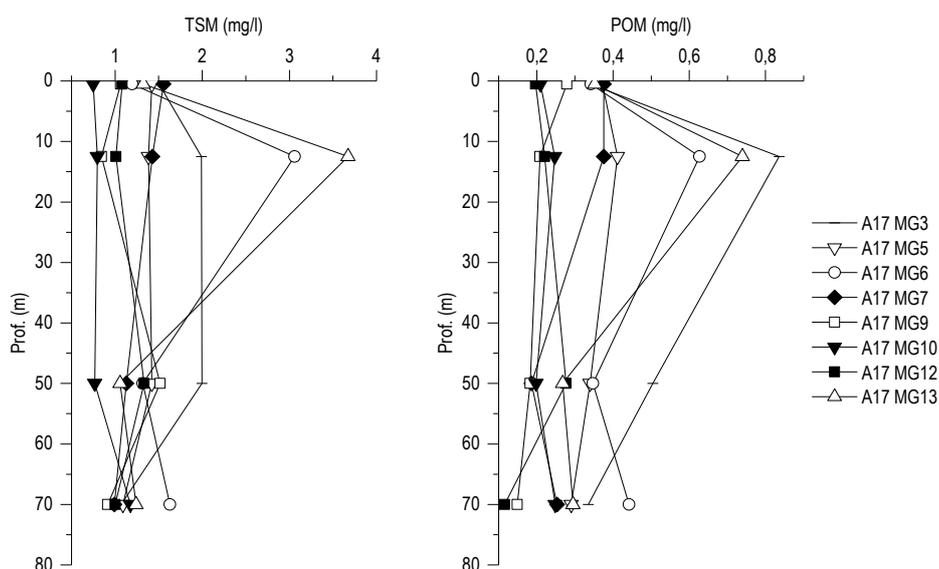


Figura 11 - Profili delle concentrazioni (mg/l) dei solidi sospesi (TSM) e delle concentrazioni di particolato organico (POM).

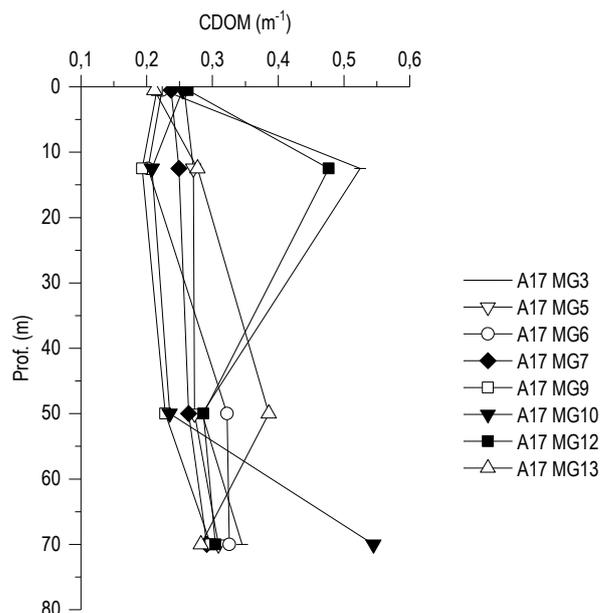
### Sostanza Organica Disciolta Cromoforica (CDOM)

Gli assorbimenti della CDOM a 325 nm ( $a_{CDOM(325)}$ ) sono in media  $0,2896 \text{ m}^{-1}$  e variano da un minimo di  $0,1931 \text{ m}^{-1}$  alla stazione A17 MG9 a 12,5 m ad un massimo di  $0,5449 \text{ m}^{-1}$  alla stazione A17 MG10 a 70 m (Tabella 18).

I profili batimetrici di CDOM (Figura 12) presentano nella maggior parte delle stazioni andamento con minimi tra la superficie e 12,5 m e massimi prevalentemente a 70 m con le A17 MG3 e A17 MG12 che mostrano il massimo a 12,5 m mentre la stazione A17 MG13 presenta il massimo a 50 m.

**Tabella 18** - Assorbimento ( $m^{-1}$ ) della CDOM alla lunghezza d'onda di 325 nm

Prof. m	Stazione	$a_{CDOM(325)}$ $m^{-1}$	Stazione	$a_{CDOM(325)}$ $m^{-1}$
0,5	<b>A17 MG3</b>	0,2250	<b>A17 MG9</b>	0,2156
12,5		0,5244		0,1931
50		0,2843		0,2282
70		0,3453		0,2972
0,5	<b>A17 MG5</b>	0,2570	<b>A17 MG10</b>	0,2545
12,5		0,2712		0,2080
50		0,2725		0,2349
70		0,3090		0,5449
0,5	<b>A17 MG6</b>	0,2231	<b>A17 MG12</b>	0,2625
12,5		0,2020		0,4770
50		0,3222		0,2863
70		0,3257		0,3044
0,5	<b>A17 MG7</b>	0,2371	<b>A17 MG13</b>	0,2117
12,5		0,2488		0,2776
50		0,2637		0,3856
70		0,2913		0,2825



**Figura 12** - 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  $0,197 \text{ mg/m}^3$  e varia da un minimo di  $0,0845 \text{ mg/m}^3$  alla stazione A17 MG13 70 m fino a un massimo di  $0,3598 \text{ mg/m}^3$  alla stazione A17 MG9 50 m (Tabella 19). I profili batimetrici (Figura 13) mostrano una distribuzione piuttosto simile lungo la colonna d'acqua, con minimi a 70 m e massimi a 50 m in tutte le stazioni tranne che in A17 MG3, A17 MG5 ed A17 MG7, dove il massimo si colloca a 12,5 m. Non sono state rilevate particolari anomalie.

**Tabella 19** - 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>A17 MG3</b>	0,2496	<b>A17 MG9</b>	0,1924
12,5		0,2745		0,1960
50		0,2226		0,3598
70		0,1150		0,1023
0,5	<b>A17 MG5</b>	0,2533	<b>A17 MG10</b>	0,1306
12,5		0,2572		0,1456
50		0,2383		0,2140
70		0,1050		0,1158
0,5	<b>A17 MG6</b>	0,1862	<b>A17 MG12</b>	0,2260
12,5		0,1956		0,2350
50		0,2763		0,2964
70		0,1055		0,0983
0,5	<b>A17 MG7</b>	0,2062	<b>A17 MG13</b>	0,1890
12,5		0,2827		0,1687
50		0,2257		0,2608
70		0,1166		0,0845

Le concentrazioni dei nove pigmenti diagnostici principali sono riportate in Tabella 20. Il pigmento a maggiore concentrazione media è Hex-Fuco (media  $0,046 \pm 0,016 \text{ mg/m}^3$ ), seguono Chl b (media  $0,044 \pm 0,011 \text{ mg/m}^3$ ), Zea (media  $0,023 \pm 0,011 \text{ mg/m}^3$ ), But-Fuco (media  $0,022 \pm 0,006 \text{ mg/m}^3$ ), DVA (media  $0,020 \pm 0,009 \text{ mg/m}^3$ ), Fuco (media  $0,017 \pm 0,010 \text{ mg/m}^3$ ), Perid (media  $0,010 \pm 0,002 \text{ mg/m}^3$ ). Particolarmente Allo (media  $0,004 \pm 0,003 \text{ mg/m}^3$ ) e Prasino (media  $0,003 \pm 0,002 \text{ mg/m}^3$ ), rispettivamente diagnostici per Cryptophyceae e Prasinophyceae, sono presenti in concentrazioni basse.

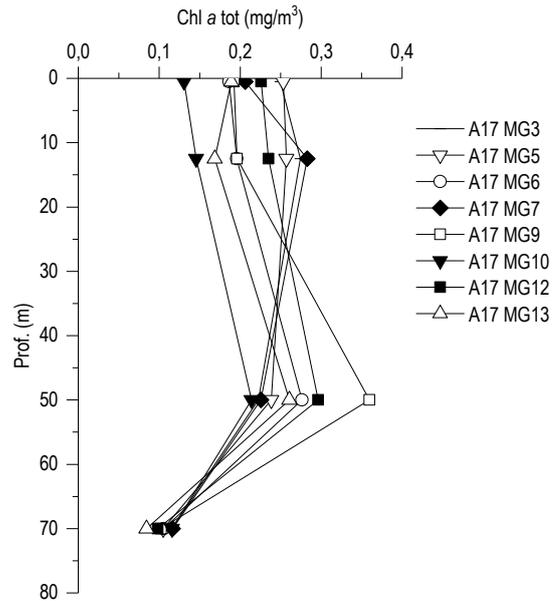
La composizione pigmentaria presenta una differenziazione generalmente comune alle varie stazioni e dai rapporti tra i singoli pigmenti e la loro somma totale si ottiene una stima della composizione tassonomica del popolamento fitoplanctonico (Figura 14).

I due pigmenti a maggiori concentrazioni, Chl *b* (Chlorophyta) e Hex-Fuco (Prymnesiophyceae coccolitofori) danno i contributi percentuali medi più elevati, rispettivamente del 24,08% e del 23,4%, con la tendenza di Chl *b* a prevalere nello strato più profondo (70 m) e di Hex-Fuco (Prymnesiophyceae coccolitofori) in quelli più superficiali (12,5 e 50 m).

I pigmenti But-Fuco (Dictyochophyceae, Chrysophyceae, Prymnesiophyceae non Coccolitofori), Fuco (Diatomee), Perid (Dinoflagellati) danno contributi variabili che non arrivano al 20% (tranne Fuco in A17 MG3 50 m), Allo (Cryptophyceae) e Prasino (Prasinophyceae) presentano mediamente un contributo di poco superiore all'1%.

La frazione picoplanctonica totale, rappresentata dalla somma di DVA+ZEA (Cyanobatteri), costituisce una percentuale maggiore degli altri pigmenti, in media il 23%. DVA rappresenta quasi sempre la frazione maggioritaria di questa componente, costituendone fino all'83% nei campioni a 70 m, ZEA è più omogeneamente presente fino a 50 m e in netta diminuzione a 70 m.

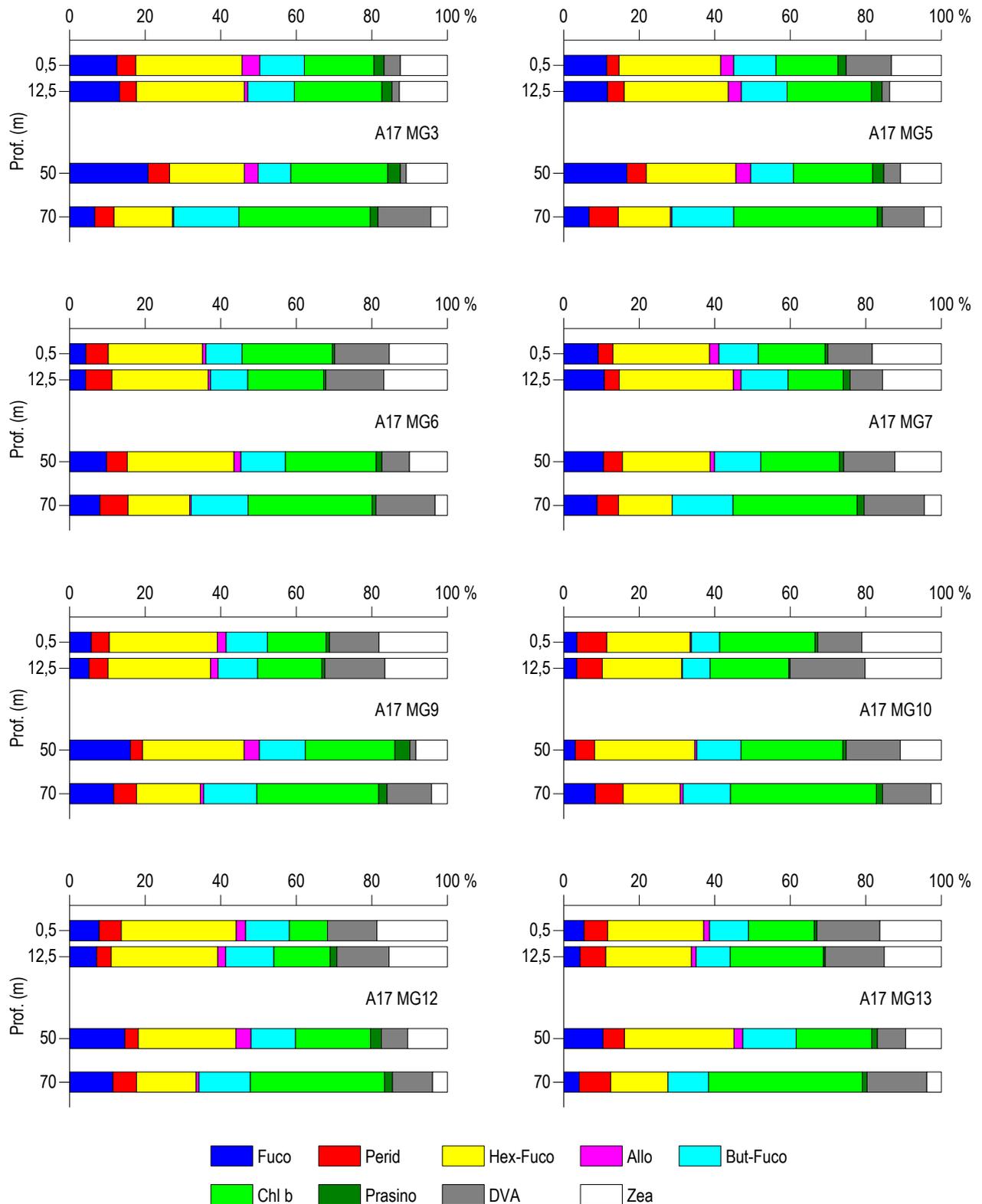
Dall'analisi delle variazioni dei rapporti e dalla rappresentazione della **Figura 14** non emergono differenze anomale tra le diverse stazioni.



**Figura 13** - Profili delle concentrazioni (mg/m<sup>3</sup>) di clorofilla a tot.

**Tabella 20** - Concentrazioni (mg/m<sup>3</sup>) dei principali pigmenti diagnostici fitoplanctonici.

Stazione	Prof.m	Fuco	Perid	Hex-Fuco	But-Fuco	Prasino	Allo	Zea	DVA	Chl b
A17 MG3	0,5	0,0257	0,0102	0,0577	0,0243	0,0056	0,0095	0,0254	0,0088	0,0376
	12,5	0,0286	0,0096	0,0617	0,0267	0,0058	0,0020	0,0275	0,0042	0,0501
	50	0,0388	0,0105	0,0370	0,0161	0,0062	0,0068	0,0203	0,0029	0,0478
	70	0,0116	0,0089	0,0272	0,0303	0,0034	0,0005	0,0076	0,0246	0,0609
A17 MG5	0,5	0,0237	0,0068	0,0561	0,0233	0,0044	0,0071	0,0275	0,0250	0,0343
	12,5	0,0232	0,0088	0,0550	0,0241	0,0055	0,0069	0,0272	0,0041	0,0446
	50	0,0305	0,0092	0,0431	0,0206	0,0054	0,0071	0,0197	0,0080	0,0382
	70	0,0108	0,0124	0,0221	0,0261	0,0021	0,0007	0,0073	0,0177	0,0610
A17 MG6	0,5	0,0079	0,0109	0,0459	0,0175	0,0011	0,0017	0,0282	0,0266	0,0439
	12,5	0,0075	0,0123	0,0451	0,0174	0,0010	0,0012	0,0298	0,0272	0,0355
	50	0,0235	0,0131	0,0680	0,0284	0,0036	0,0044	0,0242	0,0175	0,0579
	70	0,0122	0,0113	0,0248	0,0229	0,0016	0,0006	0,0049	0,0238	0,0498
A17 MG7	0,5	0,0182	0,0078	0,0510	0,0208	0,0013	0,0049	0,0365	0,0234	0,0353
	12,5	0,0249	0,0093	0,0704	0,0290	0,0042	0,0046	0,0362	0,0200	0,0340
	50	0,0230	0,0110	0,0506	0,0268	0,0025	0,0024	0,0269	0,0294	0,0453
	70	0,0138	0,0087	0,0221	0,0250	0,0028	0,0000	0,0069	0,0249	0,0512
A17 MG9	0,5	0,0104	0,0085	0,0518	0,0198	0,0016	0,0042	0,0328	0,0237	0,0281
	12,5	0,0102	0,0099	0,0535	0,0207	0,0015	0,0038	0,0327	0,0313	0,0336
	50	0,0420	0,0083	0,0703	0,0317	0,0103	0,0107	0,0218	0,0041	0,0620
	70	0,0163	0,0085	0,0236	0,0197	0,0030	0,0012	0,0059	0,0165	0,0451
A17 MG10	0,5	0,0052	0,0117	0,0326	0,0110	0,0010	0,0006	0,0312	0,0173	0,0374
	12,5	0,0057	0,0111	0,0346	0,0120	0,0006	0,0004	0,0333	0,0327	0,0344
	50	0,0074	0,0124	0,0643	0,0284	0,0020	0,0012	0,0263	0,0348	0,0653
	70	0,0137	0,0122	0,0249	0,0206	0,0026	0,0013	0,0045	0,0212	0,0637
A17 MG12	0,5	0,0168	0,0127	0,0658	0,0251	0,0000	0,0053	0,0403	0,0284	0,0219
	12,5	0,0144	0,0077	0,0566	0,0256	0,0034	0,0042	0,0310	0,0278	0,0300
	50	0,0329	0,0080	0,0581	0,0265	0,0065	0,0089	0,0236	0,0156	0,0446
	70	0,0154	0,0085	0,0211	0,0182	0,0028	0,0011	0,0053	0,0143	0,0478
A17 MG13	0,5	0,0098	0,0112	0,0457	0,0186	0,0011	0,0027	0,0292	0,0300	0,0314
	12,5	0,0075	0,0117	0,0388	0,0155	0,0008	0,0021	0,0259	0,0268	0,0424
	50	0,0231	0,0127	0,0644	0,0313	0,0033	0,0051	0,0210	0,0167	0,0445
	70	0,0053	0,0109	0,0197	0,0139	0,0015	0,0000	0,0050	0,0205	0,0528



**Figura 14** – 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	A17 MG3				A17 MG5				A17 MG6				A17 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	<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	< 0.03

Profondità	A17 MG9				A17 MG10				A17 MG12				A17 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	<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	< 0.03

**Cloroderivati**

 I risultati della ricerca dei cloroderivati sono riportati nella **Tabella 22**. Questi composti non sono stati rilevati.

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

Profondità (m)	A17 MG3				A17 MG5				A17 MG6				A17 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	< 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	< 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	< 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	< 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	< 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	< 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	< 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	< 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	< 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	< 2,0
<b>Aloacetoneitrili (µg/l)</b>																	
Dibromoacetoneitrile	< 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	< 0,05
Dicloroacetoneitrile	< 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	< 0,05
Tricloroacetoneitrile	< 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	< 0,05
1,1,1-Tricloro-2-Propanone	< 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	< 0,2
1,1-Dicloro-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	< 0,05
Cloropicrina	< 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	< 0,5
<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	< 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	< 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	< 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	< 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	< 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	< 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	< 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	< 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	< 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	< 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	< 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	< 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	< 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	< 0,2

Profondità (m)	A17 MG9				A17 MG10				A17 MG12				A17 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	< 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	< 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	< 2,0

Tabella 22 - Concentrazione dei cloroderivati nelle acque. I livelli indicano la profondità di prelievo del campione.																
Profondità (m)	A17 MG3				A17 MG5				A17 MG6				A17 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>Aloacetoni (µg/l)</b>																
Dibromoacetone	<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
Dicloroacetone	<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
Tricloroacetone	<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
1,1,1-Tricloro-2-Propanone	<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-Dicloro-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
Cloropicrina	<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
<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

### 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.															
A17 MG3				A17 MG5				A17 MG6				A17 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
61,2	84,7	61,2	61,3	58,7	57,3	125,5	70,5	64,1	82,7	51,7	94,0	62,1	65,5	211,2	84,3
A17 MG9				A17 MG10				A17 MG12				A17 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
45,8	60,5	65,6	105,9	75,2	50,0	67,1	64,2	58,9	70,0	62,3	54,3	66,2	56,0	405,5	72,4

### 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.

	A14 MG3	A14 MG5	A14 MG6	A14 MG7	A14 MG9	A14 MG10	A14 MG13	A14 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

3.1.3 Plancton

3.1.3.1 Fitoplancton

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

Le densità fitoplanctoniche totali hanno una media di circa 43,4±17,5 cell/ml, variando tra minimi a 70 m (14,96 cell/ml in A17 MG7) e un massimo di 86,7 cell/ml in A17 MG12 50 m (Tabella 25). Le densità fitoplanctoniche sono maggiori di quelle rilevate in E17 e paragonabili a quelle delle altre campagne autunnali.

Lungo la colonna d'acqua le densità fitoplanctoniche mostrano andamento simile nelle varie stazioni con valori relativamente costanti tra 0,5 e 50 m e minimi a 70 m (Figura 15).

Le maggiori abbondanze sono date dalle classi raggruppate in "Altro plancton" (Cryptophyceae, Chrysophyceae, Dictyochophyceae, Prasinophyceae, Prymnesiophyceae non Coccolitofori più i flagellati non identificati), che varia tra 2,8 cell/ml in A17 MG7 70 m e 38,25 cell/ml in A17 MG12 50 m. I coccolitofori rappresentano il secondo gruppo più abbondante a tutte le profondità, con un contributo medio del 27%, più o meno costante fino a 50 m e in netto calo a 70 m, variando tra 1,84 cell/ml in A17 MG6 70 m e 28,08 cell/ml in A17 MG12 50 m. Le diatomee arrivano ad un massimo di 16 cell/ml in A17 MG7 50 m e i dinoflagellati risultano la classe meno rappresentata con abbondanze comprese tra 2,48 cell/ml alla A17 MG7 70 m e 8,22 cell/ml alla A17 MG6 0,5 m (Tabella 25).

Il gruppo "Altro plancton" rappresenta in media il 39,7% con la presenza di taxa di diverse classi, come *Phaeocystis* sp., *Plagioselmis prolunga*, Cryptophyceae n.i., *Telonema* sp., *Leucocryptos marina*, *Pyramimonas* sp., *Paulinella ovalis*, ed altre piccole forme flagellate di difficile collocazione tassonomica (Figura 16).

**Tabella 25** - Densità fitoplanctonica totale (cell/ml) e delle classi o gruppi identificati.

Stazione	prof. (m)	Diatomee	Dinoflagellati	Coccolitofori	Altro	Totale
A17 MG6	0,5	3,09	8,22	12,42	14,82	38,54
	12,5	3,56	5,21	10,11	15,00	33,88
	50	10,50	5,44	16,06	15,13	47,13
	70	6,61	3,11	1,84	4,26	15,83
A17 MG7	0,5	11,33	5,30	14,15	17,03	47,82
	12,5	11,67	5,62	19,64	24,89	61,83
	50	16,15	5,40	19,07	15,19	55,81
	70	6,93	2,48	2,74	2,81	14,96
A17 MG10	0,5	2,41	6,97	10,99	18,27	38,64
	12,5	2,54	6,87	13,03	18,88	41,32
	50	2,51	7,40	14,11	21,00	45,01
	70	6,66	3,27	3,59	9,47	23,00
A17 MG12	0,5	8,30	2,61	15,75	21,76	48,41
	12,5	7,47	2,96	15,26	24,83	50,53
	50	13,46	6,89	28,08	38,25	86,67
	70	11,19	4,89	4,07	10,74	30,90
A17 MG13	0,5	5,36	7,49	15,61	27,23	55,69
	12,5	4,02	6,97	14,22	24,75	49,96
	50	12,61	5,30	17,91	25,48	61,30
	70	4,90	4,43	3,49	7,58	20,39

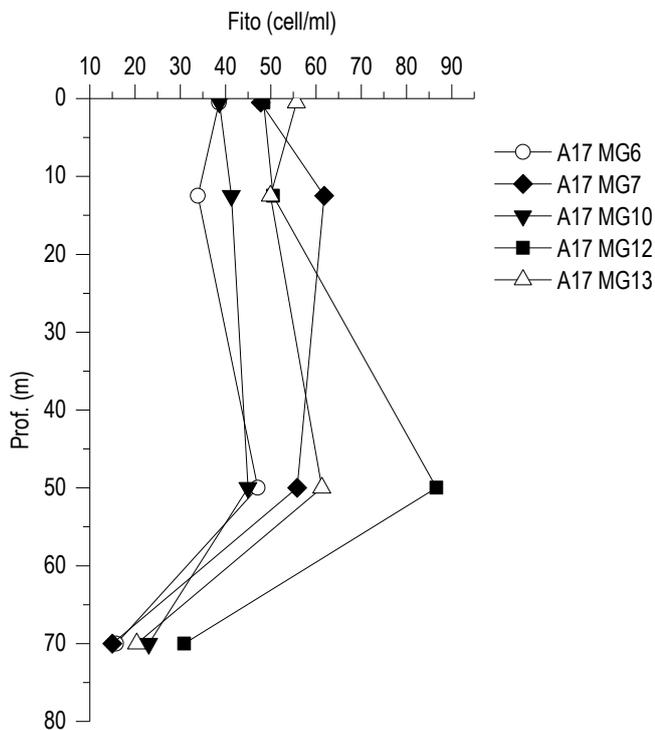


Figura 15 - Profili delle densità fitoplanctoniche totali (cell/ml).

La classe dei coccolitofori, rappresenta in media il 26,98% del popolamento, ed è rappresentata particolarmente da *Emiliania huxleyi*, specie che domina nella quasi totalità dei campioni. Le diatomee, in media il 19,66%, sono rappresentate principalmente da *Cylindrotheca closterium*, *Pseudonitzschia galaxiae*, *Thalassionema frauenfeldii*, *Hantzschia amphioxys*, *Leptocylindrus mediterraneus* e *Psammodictyon panduriforme*. I dinoflagellati, in media il 13,62%, sono rappresentati principalmente da Gymnodiniaceae e da forme tectate nanoplanctoniche, come *Heterocapsa minima*, *Heterocapsa rotundata*, *Oxytoxum variabile*. Questa composizione delle comunità fitoplanctoniche conferma quanto evidenziato dalla diversità pigmentaria (Figura 14) che mette in evidenza il contributo maggioritario dovuto alla somma delle classi diverse da diatomee, dinoflagellati, coccolitofori, e quindi la notevole differenziazione del popolamento, comune a tutte le stazioni.

Sono stati identificati in totale, a diverso livello tassonomico, 164 taxa (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 classi delle diatomee e dei dinoflagellati con, rispettivamente, 54 e 42 specie e 12 e 3 forme individuate solo a livello di genere. La classe dei coccolitofori risulta meno diversificata con 24 specie, 1 genere ed 1 categoria superiore. Il popolamento fitoplanctonico autunnale complessivamente risulta molto diversificato con valori di diversità specifica (Shannon) e valori di equità (Pielou) che variano, rispettivamente tra 3,23 e 4,73 bit/cell e tra 0,59 e 0,85.

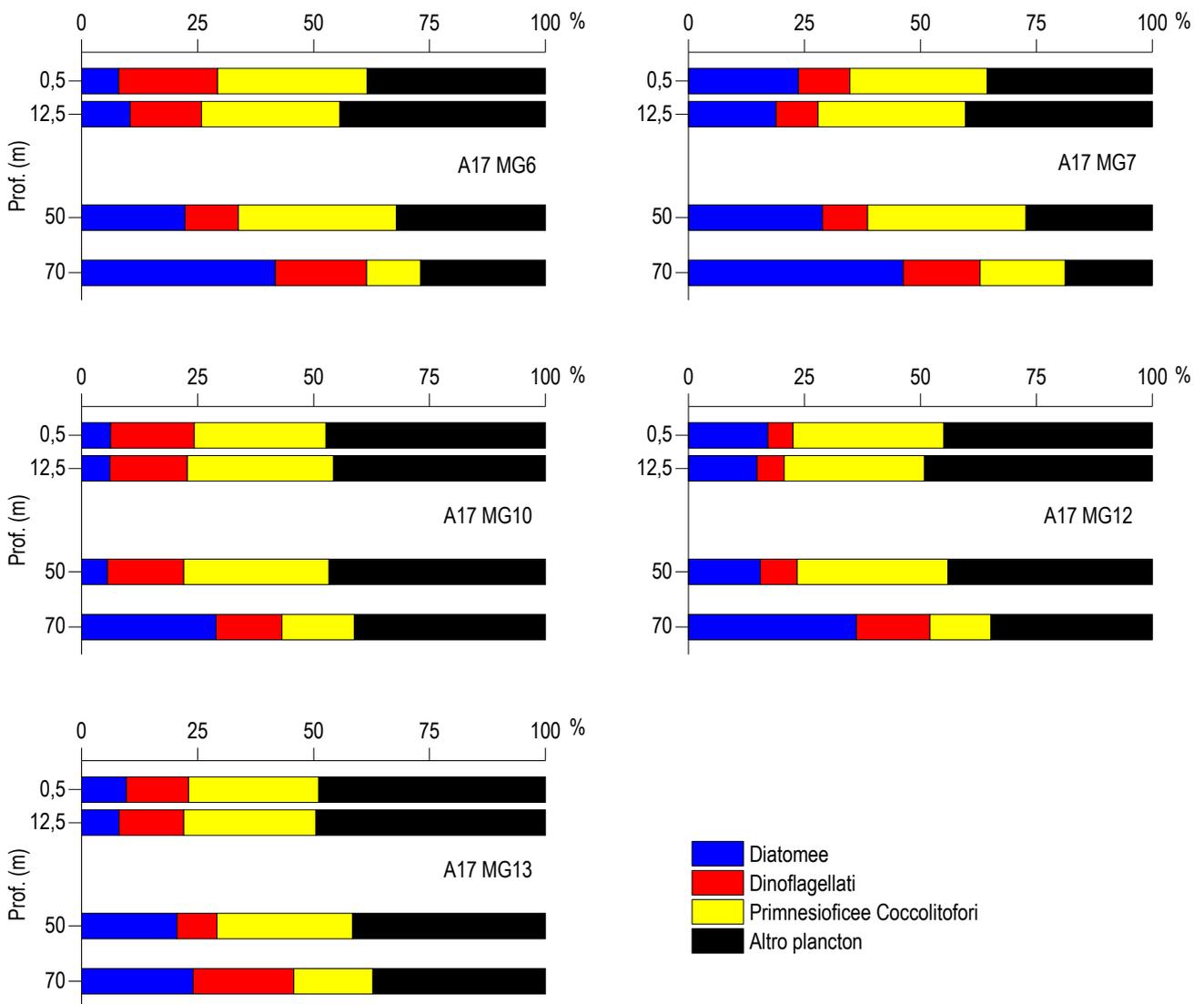


Figura 16 – Abbondanza relativa delle classi fitoplanctoniche indicate in legenda in rapporto all'abbondanza totale.

**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	54	12	5
Dinoflagellati	42	3	4
Prymnesiophyceae coccolitofori	24	1	1
Cryptophyceae	1		1
Chrysophyceae/Dictyochophyceae	3		1
Prasinophyceae	3	2	
Prymnesiophyceae non coccolitofori		1	
Altro	4	2	
Totale	131	21	12

\*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 obtusa</i> Gregory 1857	Diatomee pennate > 20 µm n.i.	<i>Pleurosigma normanii</i> Ralfs 1861
<i>Asterionellopsis glacialis</i> (Castracane) Round 1990	<i>Diploneis crabro</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1854	<i>Pleurosigma rigidum</i> Smith 1853
<i>Asteromphalus heptactis</i> (Brébisson) Ralfs 1861	<i>Diploneis</i> spp.	<i>Pleurosigma</i> spp.
<i>Bacteriastrium delicatulum</i> Cleve 1897	<i>Entomoneis</i> cf. <i>paludosa</i> (Smith) Reimer 1975	<i>Proboscia alata</i> (Brightwell) Sundström 1986
<i>Bacteriastrium jadrantum</i> Godrijan, Maric & Pfannkuchen 2012	<i>Entomoneis</i> spp.	<i>Psammodyctyon panduriforme</i> (Gregory) Mann 1990
<i>Cerataulina pelagica</i> (Cleve) Hendey 1937	<i>Epithemia adnata</i> (Kützing) Brébisson 1838	<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i> (Cleve) Heiden 1928
<i>Chaetoceros affinis</i> Lauder 1864	<i>Eucampia cornuta</i> (Cleve) Grunow 1883	<i>Pseudo-nitzschia galaxiae</i> Lundholm & Moestrup 2002
<i>Chaetoceros curvisetus</i> Cleve 1889	<i>Fragilariopsis doliolus</i> (Wallich) Medlin & Sims 1993	<i>Pseudo-nitzschia pseudodelicatissima</i> (Hasle) Hasle 1993
<i>Chaetoceros dadayi</i> Pavillard 1913	<i>Fragilariopsis</i> spp.	<i>Pseudo-nitzschia subfraudulenta</i> (Hasle) Hasle 1993
<i>Chaetoceros danicus</i> Cleve 1889	<i>Guinardia flaccida</i> (Castracane) Peragallo 1892	<i>Pseudosolenia calcar-avis</i> (Schultze) Sundström 1986
<i>Chaetoceros diversus</i> Cleve 1873	<i>Hantzschia amphioxys</i> (Ehrenberg) Grunow 1880	<i>Skeletonema menzeli</i> Guillard Carpenter & Reimann 1974
<i>Chaetoceros lorenzianus</i> Grunow 1863	<i>Haslea</i> sp.	<i>Skeletonema pseudocostatum</i> Medlin 1991
<i>Chaetoceros neogracile</i> Van Landingham 1968	<i>Haslea wawriake</i> (Hustedt) Simonsen 1974	<i>Stauroneis</i> spp.
<i>Chaetoceros perpusillus</i> Cleve 1897	<i>Hemiaulus hauckii</i> Grunow ex Van Heurck 1882	<i>Synedra</i> cf. <i>pulchella</i> Kützing 1844
<i>Chaetoceros peruvianus</i> Brightwell 1856	<i>Hemidiscus cuneiformis</i> Wallich 1860	<i>Synedra</i> spp.
<i>Chaetoceros</i> spp.	<i>Leptocylindrus danicus</i> Cleve 1889	<i>Tabularia gaillonii</i> (Bory de Saint-Vincent) Bukhtiyarova 1995
<i>Chaetoceros thronsdensei</i> (Marino, Montresor & Zingone) Marino, Montresor & Zingone 1991	<i>Leptocylindrus mediterraneus</i> (Peragallo) Hasle 1975	<i>Thalassionema cf. bacillare</i> (Heiden) Kolbe 1955
<i>Coccolithidium granii</i> Gough 1905	<i>Nitzschia</i> (sez. <i>sigmatae</i> ) sp.	<i>Thalassionema frauenfeldii</i> (Grunow) Hallegraeff 1986
<i>Cylindrotheca closterium</i> (Ehrenberg) Reimann & Lewin 1964	<i>Nitzschia bicapitata</i> Cleve 1901	<i>Thalassionema nitzschioides</i> (Grunow) Mereschkowsky 1902
<i>Dactyliosolen phuketensis</i> (Sundstrom) Hasle 1996	<i>Nitzschia longissima</i> (Brébisson) Ralfs 1861	<i>Thalassiosira angulata</i> (Gregory) Hasle 1978
Diatomea pennata n.i. (forma p)	<i>Nitzschia</i> spp.	<i>Thalassiosira decipiens</i> (Grunow) Jørgensen 1905
Diatomee centriche ≤ 20 µm n.i.	<i>Plagiotropis</i> sp.	<i>Thalassiosira</i> spp.
Diatomee centriche > 20 µm n.i.	<i>Pleurosigma angulatum</i> (Queckett) Smith 1852	<i>Tryblionella</i> cf. <i>punctata</i> W Smith 1853
Diatomee pennate ≤ 20 µm n.i.	<i>Pleurosigma lineare</i> Grunow	
<b>DINOFAGELLATI</b>		
<i>Alexandrium</i> cf. <i>minutum</i> Halim 1960	Gymnodiniaceae > 20 µm n.i.	<i>Oxytoxum laticeps</i> Schiller 1937
<i>Amphidinium</i> cf. <i>globosum</i> Schröder 1911	<i>Gyrodinium aciculatum</i> Hansen & Larsen 1992	<i>Oxytoxum mediterraneum</i> Schiller
<i>Amphidinium</i> cf. <i>sphenoides</i> Wulff 1916	<i>Gyrodinium fusiforme</i> Kofoid & Swezy 1921	<i>Oxytoxum scolopax</i> Stein 1883
<i>Amphidinium</i> spp.	<i>Gyrodinium</i> spp.	<i>Oxytoxum sphaeroideum</i> Stein 1883
<i>Azadinium caudatum</i> var. <i>margalefii</i> Nézan & Chomérat 2012	<i>Heterocapsa minima</i> Pomroy 1989	<i>Oxytoxum strophalatum</i> Dodge & Saunders 1985
<i>Ceratium carriense</i> Gourret 1883	<i>Heterocapsa niei</i> (Loeblich III) Morrill & Loeblich III 1981	<i>Oxytoxum variabile</i> Schiller 1937
<i>Ceratoperidinium falcatum</i> (Kofoid & Swezy) Reñé & de Salas 2013	<i>Heterocapsa rotundata</i> (Lohmann) Hansen 1995	<i>Oxytoxum viride</i> Schiller 1937
<i>Cochlodinium pulchellum</i> Lebour 1917	<i>Histioneis depressa</i> Schiller 1928	<i>Phalacroma rotundatum</i> (Claparède & Lachmann) Kofoid & Michener 1911
<i>Cochlodinium pupa</i> Lebour 1925	<i>Karenia brevis</i> (Davis) Hansen & Moestrup 2000	<i>Podolampas spinifer</i> Okamura 1912
<i>Cochlodinium</i> sp.	<i>Karenia papilionacea</i> Haywood & Steidinger 2004	<i>Pronoclituca acuta</i> (Lohmann) Schiller 1933
<i>Dicroerisma psilonereia</i> Taylor & Cattell 1969	<i>Lessardia elongata</i> Saldarriaga & Taylor 2003	<i>Prorocentrum balticum</i> (Lohmann) Loeblich 1970
Dinoflagellati tectati ≤ 20 µm n.i.	<i>Mesoporos adriaticus</i> (Schiller) Lillick	<i>Protoperidinium breve</i> Paulsen 1907
Dinoflagellati tectati > 20 µm n.i.	<i>Mesoporos perforatus</i> (Gran) Lillick 1937	<i>Protoperidinium depressum</i> (Bailey) Balech 1974
<i>Dinophysis caudata</i> Saville-Kent 1881	<i>Neoceratium arietinum</i> (Cleve) Gómez, Moreira & López-García 2010	<i>Protoperidinium tuba</i> (Schiller) Balech 1974
<i>Dinophysis parva</i> Schiller 1928	<i>Neoceratium declinatum</i> (Karsten) Gómez, Moreira & López-García 2010	<i>Torodinium robustum</i> Kofoid & Swezy 1921
<i>Gonyaulax polygramma</i> Stein 1883	<i>Neoceratium extensum</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2010	
Gymnodiniaceae ≤ 20 µm n.i.	<i>Neoceratium fusus</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010	
<b>PRYMNESIOPHYCEAE COCCOLITOFORI</b>		
<i>Acanthoica quattrosipina</i> Lohmann 1903	<i>Coronosphaera mediterranea</i> (Lohmann) Gaarder 1977	<i>Rhabdosphaera clavigera</i> Murray & Blackman 1898
<i>Algirosphaera robusta</i> (Lohmann) Norris 1984	<i>Discosphaera tubifer</i> (Murray & Blackman) Ostenfeld 1900	<i>Scyphosphaera apsteinii</i> Lohmann 1902
<i>Calcidiscus leptoporus</i> (Murray & Blackman) Loeblich & Tappan 1978	<i>Emiliania huxleyi</i> (Lohmann) Hay & Mohler 1967	<i>Sphaerocalyptra quadridentata</i> (Schiller) Deflandre 1952
<i>Calciosolenia brasiliensis</i> (Lohmann) Young 2003	<i>Florisphaera profunda</i> Okada & Honjo 1973	<i>Syracosphaera anthos</i> (Lohman) Janin 1987
<i>Calciosolenia murrayi</i> Gran 1912	<i>Helicosphaera carterii</i> (Wallich) Kamptner 1954	<i>Syracosphaera cf. molischii</i> Schiller 1925
<i>Calyptrosphaera sphaeroidea</i> Schiller 1913	<i>Helladosphaera cornifera</i> (Schiller) Kamptner 1937	<i>Syracosphaera histrica</i> Kamptner 1941
<i>Ceratolithus cristatus</i> Kamptner 1950	<i>Ophiaster formosus</i> Gran 1912	<i>Syracosphaera pulchra</i> Lohmann 1902
Coccolitofori ≤ 10 µm n.i.	<i>Ophiaster hydroideus</i> (Lohmann) Lohmann 1913	<i>Zigosphaera hellenica</i> Kamptner 1937
<i>Coronosphaera binodata</i> (Kamptner) Gaarder 1977	<i>Pontosphaera</i> sp.	
<b>CRYPTOPHYCEAE</b>		
Cryptophyceae n.i.	<i>Plagioselmis prolunga</i> Butcher ex Novarino, Lucas & Morrall 1994	
<b>CHRYSPHYCEAE/DICTYOCOPHYCEAE</b>		
Chrysophyceae spp. <10	<i>Meringosphaera mediterranea</i> Lohmann 1902	<i>Ollicola vangoorii</i> (Conrad) Vørs 1992
<i>Dictyocha fibula</i> Ehrenberg 1839		
<b>PRASINOPHYCEAE</b>		
<i>Halosphaera viridis</i> Schmitz 1878	<i>Pseudoscourfieldia marina</i> (Thronsdens) Manton 1975	<i>Tetraselmis</i> sp.
<i>Pachysphaera pelagica</i> Ostenfeld 1899	<i>Pyramimonas</i> spp.	
<b>PRYMNESIOPHYCEAE NON COCCOLITOFORI</b>		
<i>Phaeocystis</i> sp.	<i>Phaeocystis</i> forma coloniale	
<b>ALTRO</b>		
<i>Microcystis</i> sp.	<i>Hermesinum adriaticum</i> Zacharias 1906	<i>Telonema</i> sp.
Flagellati indeterminati < 10 µm	<i>Leucocryptos marina</i> (Braarud) Butcher 1967	
<i>Commatton cryoporinum</i> Thomsen & Larsen 1993	<i>Paulinella ovalis</i> (Wulff) Johnson, Hargraves & Sieburth 1988	

**Analisi qualitativa del fitoplancton da retino**

Dall'analisi qualitativa dei campioni raccolti con retino nelle stazioni A17 MG6, A17 MG7, A17 MG10, A17 MG12 e A17 MG13 sono stati individuati 296 taxa, di cui 272 identificati a livello di specie, 20 come genere e 4 attribuibili a categorie soprageneriche (**Tabella 28**). In **Tabella 29** si fornisce l'elenco completo dei taxa presenti nelle diverse stazioni di campionamento. Nell'insieme di tutte le stazioni, 105 taxa appartengono alle diatomee, 156 ai dinoflagellati e 23 ai coccolitofori; sono stati, inoltre, identificati 9 taxa appartenenti alle Chrysophyceae/Dictyochophyceae, 1 taxon alle Chlorophyceae e 2 taxa appartenenti alla categoria Altro.

La numerosità dei taxa individuati in ogni stazione va da un minimo di 97 in A17 MG7 ad un massimo di 191 in A17 MG6.

Dall'osservazione non è emersa una netta differenza nella quantità di taxa presenti (ad eccezione di A17 MG7) che, nelle stazioni A17 MG6, A17 MG10, A17 MG12, sono principalmente appartenenti alla classe dei dinoflagellati (con rispettivamente 99, 91 e 97 taxa) ed in secondo luogo alla classe delle diatomee (con 69, 63 e 44 taxa), mentre nelle stazioni A17 MG7 e A17 MG13 si ha una prevalenza di taxa appartenenti alla classe delle diatomee (con rispettivamente 42 e 55 taxa) e, in secondo luogo, di taxa appartenenti alla classe dei dinoflagellati (con 32 e 45). La classe dei coccolitofori risulta piuttosto differenziata con 23 taxa individuati a livello di specie. La frazione più piccola del popolamento è rappresentata dalle Chrysophyceae/Dictyochophyceae, dalle Chlorophyceae e dalla categoria Altro, che presentano un numero esiguo di taxa in tutte le stazioni.

Sono stati inoltre identificati ed aggiunti nuovi taxa appartenenti alla classe delle diatomee (*Coscinodiscus cf. curvatus*, *Cylindrotheca fusiformis*, *Nitzschia lorenziana* var. *subtilis*, *Odontella rhombus*, *Rhizosolenia castracanei*, *Thalassiosira decipiens* e *Synedra* spp.) alla classe dei dinoflagellati (*Dinophysis hastata*, *Dinophysis odiosa*, *Dinophysis ovata*, *Gonyaulax pacifica*, *Gymnodinium simplex*, *Gymnodinium* spp., *Heterodinium mediterraneum*, *Histioneis cerasus*, *Histioneis paulsenii*, *Oxytoxum areolatum*, *Phalacroma ovum*, *Pyrophacus horologicum*, *Protoceratium spinulosum* e *Prorocentrum cf. rotundatum*), alla classe dei coccolitofori (*Coronosphaera maxima* e *Pontosphaera japonica*) ed alla classe delle Chlorophyceae/Dictyochophyceae (*Dictyocha cf. deflandrei*, *Dictyocha crux* f. *parva*, *Dictyocha epidon* subsp. *subaculeata*, *Dictyocha triacantha* e *Mesocena polymorpha* var. *biseptenaria*), che non erano stati ancora rilevati nei retini dei precedenti campionamenti.

Ad un confronto della lista dei taxa individuati dalle analisi quantitative (**Tabella 27**) con l'elenco dei taxa ottenuti dalle analisi qualitative (**Tabella 29**), è stata evidenziata la presenza di un gran numero di specie rare che porta a 296 il numero totale di taxa individuati nelle osservazioni da retino, con un grande numero di taxa in più rispetto alle osservazioni quantitative, parte dei quali non è stata precedentemente individuata.

Classe	Specie	Generi	Categorie superiori*
Diatomee	92	11	2
Dinoflagellati	145	9	2
Prymnesiophyceae coccolitofori	23		
Chrysophyceae/Dictyochophyceae	9		
Chlorophyceae	1		
Altro	2		
Totale	272	20	4

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

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	x	x	x	<i>Leptocylindrus mediterraneus</i> (Peragallo) Hasle 1975	x	x	x	x	x
<i>Amphora</i> spp.	x		x		x	<i>Leptocylindrus minimus</i> Gran 1915					x
<i>Asterionellopsis glacialis</i> (Castracane) Round 1990	x	x	x		x	<i>Lithodesmium undulatum</i> Ehrenberg 1839				x	
<i>Asterolampra marylandica</i> Ehrenberg 1844	x		x	x		<i>Navicula directa</i> (Smith) Ralfs 1861					x
<i>Asteromphalus fiabellatus</i> Ehrenberg 1844	x		x	x	x	<i>Navicula distans</i> (Smith) Ralfs 1861	x	x	x	x	x
<i>Bacillaria paxillifera</i> (Müller) Marsson 1901	x	x				<i>Navicula transitans</i> var. <i>delicatula</i> Heimdal 1970	x	x	x		x
<i>Bacteriastrium delicatulum</i> Cleve 1897	x		x		x	<i>Naviculaceae</i> spp.	x	x	x		
<i>Bacteriastrium hyalinum</i> Lauder 1864				x		<i>Neocalyptrella robusta</i> (Norman ex Ralfs) Hernández-Becerril & Meave del Castillo 1997	x		x		
<i>Bacteriastrium jadrinum</i> Godrijan, Maric & Pfannkuchen 2012		x				<i>Nitzschia</i> (sez. <i>sigmatae</i> ) sp.	x				x
<i>Cerataulina pelagica</i> (Cleve) Hendey 1937					x	<i>Nitzschia cf. insignis</i> Gregory 1857	x				
<i>Chaetoceros affinis</i> Lauder 1864	x		x			<i>Nitzschia longissima</i> (Brébisson) Ralfs 1861	x	x		x	x
<i>Chaetoceros brevis</i> Schütt 1895	x					<i>Nitzschia sigma</i> (Kützing) Smith 1853	x	x			
<i>Chaetoceros cf. perpusillus</i> Cleve 1897	x				x	<i>Nitzschia</i> sp.			x	x	x
<i>Chaetoceros compressus</i> Lauder 1864	x					<i>Odontella aurita</i> (Lyngbye) Agardh 1832			x		
<i>Chaetoceros constrictus</i> Gran 1897	x		x			<i>Odontella mobilensis</i> (Bailey) Grunow 1884	x			x	x
<i>Chaetoceros convolutus</i> Castracane 1886	x			x		<i>Odontella rhombus</i> (Ehrenberg) Kützing 1849			x	x	
<i>Chaetoceros curvisetus</i> Cleve 1889	x	x	x	x	x	<i>Plagiotropis</i> spp.		x	x		x
<i>Chaetoceros dadayi</i> Pavillard 1913	x		x	x	x	<i>Pleurosigma cf. nicobaricum</i> Grunow 1880	x		x		
<i>Chaetoceros danicus</i> Cleve 1889	x		x		x	<i>Pleurosigma delicatulum</i> Smith 1852	x	x	x		x
<i>Chaetoceros decipiens</i> Cleve 1873				x		<i>Pleurosigma directum</i> Grunow 1880					x

**Tabella 29** - Lista dei taxa dalle analisi qualitative dei campioni raccolti con retino nelle stazioni A17 MG6, A17 MG7, A17 MG10, A17 MG12 e A17 MG13 (indicate come 6, 7, 10, 12 e 13).

Specie	6	7	10	12	13	Specie	6	7	10	12	13
<i>Chaetoceros diversus</i> Cleve 1873	x		x	x		<i>Pleurosigma lineare</i> Grunow		x			x
<i>Chaetoceros lorenzianus</i> Grunow 1863	x		x	x		<i>Pleurosigma majus</i> (Grunow) Cleve 1894		x	x	x	
<i>Chaetoceros neglectus</i> Karsten 1905					x	<i>Pleurosigma naviculaceum</i> Brébisson 1854		x			x
<i>Chaetoceros peruvianus</i> Brightwell 1856	x		x	x	x	<i>Pleurosigma normanii</i> Ralfs 1861		x	x	x	x
<i>Chaetoceros</i> spp.	x	x	x		x	<i>Proboscia alata</i> (Brightwell) Sundström 1986		x	x	x	x
<i>Chaetoceros tortissimus</i> Gran 1900	x					<i>Psammodictyon panduriforme</i> (Gregory) Mann 1990		x	x		x
<i>Chaetoceros wighamii</i> Brightwell 1856	x		x			<i>Pseudo-nitzschia</i> cf. <i>galaxiae</i> Lundholm & Moestrup 2002					x
<i>Chaetoceros williei</i> Gran 1897			x		x	<i>Pseudo-nitzschia</i> cf. <i>pungens</i> (Grunow ex Cleve) Hasle 1993			x		
<i>Coscinodiscus</i> cf. <i>curvatulus</i> Grunow ex A.Schmidt 1878			x	x		<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i> (Cleve) Heiden 1928			x		x
<i>Coscinodiscus</i> cf. <i>perforatus</i> Ehrenberg 1844				x		<i>Pseudo-nitzschia fraudulenta</i> (Cleve) Hasle 1993				x	
<i>Coscinodiscus granii</i> Gough 1905	x	x	x	x	x	<i>Pseudo-nitzschia pseudodelicatissima</i> (Hasle) Hasle 1993			x		
<i>Coscinodiscus lineatus</i> Ehrenberg 1841	x	x	x	x	x	<i>Pseudo-nitzschia subfraudulenta</i> (Hasle) Hasle 1993		x	x		x
<i>Coscinodiscus</i> spp.	x	x		x		<i>Pseudosolenia calcar-avis</i> (Schultze) Sundström 1986		x	x	x	x
<i>Cylindrotheca closterium</i> (Ehrenberg) Reimann & Lewin 1964	x	x	x	x	x	<i>Rhizosolenia castracanei</i> H.Peragallo 1888				x	x
<i>Cylindrotheca fusiformis</i> Reimann & J.C.Lewin 1964		x	x			<i>Rhizosolenia hebetata</i> Bailey 1856				x	
<i>Dactyliosolen blavyanus</i> (Peragallo) Hasle 1975	x		x	x		<i>Rhizosolenia hebetata</i> f. <i>semispina</i> (Hensen) Gran 1908		x			x
<i>Dactyliosolen fragilissimus</i> (Bergon) Hasle 1996	x		x			<i>Rhizosolenia imbricata</i> Brightwell 1858		x		x	
<i>Dactyliosolen phuketensis</i> (Sundström) Hasle 1996		x				<i>Rhizosolenia</i> sp.		x			
Diatomee centriche > 20 µm n.i.	x	x	x	x	x	<i>Striatella unipunctata</i> (Lyngbye) Agardh 1832					
Diatomee pennate > 20 µm n.i.	x	x	x	x	x	<i>Surirella fastuosa</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1843		x		x	x
<i>Diploneis bombus</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1853	x	x	x		x	<i>Synedra</i> cf. <i>affinis</i> Kützing 1844		x		x	
<i>Diploneis crabro</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1854		x		x	x	<i>Synedra</i> cf. <i>toxoneides</i> Castracane			x		
<i>Entomoneis</i> spp.	x	x	x		x	<i>Synedra</i> spp.		x			
<i>Eucampia cornuta</i> (Cleve) Grunow 1883			x			<i>Tabularia gailionii</i> (Bory de Saint-Vincent) Bukhtiyarova 1995				x	x
<i>Fragilaria</i> cf. <i>hyalina</i> (Kützing) Grunow ex Van Heurck 1880			x			<i>Thalassionema frauenfeldii</i> (Grunow) Hallegraeff 1986		x	x	x	x
<i>Fragilaria</i> sp.	x					<i>Thalassionema nitzschioides</i> (Grunow) Mereschkowsky 1902		x	x	x	x
<i>Guinardia striata</i> (Stolterfoth) Hasle 1996	x		x	x		<i>Thalassiosira angulata</i> (Gregory) Hasle 1978			x	x	x
<i>Hantzschia amphioxys</i> (Ehrenberg) Grunow 1880	x	x	x		x	<i>Thalassiosira</i> cf. <i>delicatula</i> Ostenfeld 1908		x		x	
<i>Hemiaulus hauckii</i> Grunow ex Van Heurck 1882	x	x	x	x	x	<i>Thalassiosira decipiens</i> (Grunow) E.G.Jørgensen 1905					x
<i>Hemiaulus sinensis</i> Greville 1865	x		x			<i>Trigonium alternans</i> (Bailey) Mann 1907		x			
<i>Hemidiscus cuneiformis</i> Wallich 1860	x	x	x	x	x	<i>Tryblionella acuminata</i> Smith 1853					x
<i>Lauderia annulata</i> Cleve 1873					x	<i>Tryblionella punctata</i> Smith 1853		x	x		x
<i>Leptocylindrus danicus</i> Cleve 1889	x	x	x		x						
<b>DINOFLLAGELLATI</b>											
<i>Actiniscus pentasterias</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1844	x		x	x	x	<i>Minuscula bipes</i> (Paulsen) Lebour 1925		x			
<i>Alexandrium</i> cf. <i>minutum</i> Halim 1960					x	<i>Neoceratium arietinum</i> (Cleve) Gómez, Moreira & López-García 2010				x	x
<i>Amphisolenia bidentata</i> Schröder 1900	x		x	x		<i>Neoceratium candelabrum</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010		x		x	x
<i>Azadinium caudatum</i> (Halldal) Nézan et Chomérat 2012			x			<i>Neoceratium carriense</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2011		x		x	x
<i>Centrodinium pavillardii</i> F.J.R.Taylor 1976				x	x	<i>Neoceratium concilians</i> (Jørgensen) Gómez, Moreira & López-García 2010		x			x
<i>Ceratium gibberum</i> Gourret 1883	x					<i>Neoceratium contortum</i> (Gourret) Gomez, Moreira & Lopez-Garcia 2010					x
<i>Ceratium horridum</i> var. <i>buceros</i> (Zacharias) Sourmia 1966	x					<i>Neoceratium declinatum</i> (Karsten) Gómez, Moreira & López-García 2010		x		x	x
<i>Ceratium kofoidii</i> Jørgensen 1911			x			<i>Neoceratium eucaratum</i> (Jørgensen) Gómez, Moreira & López-García 2010		x			x
<i>Ceratium limulus</i> (Pouchet) Gourret 1883	x		x	x		<i>Neoceratium extensum</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2010		x		x	x
<i>Ceratium paradoxides</i> Cleve 1900	x		x	x		<i>Neoceratium falciforme</i> (Jørgensen) Gómez, Moreira & López-García 2010				x	
<i>Ceratium</i> spp.		x				<i>Neoceratium furca</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010		x	x	x	x
<i>Ceratium symmetricum</i> var. <i>coarctatum</i> (Pavillard) Graham & Bronikovsky 1944	x		x			<i>Neoceratium fusus</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010		x	x	x	x
<i>Ceratocorys gourreti</i> Paulsen 1931	x		x	x		<i>Neoceratium hexacantum</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2010		x		x	x
<i>Ceratocorys horrida</i> Stein 1883	x	x	x	x		<i>Neoceratium horridum</i> (Gran) Gómez, Moreira & López-García 2010					x
<i>Citharistes regius</i> Stein 1883	x		x	x		<i>Neoceratium longirostrum</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2010					x
<i>Cladopyxis brachiolata</i> Stein 1883	x					<i>Neoceratium macroceros</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010		x		x	
<i>Cladopyxis caryophyllum</i> (Kofoid) Pavillard 1931			x			<i>Neoceratium massiliense</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2010		x		x	x
<i>Cochlodinium pulchellum</i> Lebour 1917		x	x			<i>Neoceratium pentagonum</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-García 2010		x		x	x
<i>Cochlodinium</i> sp.	x			x	x	<i>Neoceratium pulchellum</i> (Schröder) Gómez, Moreira & López-García 2010					x
<i>Corythodinium reticulatum</i> (Stein) Taylor 1976	x		x			<i>Neoceratium symmetricum</i> (Pavillard) Gómez, Moreira & López-García 2010		x		x	x
<i>Corythodinium tessellatum</i> (Stein) Loeblich Jr. & Loeblich III 1966	x					<i>Neoceratium trichoceros</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010		x		x	x
Dinoflagellati tecati > 20 µm n.i.	x	x	x	x	x	<i>Neoceratium tripos</i> (O.F.Müller) Gómez, Moreira & López-García 2010		x		x	x
<i>Dinophysis amandula</i> (Balech) Sourmia 1973	x		x	x		<i>Ornithocercus heteroporos</i> Kofoid 1907		x	x	x	x
<i>Dinophysis argus</i> (Stein) Abé	x					<i>Ornithocercus magnificus</i> Stein 1883		x		x	x
<i>Dinophysis caudata</i> Saville-Kent 1881	x			x		<i>Ornithocercus quadratus</i> Schütt 1900		x		x	
<i>Dinophysis dens</i> Pavillard 1915			x	x		<i>Oxytoxum areolatum</i> Rampi					x
<i>Dinophysis fortii</i> Pavillard 1923	x		x	x		<i>Oxytoxum constrictum</i> (Stein) Bütschli 1885		x		x	x

**Tabella 29** - Lista dei taxa dalle analisi qualitative dei campioni raccolti con retino nelle stazioni A17 MG6, A17 MG7, A17 MG10, A17 MG12 e A17 MG13 (indicate come 6, 7, 10, 12 e 13).

Specie	6	7	10	12	13	Specie	6	7	10	12	13
<i>Dinophysis hastata</i> Stein 1883		x		x		<i>Oxytoxum curvatum</i> (Kofoid) Kofoid 1911	x	x	x	x	x
<i>Dinophysis infundibula</i> Schiller 1928	x	x		x	x	<i>Oxytoxum diploconus</i> Stein			x		
<i>Dinophysis odiosa</i> (Pavillard) Tai & Skogsberg 1934				x		<i>Oxytoxum elegans</i> Pavillard 1916			x	x	
<i>Dinophysis operculooides</i> (Schütt) Balech 1967	x					<i>Oxytoxum laticeps</i> Schiller 1937					x
<i>Dinophysis ovata</i> Claparède & Lachmann 1859			x			<i>Oxytoxum longiceps</i> Schiller	x	x		x	
<i>Dinophysis ovum</i> (Schütt) Abé	x			x		<i>Oxytoxum mediterraneum</i> Schiller	x	x	x	x	x
<i>Dinophysis parva</i> Schiller 1928	x		x	x	x	<i>Oxytoxum milneri</i> Murray & Whitting 1899	x		x	x	x
<i>Dinophysis parvula</i> (Schütt) Balech 1967				x		<i>Oxytoxum parvum</i> Schiller 1937			x		
<i>Dinophysis planiceps</i> (Schiller) Balech 1967	x					<i>Oxytoxum sceptrum</i> (Stein) Schröder 1906	x		x	x	
<i>Dinophysis pusilla</i> Jørgensen 1923	x		x			<i>Oxytoxum scolopax</i> Stein 1883	x	x	x	x	x
<i>Dinophysis recurva</i> Kofoid & Skogsberg 1928				x		<i>Oxytoxum sphaeroideum</i> Stein 1883	x		x	x	
<i>Dinophysis sacculus</i> Stein 1883	x		x	x		<i>Oxytoxum spinosum</i> Rampi				x	
<i>Dinophysis similis</i> Kofoid & Skogsberg 1928	x		x			<i>Oxytoxum turbo</i> Kofoid 1907	x		x		
<i>Dinophysis</i> spp.	x					<i>Oxytoxum variabile</i> Schiller 1937					x
<i>Dinophysis tripos</i> Gouret 1883				x		<i>Phalacroma cuneus</i> F.Schütt 1895	x				
<i>Diplopsalis lenticula</i> Bergh 1881					x	<i>Phalacroma doryphorum</i> Stein 1883	x		x	x	
<i>Diplopsalis</i> spp.	x		x	x	x	<i>Phalacroma ovum</i> Schütt 1895					x
<i>Goniodoma polyedricum</i> (Pouchet) Jørgensen 1899	x					<i>Phalacroma rapa</i> Jørgensen 1923	x				
<i>Gonyaulax</i> cf. <i>sphaeroidea</i> Kofoid 1911	x		x	x		<i>Phalacroma rotundatum</i> (Claparède & Lachmann) Kofoid & Michener 1911	x	x	x	x	x
<i>Gonyaulax kofoidii</i> Pavillard 1909	x		x			<i>Podolampas bipes</i> Stein 1883	x		x	x	
<i>Gonyaulax monospina</i> Rampi 1951				x		<i>Podolampas elegans</i> Schütt 1895			x	x	
<i>Gonyaulax pacifica</i> Kofoid 1907			x			<i>Podolampas palmipes</i> Stein 1883	x		x	x	x
<i>Gonyaulax polygramma</i> Stein 1883	x		x	x	x	<i>Podolampas spinifer</i> Okamura 1912	x		x	x	
<i>Gonyaulax scrippsae</i> Kofoid 1911				x		<i>Prorocentrum balticum</i> (Lohmann) Loeblich 1970	x	x	x	x	
<i>Gonyaulax spinifera</i> (Claparède & Lachmann) Diesing 1866	x					<i>Prorocentrum</i> cf. <i>rotundatum</i> Schiller 1928		x			
Gymnodiniaceae > 20 µm n.i.	x	x	x	x	x	<i>Prorocentrum compressum</i> (Bailey) Abé ex Dodge 1975	x	x	x	x	x
<i>Gymnodinium simplex</i> (Lohmann) Kofoid & Swezy 1921		x				<i>Prorocentrum dentatum</i> Stein 1883					x
<i>Gymnodinium</i> spp.		x		x	x	<i>Prorocentrum gracile</i> Schütt 1895	x	x	x	x	x
<i>Gyrodinium aciculatum</i> Hansen & Larsen 1992	x	x			x	<i>Prorocentrum micans</i> Ehrenberg 1833	x		x	x	x
<i>Gyrodinium</i> spp.	x					<i>Protoceratium</i> cf. <i>areolatum</i> Kofoid 1907	x		x	x	x
<i>Heterocapsa minima</i> Pomroy 1989		x				<i>Protoceratium spinulosum</i> (Murray & Whitting) Schiller 1937					x
<i>Heterocapsa niei</i> (Loeblich III) Morrill & Loeblich III 1981		x				<i>Protoperidinium breve</i> Paulsen 1907			x		
<i>Heterocapsa triquetra</i> (Ehrenberg) F.Stein 1883		x				<i>Protoperidinium crassipes</i> (Kofoid) Balech 1974			x	x	
<i>Heterodinium</i> cf. <i>dispar</i> Kofoid & Adamson 1933	x			x		<i>Protoperidinium depressum</i> Bailey 1854	x		x	x	
<i>Heterodinium mediterraneum</i> Pavillard 1932			x			<i>Protoperidinium diabolium</i> (Cleve) Balech 1974				x	x
<i>Heterodinium</i> sp.	x					<i>Protoperidinium divergens</i> (Ehrenberg) Balech 1974		x	x	x	
<i>Histioneis cerasus</i> Böhm 1933			x			<i>Protoperidinium globulus</i> (Stein) Balech 1974	x		x		x
<i>Histioneis</i> cf. <i>vouckii</i> Schiller 1928	x	x		x		<i>Protoperidinium granii</i> (Ostenfeld) Balech 1974				x	
<i>Histioneis depressa</i> Schiller 1928	x		x	x	x	<i>Protoperidinium leonis</i> (Pavillard) Balech 1974	x			x	
<i>Histioneis joergensenii</i> Schiller 1928	x		x	x		<i>Protoperidinium mediterraneum</i> (Kofoid 1909) Balech 1974	x			x	
<i>Histioneis longicollis</i> Kofoid 1907	x		x	x		<i>Protoperidinium mite</i> (Pavillard) Balech 1974				x	
<i>Histioneis oxypteris</i> Schiller 1928	x		x			<i>Protoperidinium ovum</i> (Schiller) Balech 1974	x		x		
<i>Histioneis paulsenii</i> Kofoid 1907				x		<i>Protoperidinium pallidum</i> (Ostenfeld) Balech 1973					x
<i>Histioneis</i> sp.					x	<i>Protoperidinium pellucidum</i> Bergh ex Loeblich Jr. & Loeblich III 1881	x				x
<i>Histioneis subcarinata</i> Rampi 1947			x	x		<i>Protoperidinium steinii</i> (Jørgensen) Balech 1974	x		x	x	x
<i>Histioneis variabilis</i> Schiller 1933	x		x	x	x	<i>Protoperidinium tuba</i> (Schiller) Balech 1974	x	x	x	x	x
<i>Karenia brevis</i> (C.C.Davis) Gert Hansen & Ø.Moestrup 2000		x				<i>Protoperidinium wiesneri</i> (Schiller 1911) Balech 1974				x	
<i>Karenia</i> sp.					x	<i>Pyrocystis</i> cf. <i>fusiformis</i> Thomson 1876				x	
<i>Lingulodinium polyedrum</i> (Stein) Dodge 1989	x	x	x	x	x	<i>Pyrocystis lunula</i> (Schütt) Schütt 1896	x		x	x	x
<i>Mesoporos perforatus</i> (Gran) Lillick 1937		x	x	x	x	<i>Pyrophacus horologicum</i> Stein, 1883	x		x		
<i>Micranthodinium setiferum</i> (Lohmann) Deflandre 1937		x				<i>Scrippsiella trochoidea</i> (Stein) Balech ex Loeblich III 1965	x				
<b>PRYMNESIOPHYCEAE COCCOLITOFORI</b>											
<i>Calcidiscus leptoporus</i> (Murray & Blackman) Loeblich & Tappan 1978	x	x	x	x	x	<i>Pontosphaera</i> cf. <i>japonica</i> (Takayama) Nishida 1971			x		
<i>Calciosolenia brasiliensis</i> (Lohmann) Young 2003	x	x	x		x	<i>Pontosphaera discopora</i> Lohmann 1902	x		x	x	x
<i>Calyptrosphaera oblonga</i> Lohmann 1902			x	x		<i>Pontosphaera japonica</i> (T.Takayama) S.Nishida 1971		x			
<i>Ceratolithus cristatus</i> Kamptner 1950	x	x		x		<i>Pontosphaera syracusana</i> Lohmann 1902	x	x	x	x	x
<i>Coccolithus pelagicus</i> (Wallich) Schiller 1930	x			x		<i>Rhabdosphaera clavigera</i> Murray & Blackman 1898	x	x	x	x	x
<i>Coronosphaera binodata</i> (Kamptner) Gaarder 1977			x	x	x	<i>Rhabdosphaera stylifera</i> Lohmann	x	x	x	x	x
<i>Coronosphaera maxima</i> (Halldal & Markali) Gaarder 1977	x	x	x			<i>Scyphosphaera apsteinii</i> Lohmann 1902	x	x	x	x	x
<i>Coronosphaera mediterranea</i> (Lohmann) Gaarder 1977	x	x	x	x	x	<i>Syracosphaera cornus</i> Kamptner					
<i>Discosphaera tubifer</i> (Murray & Blackman) Ostenfeld 1900	x	x	x		x	<i>Syracosphaera histrica</i> Kamptner 1941		x			x
<i>Helicosphaera carterii</i> (Wallich) Kamptner 1954	x	x	x	x	x	<i>Syracosphaera pulchra</i> Lohmann 1902	x	x	x	x	x
<i>Michaelsarsia elegans</i> Gran 1912		x				<i>Umbilicosphaera sibogae</i> (Weber-van Bosse) Gaarder 1970	x	x	x		x
<i>Ophiaster hydroideus</i> (Lohmann) Lohmann 1913					x						
<b>CHRYSTOPHYCEAE/DICTYOCOPHYCEAE</b>											
<i>Dictyocha</i> cf. <i>deflandrei</i>				x		<i>Dictyocha triacantha</i> Ehrenberg					x
<i>Dictyocha crux</i> f. <i>parva</i> Bachmann		x				<i>Meringosphaera mediterranea</i> Lohmann 1902	x	x			x
<i>Dictyocha epiodon</i> subsp. <i>subaculeata</i> (D.Bukry) T.V.Desikachary & P.Prema 1996	x					<i>Mesocena polymorpha</i> var. <i>biseptenaria</i> K.Gemeinhardt	x			x	x
<i>Dictyocha fibula</i> Ehrenberg 1839	x	x	x	x	x	<i>Octactis octonaria</i> (Ehrenberg) Hovasse 1946	x	x	x	x	x
<i>Dictyocha speculum</i> Ehrenberg 1839	x										
<b>CHLOROPHYCEAE</b>											
<i>Scenedesmus quadricauda</i>	x										
<b>ALTRO</b>											
<i>Ebria tripartita</i> (Schumann) Lemmermann 1899				x		<i>Hermesinum adriaticum</i> Zacharias 1906		x			x

### 3.1.3.2 Zooplancton

#### Oloplancton

Nella stagione autunnale (A17), si rileva la dominanza della componente a copepodi planctonici, così come riscontrato in tutte le campagne fin qui analizzate e come largamente descritto nella bibliografia scientifica relativa al Mar Mediterraneo Occidentale.

Analogamente alle precedenti campagne autunnali (A14, A15 e A16), l'analisi quantitativa (ind. m<sup>-3</sup>) relativa alla distribuzione verticale dei copepodi, evidenzia che questa componente si concentra maggiormente tra la superficie e i 50 m di profondità. Nella porzione intermedia della colonna d'acqua sono stati campionati 1154,18 ind. m<sup>-3</sup> (max 1315,35 ind. m<sup>-3</sup> nella stazione A17 MG7 e min 1058 ind. m<sup>-3</sup> nella stazione A17 MG13). Nella porzione più profonda della colonna d'acqua (campionamento verticale 50 - 100 m) l'abbondanza dei copepodi decresce fino a valori medi pari a 322,80 ind. m<sup>-3</sup> (558,90 ind. m<sup>-3</sup> A17 MG12 ÷ 182,29 A17 MG13). Dello stesso ordine di grandezza sono i valori di abbondanza delle pescate orizzontali superficiali: 346,86 ind. m<sup>-3</sup> (540,40 ind. m<sup>-3</sup> A17 MG7 ÷ 270,86 A17 MG6).

Rispetto alla medesima stagione degli anni precedenti non si osservano sostanziali variazioni.

Sono stati identificati in tutto 104 taxa (**Tabella 30**) appartenenti a 26 famiglie. Il numero dei taxa rilevati è uno dei più elevati dell'intero periodo di monitoraggio.

In termini quantitativi, così come riscontrato nel precedente autunno (A16), la colonna d'acqua è dominata dai calanoidi clausocalanidi appartenenti ai generi *Clausocalanus* e *Ctenocalanus*, per un totale di 10 taxa). La famiglia Clausocalanidae rappresenta in media il 49,33% del comparto superficiale a copepodi, il 45,70 % nella porzione 0 – 50 m e il 30,59% nello strato più profondo tra 50 e 100 m di profondità. Anche la famiglia Paracalanidae, rappresentata da 13 taxa (generi *Calocalanus* e *Paracalanus*) raggiunge nel survey autunnale 2017 valori di abbondanza simili agli anni precedenti, rappresentando in media rispettivamente il 22,61 % (orizzontali), il 25,90 % (0-50 m) e il 17,25 % (50 – 100 m) della copepodofauna investigata.

Come per le precedenti stagioni autunnali, tra i clausocalanidi le specie dominanti sono *Clausocalanus furcatus*, *Clausocalanus paululus* e *Clausocalanus pergens*. *C. paululus* è tipicamente la specie autunnale più abbondante, raggiungendo densità maggiore nei campioni verticali 0 – 50 m (77,80 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m; 188,20 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m; 31,45 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m). Simile distribuzione, ma con valori di abbondanza inferiori, è osservabile per *C. pergens* (18,51 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m; 33,53 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m; 9,26 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m), mentre *C. furcatus* è concentrato prevalentemente tra la superficie e – 50 m di profondità (9,49 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m; 23,92 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m; 0,65 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m).

La famiglia Paracalanidae è, in generale, scarsamente rappresentata nei campioni orizzontali superficiali. Le specie più abbondanti sono *Calocalanus styliremis* (2,35 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m; 21,83 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m; 17,58 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m), omogeneamente distribuita lungo il gradiente verticale e *Paracalanus nanus* (24,42 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m; 96,70 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m; 7,44 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m) maggiormente concentrato nello strato 0 – 50 m

Il centropagide *Centropages typicus* (5,25 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m; 7,54 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m; 0,52 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m) e il calanide *Nannocalanus minor* (3,35 ind/m<sup>3</sup> 0 – 5 m; 11,70 ind/m<sup>3</sup> 0 - 50 m; 2,44 ind/m<sup>3</sup> 50 – 100 m), specie dominanti della comunità a copepodi di piattaforma durante la stagione primaverile-estiva, sono presenti con pochi esemplari durante il periodo autunnale.

Tale distribuzione è in linea con quanto analizzato nel medesimo periodo del 2014, 2015 e 2016.

Supera i valori attesi il Centropagidae *Isias clavipes*, seppur con abbondanze mediamente inferiori a 10 ind. m<sup>-3</sup>. La specie neritica *Temora stylifera* (Temoridae), raggiunge massimi valori nella porzione 0 - 50 m (16,12 ind. m<sup>-3</sup>), diminuendo nella fascia della colonna d'acqua più prossima al fondale (1,56 ind. m<sup>-3</sup>).

L'abbondanza generale di tale specie, con picchi riproduttivi nel periodo tardo estivo o inizio autunnale nel Mar Mediterraneo occidentale, è inferiore (circa del 50%) a quanto registrato nell'A16. Fra i calanoidi appartenenti all'iponeuston la specie maggiormente rappresentata è il Pontellidae *Labidocera wollastoni* presente, se pur con pochi esemplari, fino a 50 m di profondità. L'ordine Cyclopoida è principalmente rappresentato dalla famiglia Oithonidae (8 taxa), prevalentemente concentrata nello strato 0 – 50 m (23,45 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m; 132,06 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 50 m; 70,97 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m).

Le congeneriche *Oithona plumifera* e *Oithona similis* sono le specie più abbondanti. Hanno la medesima distribuzione verticale *Oncaea media* e *O. scottodicaloi*, le 2 specie più abbondanti della famiglia Oncaeidae (7 taxa), presente in media con 9,37 ind. m<sup>-3</sup> 0 – 5 m; 36,39 ind. m<sup>-3</sup> 0 - 50 m; 15,76 ind. m<sup>-3</sup> 50 – 100 m.

Si segnala infine il primo rinvenimento della specie neustonica *Pontellopsis globosa* e delle subsuperficiali *Scolecithricella vittata* e *Xantocalanus agilis*. Fra gli Harpacticoida il più abbondante è *Euterpina acutifrons*. Raro ma costantemente presente il Miracidae *Distiocolus minor*.

**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>Lucicutia flavicornis</i>	*	*	*	<i>Corucaeus furcifer</i>	*	*	*
<i>Acartia negligens</i>	*	*	*	<i>Lucicutia gausse</i>		*	*	<i>Corycaeus giesbrechti</i>	*	*	*
<i>Acartia sp</i>	*	*	*	<i>Lucicutia gemina</i>		*	*	<i>Corycaeus limbatus</i>	*		
<b>Famiglia Aetideidae</b>				<b>Famiglia Mecynoceridae</b>				<i>Corycaeus ovalis</i>	*	*	*
<i>Aetideus giesbrechti</i>			*	<i>Mecynocera clausi</i>	*	*	*	<i>Corycaeus typicus</i>	*	*	*
<b>Famiglia Augaptilidae</b>				<b>Famiglia Metridinidae</b>				<i>Corycaeus spp</i>	*	*	*
<i>Haloptilus longicornis</i>			*	<i>Pleuromamma abdominalis</i>	*	*	*	<i>Farranula rostrata</i>	*	*	*
<i>Haloptilus mucronatus</i>			*	<i>Pleuromamma gracilis</i>	*	*	*	<b>Famiglia Oithonidae</b>			
<b>Famiglia Calanidae</b>				<b>Famiglia Paracalanidae</b>				<i>Oithona decipiens</i>	*	*	*
<i>Mesocalanus tenuicornis</i>	*	**	*	<i>Calocalanus contractus</i>	*	*	*	<i>Oithona longispina</i>	*	*	*
<i>Nannocalanus minor</i>	*	*	*	<i>Calocalanus longisetosus</i>		*	*	<i>Oithona nana</i>	*	*	*

**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
<i>Neocalanus gracilis</i>	*	*	*	<i>Calocalanus neptunus</i>	*	*	*	<i>Oithona plumifera</i>	*	*	*
<b>Famiglia Candaciidae</b>				<i>Calocalanus ovalis</i>	*	*	*	<i>Oithona setigera</i>	*	*	*
<i>Candacia aethiopica</i>	*	*		<i>Calocalanus pavo</i>	*	*	*	<i>Oithona similis</i>	*	*	*
<i>Candacia armata</i>	*		*	<i>Calocalanus pavoninus</i>	*	*	*	<i>Oithona tenuis</i>	*	*	*
<i>Candacia giesbrechti</i>	*			<i>Calocalanus plumulosus</i>	*	*	*	<i>Oithona spp</i>	*	*	*
<i>Candacia simplex</i>	*	*	*	<i>Calocalanus styliremis</i>	*	*	*	<b>Famiglia Oncaeeidae</b>			
<i>Candacia juv</i>	*	*	*	<i>Calocalanus sp</i>	*	*	*	<i>Oncaea curta</i>	*	*	*
<i>Candacia sp</i>	*			<i>Paracalanus denudatus</i>	*	*	*	<i>Oncaea media</i>	*	*	*
<b>Famiglia Centropagidae</b>				<i>Paracalanus nanus</i>	*	*	*	<i>Oncaea mediterranea</i>	*	*	*
<i>Centropages kroyeri</i>	*	*	**	<i>Paracalanus parvus</i>	*	*	*	<i>Oncaea scottodiarlo</i>	*	*	*
<i>Centropages typicus</i>	*	*	*	<i>Paracalanus spp</i>	*	*	*	<i>Oncaea venusta</i>	*	*	*
<i>Centropages violaceus</i>	*	*	*	<b>Famiglia Phaennidae</b>				<i>Oncaea spp</i>	*	*	*
<i>Isias clavipes</i>	*	*	*	<i>Phaenna spinifera</i>		*	*	<i>Triconia conifera</i>		*	*
<b>Famiglia Clausocalanidae</b>				<i>Xanthocalanus agilis</i>			*	<b>Famiglia Sapphirinidae</b>			
<i>Clausocalanus arcuicornis</i>	*	*	*	<b>Famiglia Pontellidae</b>				<i>Copilia mediterranea</i>	*		
<i>Clausocalanus furcatus</i>	*	*	*	<i>Labidocera wollastoni</i>	*	*		<i>Sapphirina auronitens</i>	*		
<i>Clausocalanus jobei</i>	*	*	*	<i>Pontella mediterranea</i>	*			<i>Sapphirina iris</i>	*		
<i>Clausocalanus lividus</i>	*	*	*	<i>Pontella juv</i>	*			<i>Sapphirina ovatolanceolata</i>	*		
<i>Clausocalanus mastigophorus</i>	*	*	*	<i>Pontellina plumata</i>	*	*		<i>Sapphirina sp</i>			*
<i>Clausocalanus parapergens</i>	*	*	*	<i>Pontellopsis globosa</i>	*			<i>Vettoria longifurca</i>			*
<i>Clausocalanus paululus</i>	*	*	*	<i>Pontellopsis sp</i>	*			<b>Famiglia Clytemnestridae</b>			
<i>Clausocalanus pergens</i>	*	*	*	<b>Famiglia Scolecitrichidae</b>				<i>Clytemnestra rostrata</i>	*	*	*
<i>Clausocalanus spp</i>	*	*	*	<i>Scolecithricella abyssalis</i>	*	*		<i>Clytemnestra scutellata</i>	*	*	*
<i>Ctenocalanus vanus</i>	*	*	*	<i>Scolecithricella dentata</i>	*	*		<b>Famiglia Ectinosomatidae</b>			
<b>Famiglia Eucalanidae</b>				<i>Scolecithricella ovata</i>	*	*	*	<i>Microsetella norvegica</i>		*	*
<i>Rhincalanus nasutus</i>	*	*		<i>Scolecithricella vittata</i>	*	**	*	<i>Microsetella rosea</i>	*	*	
<b>Famiglia Euchaetiidae</b>				<i>Scolecithrix bradyi</i>	*	*	*	<b>Famiglia Miracidae</b>			
<i>Euchaeta acuta</i>	*	*	*	<b>Famiglia Temoridae</b>				<i>Distiocolus minor</i>	*	*	*
<i>Euchaeta marina</i>	*	*	*	<i>Temora stylifera</i>	*	*	*	<i>Macrosetella gracilis</i>	*		
<i>Euchaeta sp</i>			*	<b>Famiglia Corycaeidae</b>				<b>Famiglia Euterpinidae</b>			
<b>Famiglia Heterorhabdidae</b>				<i>Corycaeus brehmi</i>	*	*	*	<i>Euterpina acutifrons</i>	*	*	*
<i>Heterorhabdus papilliger</i>	*	*	*	<i>Corycaeus clausi</i>	*	*	*				
<b>Famiglia Lucicutiidae</b>				<i>Corycaeus flaccus</i>	*	*	*				

Nella tabella seguente (Tabella 31) sono indicati i volumi di sedimentazione (dopo 24 h), espressi in ml.

<b>Tabella 31</b> - 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)	A17 MG6	A17 MG7	A17 MG10	A17 MG12	A17 MG13
OR	25	41	24,5	23	25,8
50-0	5,5	5	15	5	4
100-50	4	3	8	4,5	2

Le differenze apprezzabili nei volumi di sedimentazione, tra pescate orizzontali e verticali, possono essere generalmente ricondotte al differente volume di acqua filtrato dai retini, costantemente superiore nelle pescate orizzontali. Così come osservato nell'analisi qualitativa della componente a copepodi, la biomassa zooplanctonica è maggiormente concentrata nei primi 50 m della colonna d'acqua.

### Meroplancton

Il meroplancton costituisce la frazione dello zooplancton rappresentato dalle fasi larvali di animali bentonici.

Nella campagna autunnale A17 (Tabella 32), sono state identificate larve meroplanctoniche di 41 *taxa* appartenenti a 7 gruppi principali di invertebrati marini: cnidari (2 *taxa*), molluschi (2), policheti (3), nemertini (1), artropodi (25), echinodermi (7), foronidei (1).

A livello qualitativo il gruppo maggiormente rappresentato è quello degli artropodi nel quale i crostacei decapodi rappresentano la componente principale con 23 *taxa* (56% dei *taxa* totali) al quale si aggiungono un *taxa* rappresentato da larve di cirripedi e uno appartenente agli stomatopodi (larve della specie *Squilla mantis*).

Il crostaceo I decapodi *Maja squinado* (granseola) e *Liocarcinus depurator* (granchio nuotatore) compaiono per la prima volta nella checklist

Come in tutti i precedenti survey anche nella campagna A17 le larve di decapode sono concentrate nelle stazioni superficiali; il 91,3% di essi, infatti, è stato infatti raccolto durante i retinaggi orizzontali.

Sette taxa risultano comuni a tutte fasce batimetriche investigate, fra i quali *Pirimela denticulata* che si mantiene nel tempo la specie dominante. Solo l'alfeide *Synalpheus gamberelloides* risulta esclusivo del campione profondo 100 – 50 m.

Le specie più comuni risultano, come nei survey precedenti, l'alfeide *Alpheus glaber*, il processide *Processa edulis edulis*, il pirimelide *Pirimela denticulata*, il leucoside *Ebalia tumefacta* e l'anomuro paguride *Anapagurus breviaculeatus*. Questo gruppo di specie è dominante nello strato intermedio e profondo della colonna d'acqua dove rappresentano, rispettivamente il 76,3% e l'80,9% delle specie. *Pirimela denticulata* è specie dominante dei campionamenti orizzontali (0,55 ind/m<sup>3</sup> = 26,1% del campione superficiale a decapodi), mentre *Anapagurus breviaculeatus* (5,85 ind/m<sup>3</sup> = 25,4% del totale dei decapodi raccolti tra 100 e 50 m) domina nel campione profondo. Nella fascia intermedia le specie dominanti sono *Processa edulis edulis* e *Alpheus glaber* con la stessa concentrazione di esemplari (5,38 ind/m<sup>3</sup> = 21,3% del totale dei decapodi raccolti).

Gli echinodermi con 7 taxa rappresentano il 17% del popolamento. La fascia centrale compresa tra 50 m e la superficie è la porzione della colonna d'acqua nella quale si concentra il maggior numero di esemplari (valori massimi si raggiungono nella stazione A17 MG6 con 37,08 ind/m<sup>3</sup>).

Le specie dominanti sono *Ophiotrix fragilis* e *Ophiura* sp. che rappresentano l'85,9% degli individui raccolti neli retinaggi verticali tra 50 m e la superficie.

*Ophiotrix fragilis* è l'echinoderma dominante in tutte le campagne di monitoraggio.

Nel complesso per quanto concerne il contingente meroplanctonico della campagna A17 non si registrano differenze nella composizione della comunità rispetto alle stagioni autunnali precedenti o attribuibili all'esercizio del rigassificatore.

**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>CNIDARIA</b>				<i>Alpheus macrocheles</i>	*	*		<i>Pirimela denticulata</i>	*	*	*
Actinula ind			*	<i>Anapagurus braeviaculeatus</i>	*	*	*	<i>Plesionika</i> sp	*	*	*
Efira ind	*	*		<i>Athanas nitescens</i>	*	*	*	<i>Processa edulis edulis</i>	*	*	*
<b>MOLLUSCA</b>				<i>Ebalia tumefacta</i>	*	*	*	<i>Sergia robusta</i>	*	*	
Gastropoda larvae ind	*	*	*	<i>Galathea intermedia</i>		*	*	<i>Synalpheus gamberelloides</i>			*
Bivalvia larvae ind	*	*	*	<i>Goneplax rhomboides</i>	*			<b>Stomatopoda</b>			
<b>POLYCHAETA</b>				<i>Iliia nucleus</i>	*			<i>Squilla mantis</i>			*
Polychaeta larvae ind	*	*	*	<i>Liocarcinus depurator</i>	*			<b>ECHINODERMATA</b>			
Spionidae ind	*	*	*	<i>Liocarcinus</i> sp	*			<i>Amphiura</i> sp	*	*	*
Trocofora ind	*	*	*	<i>Lysmata seticaudata</i>	*			<i>Arbacia lixula</i>	*		
<b>NEMERTEA</b>				<i>Maja squinado</i>	*			<i>Brissopsis lyrifera</i>	*	*	*
Pilidium larvae ind	*			Majidae ind	*	*		<i>Echinocardium</i> sp	*	*	
<b>CRUSTACEA</b>				<i>Pagurus</i> sp	*	*		<i>Ophiotrix fragilis</i>	*	*	*
<b>Cirripedia</b>				<i>Parapaeneus longirostris</i>	*	*		<i>Ophiura</i> sp	*	*	*
Cirripedia larvae ind	*	*		<i>Parasergestes vigilax</i>	*	*		<i>Spaerechinus</i> sp	*	*	
<b>Decapoda</b>				<i>Parthenopoides massena</i>	*			<b>FORONIDEA</b>			
<i>Alpheus glaber</i>	*	*	*	<i>Philocheiras sculptus</i>	*			<i>Actinotroca</i> larvae ind	*	*	

### Ittioplancton

Sono stati determinati 9 taxa (**Tabella 33**) tra i quali il pesce osseo *Centrolophus niger* (ricciola di fondale) mai rilevato in precedenza.

Gli esemplari di larve ittioplanctoniche tendono principalmente a concentrarsi nelle fasce più superficiali della colonna d'acqua; nei campioni orizzontali è stato raccolto il 100% dei taxa totali identificati.

In tutti i livelli investigati sono state campionate: il clupeide *Sardina pilchardus* (sardina) e fasi larvali dei pesci ossei abissali *Cyclothone braueri* e *Myctophum punctatum* che spesso sono presenti fino alle prime fasi giovanili di sviluppo anche a profondità modeste. Come sempre la conformazione geomorfologica dell'area (bordo di scarpata continentale) favorisce la presenza di specie che prediligono, durante la fase adulta, profondità maggiori.

In questo periodo dell'anno si assiste inoltre alla consueta sostituzione di specie tra *Engraulis encrasicolus* (acciuga), massicciamente presente fino alla tarda estate e *Sardina pilchardus* (sardina) specie largamente dominante nelle stagioni più fredde, dall'autunno fino al tardo inverno, risultato tipico di questo periodo.

Nel complesso per quanto concerne il contingente larvale ittioplanctonico della campagna A17 non si registrano differenze nella composizione della comunità attribuibili all'esercizio del rigassificatore.

**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 *in toto*.

	O.le	50-0	100-50		O.le	50-0	100-50		O.le	50-0	100-50
<b>BLENNIDAE</b>				<b>CLUPEIDAE</b>				<b>MUGILIDAE</b>			
<i>Blennius ocellaris</i>	*			<i>Sardina pilchardus</i>	*	*	*	<i>Mugil cephalus</i>	*	*	
<b>CENTRISCIDAE</b>				<b>GONOSTOMATIDAE</b>				<b>SPARIDAE</b>			
<i>Macroramphosus scolopax</i>	*			<i>Cyclothone braueri</i>	*	*	*	<i>Pagellus</i> sp	*		
<b>CENTROLOPHIDAE</b>				<b>MYCTOPHIDAE</b>				Sparidae ind	*	*	
<i>Centrolophus niger</i>	*			<i>Myctophum punctatum</i>	*	*	*	Larvae ittio ind	*	*	*
								Ova ind	*	*	*

**3.2 BIOTA**
**3.2.1 Macrozoobenthos**

Lo studio ha portato alla raccolta e determinazione di 6611 individui appartenenti a 161 specie (**Tabella 34**) comprendenti policheti, molluschi, crostacei, sipunculidi, echinodermi, nemertini.

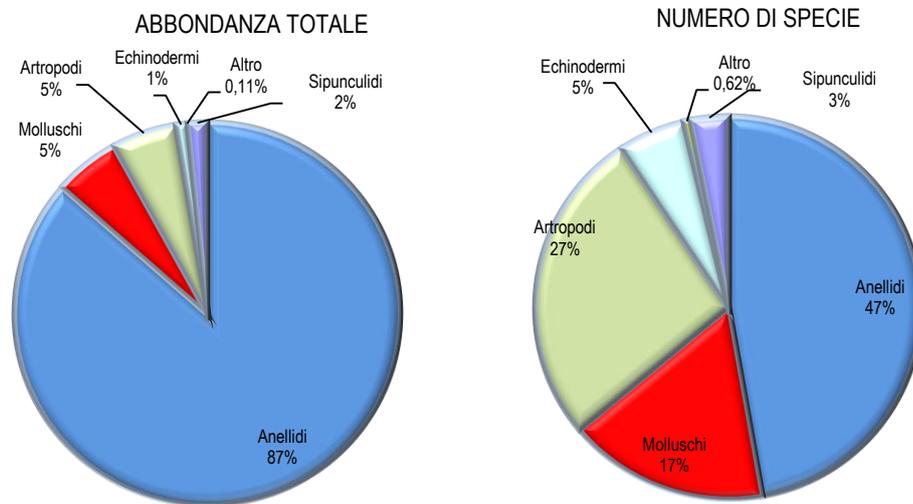
La matrice di abbondanza specie x stazioni viene fornita in formato Excel (**Allegato 4**) in accordo alla prescrizione 5 delle Determinine 2990 DVA R.D.R0000100.04-04-2017 e 337 DVA R.D.R0000277.28-09-2017.

<b>Tabella 34 - Lista delle specie macrobentoniche rinvenute nell'Autunno 2017 (A17).</b>		
<b>Annelida</b>		
<i>Acmira assimilis</i> (Tebble, 1959)	<i>Glycera alba</i> Verrill, 1900	<i>Paraprionospio pinnata</i> (Ehlers, 1901)
<i>Allia claudiae</i> (Laubier, 1967)	<i>Glycera tesselata</i> Grube, 1863	<i>Pectinaria auricoma</i> (O. F. Müller, 1776)
<i>Ampharete acutifrons</i> (Grube, 1860)	<i>Glycinde nordmanni</i> (Malmgren, 1866)	<i>Phyllochaetopterus</i> sp
<i>Amphicteis midas</i> (Gosse, 1855)	<i>Harmothoe spinifera</i> (Ehlers, 1864)	<i>Phyllodoce mucosa</i> Örsted, 1843
<i>Aphelochaeta filiformis</i> (Keferstein, 1862)	<i>Heterospio sinica</i> Wu & Chen, 1966	<i>Pilargis verrucosa</i> (Saint-Joseph, 1899)
<i>Aphelochaeta marioni</i> (Saint-Joseph, 1894)	<i>Hyalinoecia tubicola</i> (O. F. Müller, 1776)	<i>Pista cristata</i> (O. F. Müller, 1776)
<i>Aponuphis bilineata</i> (Baird, 1870)	<i>Kefersteinia cirrata</i> (Keferstein, 1862)	<i>Poecilochaetus fauchaldi</i> Pilato & Cantone, 1976
<i>Branchiomma</i> sp	<i>Laonice cirrata</i> (M. Sars, 1851)	<i>Polycirrus</i> sp Grube, 1850
<i>Chaetozone caputesocis</i> (Saint-Joseph, 1894)	<i>Levinsenia demiri</i> Çinar, Dagli & Acik, 2011	<i>Polygordius</i> sp
<i>Chirimia biceps</i> (M. Sars, 1861)	<i>Levinsenia gracilis</i> (Tauber, 1879)	<i>Praxillella gracilis</i> (M. Sars, 1861)
<i>Chloeia venusta</i> Quatrefages, 1865	<i>Lysidice unicornis</i> (Grube, 1840)	<i>Prionospio ehlersi</i> Fauvel, 1928
<i>Chone</i> sp	<i>Maldane glebiflex</i> Grube, 1860	<i>Rhodine loveni</i> Malmgren, 1865
<i>Chrysopetalum debil</i> (Grube, 1855)	<i>Marphysa bellii</i> (Audouin & Milne-Edwards, 1833)	<i>Scalibregma inflatum</i> Rathke, 1843
<i>Cirrophorus branchiatus</i> Ehlers, 1908	<i>Melinna palmata</i> Grube, 1860	<i>Scolelepis foliosa</i> (Audouin & Milne-Edwards, 1833)
<i>Cirrophorus furcatus</i> (Hartman, 1957)	<i>Metasychis gotoi</i> (Izuka, 1902)	<i>Scolelepis</i> sp
<i>Dialychone dunerificta</i> Tovar Hernandez, Licciano & Giangrande, 2007	<i>Minuspio cirrifera</i> Wiren, 1883	<i>Scoletoma fragilis</i> (O.F. Müller, 1776)
<i>Diplocirrus glaucus</i> Haase, 1915	<i>Monticellina dorsobranchialis</i> (Kirkegaard, 1959)	<i>Scoloplos armiger</i> (O.F. Müller, 1776)
<i>Dorvillea rudolphii</i> (Delle Chiaje, 1828)	<i>Myriochele oculata</i> Zachs, 1923	<i>Sigambra tentaculata</i> (Treadwell, 1941)
<i>Drilonereis filum</i> (Claparède, 1868)	<i>Nephtys hystericis</i> Mc Intosh, 1900	<i>Sphaerodorum flavum</i> Örsted, 1845
<i>Eteone longa</i> (Fabricius, 1780)	<i>Nereiphylla</i> sp	<i>Spiochaetopterus costarum</i> (Claparède, 1868)
<i>Eteone</i> sp	<i>Notomastus latericeus profundus</i> Eisig, 1887	<i>Spiophanes kroyeri</i> Grube, 1860
<i>Euchone</i> sp	<i>Ophelina acuminata</i> Örsted, 1843	<i>Stemaspis scutata</i> (Renier, 1807)
<i>Euclymene lumbricoides</i> (Quatrefages, 1865)	<i>Panthalis oerstedii</i> Kinberg, 1855	<i>Syllis alternata</i> Moore, 1908
<i>Euclymene oerstedii</i> (Claparède, 1863)	<i>Paradiopatra calliopae</i> Arvanitidis & Koukouras, 1997	<i>Syllis parapari</i> San Martín & López, 2000
<i>Eunice vittata</i> (Delle Chiaje, 1828)	<i>Paralacydonia paradoxa</i> Fauvel, 1913	<i>Terebellides stroemi</i> M. Sars, 1835
<i>Exogone verugera</i> (Claparède, 1868)		
<b>Artropoda</b>		
<i>Akanthophoreus gracilis</i> (Krøyer, 1842)	<i>Haploops nirae</i> Kaim Malka, 1976	<i>Paraphoxus oculatus</i> (G.O. Sars, 1879)
<i>Alpheus glaber</i> (Oliv, 1792)	<i>Harpinia antennaria</i> Meinert, 1890	<i>Pardaliscella boeckii</i> (Malm, 1870)
<i>Anapagurus</i> sp	<i>Harpinia crenulata</i> (Boeck, 1871)	<i>Periculodes longimanus longimanus</i> (Bate & Westwood, 1868)
<i>Anthura gracilis</i> (Montagu, 1808)	<i>Harpinia dellavallei</i> Chevreux, 1910	<i>Photis longicaudata</i> (Bate & Westwood, 1862)
<i>Araphura brevimanus</i> (Lilljeborg, 1864)	<i>Hippomedon massiliensis</i> bellan-Santini, 1965	<i>Phtisica marina</i> Slabber, 1769
<i>Calocaris macandreae</i> Bell, 1846	<i>Leucon (Epileucon) longirostris</i> Sars, 1871	<i>Pilumnus hirtellus</i> (Linnaeus, 1761)
<i>Carangoliopsis spinulosa</i> Ledoyer, 1970	<i>Leucon</i> sp 2	<i>Processa</i> sp
<i>Cirolana borealis</i> Lilljeborg, 1852	<i>Leucothoe lilljeborgi</i> Boeck, 1861	<i>Pseudotanaïs</i> sp
<i>Collettea cylindrata</i> (Sars, 1882)	<i>Liljeborgia dellavallei</i> Stebbing, 1906	<i>Rhachotropis</i> sp
<i>Eudorella nana</i> Sars, 1879	<i>Maera grossimana</i> (Montagu, 1808)	<i>Scalpellum scalpellum</i> (Linnaeus, 1767)
<i>Eurydice spinigera</i> Hansen, 1890	<i>Medicorophium rotundirostre</i> (Stephensen, 1915)	<i>Solenocera membranacea</i> (Risso, 1816)
<i>Eurynome aspera</i> (Pennant, 1777)	<i>Metaphoxus simplex</i> Bate, 1857	<i>Tuberapseudes echinatus</i> (G.O. Sars, 1882)
<i>Gnathia oxyuraea</i> (Lilljeborg, 1855)	<i>Nebalia strausi</i> Risso, 1826	<i>Upogebia deltaura</i> (Leach, 1815)
<i>Goneplax rhomboides</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Paranympion spinosum</i> Caullery, 1896	<i>Westwoodilla rectirostris</i> (Della Valle, 1893)
<i>Halice walkeri</i> (Ledoyer, 1973)		
<b>Echinodermata</b>		
<i>Amphiura chiajei</i> Forbes, 1843	<i>Labidoplax digitata</i> (Montagu, 1815)	<i>Ophiopsila aranea</i> Forbes, 1843
<i>Amphiura filiformis</i> (O. F. Müller, 1776)	<i>Neocucumis marioni</i> (Marenzeller, 1878)	<i>Ophiura</i> sp Lamark, 1816
<i>Astropecten irregularis pentacanthus</i> (Delle Chiaje, 1825)	<i>Ophiacantha setosa</i> (Bruzelius, 1805)	<i>Trachythone tergestina</i> (Sars, 1857)
<b>Mollusca</b>		
<i>Abra nitida</i> (O.F. Muller, 1776)	<i>Falcidens guttuosus</i> (Kowalevsky, 1901)	<i>Neopycnodonte cochlear</i> (Poli, 1795)
<i>Antalis inaequicostata</i> (Dautzenberg, 1891)	<i>Fusinus rostratus</i> (Oliv, 1792)	<i>Nucula sulcata</i> (Bronn, 1831)
<i>Arca tetragona</i> Poli, 1795	<i>Hyalia vitrea</i> (Montagu, 1803)	<i>Parvicardium minimum</i> (Philippi, 1836)

<i>Bathyarca pectunculoides</i> (Scacchi, 1834)	<i>Kurtiella bidentata</i> (Montagu, 1803)	<i>Philine aperta</i> (Linnaeus, 1767)
<i>Cardiomya costellata</i> (Deshayes, 1835)	<i>Lembulus pellus</i> (Linnaeus, 1767)	<i>Pitar rudis</i> (Poli, 1795)
<i>Clathrella clathrata</i> (Philippi, 1844)	<i>Mendicula ferruginosa</i> (Forbes, 1844)	<i>Thyasira alleni</i> Carozza, 1981
<i>Cuspidaria cuspidata</i> (Olivi 1792)	<i>Mimachlamys varia</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Thyasira biplicata</i> (Philippi, 1836)
<i>Cuspidaria rostrata</i> (Olivi, 1792)	<i>Modiolula phaseolina</i> (Philippi, 1844)	<i>Thyasira granulosa</i> (Monterosato, 1874)
<i>Ennucula aegeensis</i> (Forbes, 1844)	<i>Myrtea spinifera</i> Conraine, 1835	<i>Timoclea ovata</i> (Pennant, 1777)
<b>Sipunculida</b>		
<i>Golfingia elongata</i> (Keferstejn, 1863)	<i>Golfingia vulgaris</i> (Blainville, 1827)	<i>Phascolion strombus</i> (Montagu, 1804)
<i>Golfingia</i> sp	<i>Onchnesoma s. steenstrupii</i> Koren & Danilssen, 1875	
<b>Nemertea</b>		

Gli anellidi policheti risultano essere il gruppo dominante che con 5719 individui rappresentano quasi il 90% dell'abbondanza totale. Gli artropodi crostacei e i molluschi costituiscono, ciascuno, il 5% dell'abbondanza totale. Seguono, nell'ordine, sipunculidi (105 individui) e echinodermi (61 individui), i primi con il 2%, i secondi con appena l'1% di contributo all'abbondanza totale (**Figura 17**).

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 (47%). Meno di un terzo del panorama faunistico è fornito dagli artropodi (unicamente rappresentati dai crostacei) seguiti dai molluschi che rappresentano il 17% delle specie totali. Gli echinodermi forniscono appena il 5% di specie al panorama faunistico, seguiti dai sipunculidi che forniscono solo il 3%.



**Figura 17** - Ripartizione dell'abbondanza totale e del numero di specie macrobentoniche tra i principali taxa rinvenuti. Altro=nemertini.

Ai policheti appartengono le specie rinvenute col maggior numero di individui, tra le quali *Paradiopatra calliopa* (1785 individui) e *Levinsenia demiri* (1432) che costituiscono, rispettivamente il 27% e il 21,7% dell'abbondanza totale (**Figura 18**).

Ad esse seguono *Aphelochaeta marioni* e *Ampharete acutifrons* che rappresentano, complessivamente, circa il 13% dell'abbondanza totale.

Il contributo delle altre specie cala sensibilmente tanto che *Prionospio ehlersi* la quarta in ordine di importanza, costituisce meno del 3% dell'abbondanza totale.

Queste quattro specie rappresentano da sole oltre il 60% dell'abbondanza totale. 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 150 specie (ossia 93,2% del totale) contribuiscono per meno dell'1% all'abbondanza totale. Inoltre il 18% circa delle specie è presente con un solo individuo.

Pertanto tutti i pattern osservati dipendono in gran parte dalle variazioni di abbondanza di queste specie. Dalla Simper analysis si ottiene che la similarità tra repliche all'interno della stessa stazione varia tra 58,96% (A17 MG7) e 82,29% (A17 MG10) oscillando intorno a una media complessiva di 69,29±7%.

Dalla medesima analisi, inoltre, si evince che *Levinsenia demiri* e *Paradiopatra calliopa* sono le specie che maggiormente contribuiscono alla similarità tra repliche tanto che, con l'eccezione di A17 MG12, A17 MG7, apportano un contributo complessivo sempre maggiore del 50% con percentuali massime superiori al 70% (A17 MG9, A17 MG14).

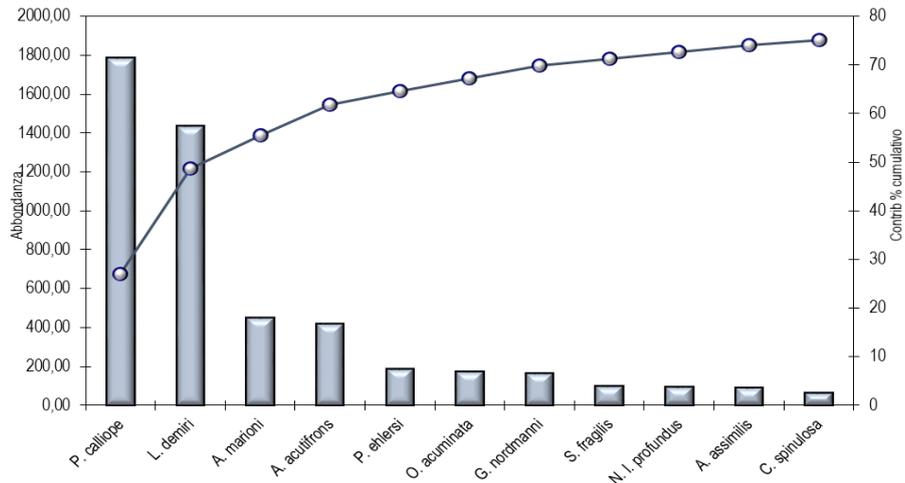


Figura 18 - Abbondanza totale e contributo percentuale cumulativo delle specie dominanti.

Nel piano di ordinamento (Figura 19) ottenuto dal non-Metric Multidimensional Scaling (n-MDS) si osserva che le stazioni non risultano distribuite nel plot in accordo alla loro posizione geografica o alla distanza dall'FSRU.

Esse risultano essere disperse nel piano senza formare cluster riconducibili alla loro reale distribuzione spaziale né alla presenza del rigassificatore.

Dalla Simper analysis si evince che i valori di (dis)similarità tra stazioni sono abbastanza variabili oscillando tra poco meno del 30% (A17 MG1 vs A17 MG10) fino a quasi il 70% (A17 MG9 vs A17 MG10), senza mostrare relazione con la localizzazione delle stazioni. Inoltre il 70% dei casi la dissimilarità è inferiore al 50%; nel 20% dei casi è maggiore del 50% e solo nel 7,6% dei casi supera il 60%. Questi ultimi riguardano con una sola eccezione (A17 MG7 vs A17 MG10), la stazione A17 MG9 (vs A17 MG10, vs A17 MG1, vs A17 MG6, vs A17 MG13), che per tutta la durata del monitoraggio è risultata quella maggiormente differente dalle altre stazioni, come si evince anche dalla sua posizione nel piano di ordinamento in Figura 19. Dal piano si vede anche una netta segregazione tra questa stazione e la A17 MG10, nonostante siano entrambe più a sud rispetto all'FSRU. Allo stesso tempo è stato osservato dall'analisi macroscopica che questa stazione è caratterizzata da un sedimento poco omogeneo tra repliche che, tuttavia, sono dominate dalla frazione a biodeposito (che varia dal 50% all'80%) con una percentuale di fibra vegetale variabile tra il 20 e il 40%. La stazione A17 MG10, invece, è dominata dalla fibra vegetale che nelle repliche II e IV rappresenta la quasi totalità del campione. Dal punto di vista del popolamento, le differenze osservate sono dovute a *P. calliope* e *L. demiri* che in A17 MG9 presentano bassi valori di abbondanza.

Complessivamente, il piano di ordinamento, rispecchia i valori di abbondanza di queste due specie che decrescono dalle stazioni situate a destra del plot verso quelle poste a sinistra.

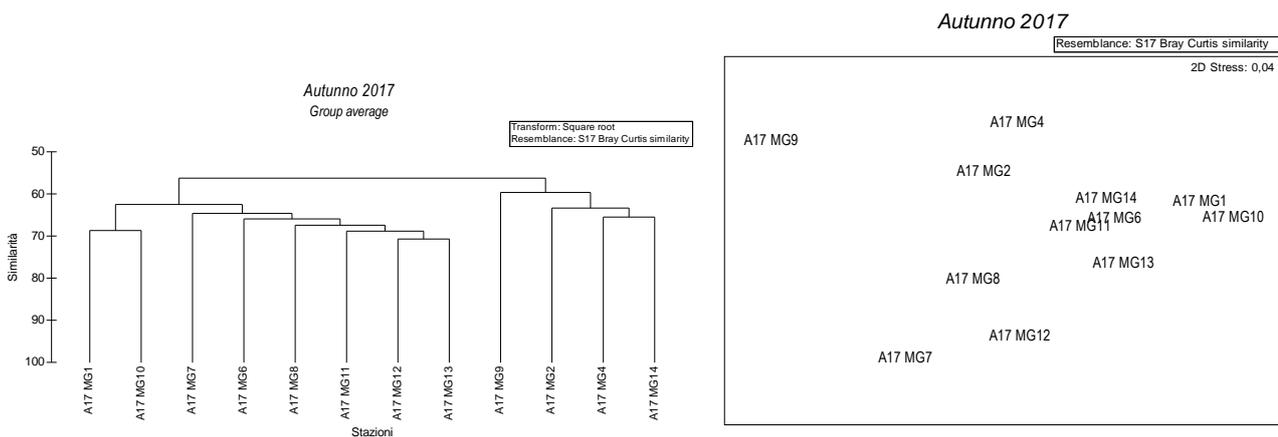


Figura 19 - Risultati della cluster analysis (group average) in alto e piano di ordinamento ottenuto dal n-MDS, in basso. La matrice triangolare è stata ottenuta tramite l'indice di Bray-Curtis.

Anche dal punto di vista strutturale (Tabella 35) la stazione A17 MG9 risulta quella meno ricca in specie e con il minor valore di abbondanza. I valori di S osservati presso il Terminale sono tra quelli più elevati e in particolare in A17 MG13 si registra il picco di questo survey. Presso l'FSRU si registrano, di conseguenza, i valori maggiori di ricchezza specifica con il picco presso A17 MG7.

L'abbondanza totale, invece, presenta i valori più elevati in A17 MG1 e A17 MG7 dove si registrano anche i picchi di abbondanza di *P. calliope* e *L. demiri*.

Infine anche i valori maggiori di diversità specifica ed equitabilità sono stati riscontrati presso il Terminale con il picco in A17 MG7.

**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).

Stazioni	S		N		H'(log <sub>2</sub> )		d		J	
<b>A17 MG1</b>	37,00	± 4,08	206,00	± 21,31	3,64	± 0,13	6,77	± 0,82	0,70	± 0,01
<b>A17 MG2</b>	23,25	± 4,19	98,00	± 18,13	3,44	± 0,20	4,85	± 0,73	0,76	± 0,03
<b>A17 MG4</b>	21,25	± 1,26	101,50	± 45,42	3,14	± 0,11	4,40	± 0,11	0,71	± 0,02
<b>A17 MG6</b>	37,25	± 4,57	158,75	± 15,06	3,83	± 0,29	7,16	± 0,94	0,73	± 0,03
<b>A17 MG7</b>	38,75	± 7,93	103,75	± 20,27	4,50	± 0,41	8,13	± 1,53	0,86	± 0,04
<b>A17 MG8</b>	29,50	± 3,11	103,00	± 5,35	3,90	± 0,28	6,16	± 0,74	0,80	± 0,03
<b>A17 MG9</b>	19,00	± 3,56	57,00	± 8,29	3,32	± 0,40	4,45	± 0,74	0,78	± 0,06
<b>A17 MG10</b>	38,75	± 7,27	231,50	± 23,67	3,46	± 0,30	6,92	± 1,21	0,66	± 0,02
<b>A17 MG11</b>	34,75	± 4,19	137,25	± 20,12	3,70	± 0,39	6,87	± 0,87	0,72	± 0,06
<b>A17 MG12</b>	39,25	± 5,56	143,75	± 28,61	4,33	± 0,15	7,70	± 0,86	0,82	± 0,03
<b>A17 MG13</b>	41,00	± 6,93	178,50	± 27,93	4,06	± 0,25	7,71	± 1,13	0,76	± 0,03
<b>A17 MG14</b>	24,25	± 3,77	133,75	± 19,62	3,03	± 0,28	4,75	± 0,70	0,66	± 0,04

### 3.2.2 Bioaccumulo

#### Metalli

Non ci sono anomalie da segnalare (**Tabella 36**) in quanto in nessun caso si verifica un incremento di concentrazione nei mitili trapiantati.

**Tabella 36** - Concentrazione dei metalli nei mitili. Dati relativi alla campagna A17 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	3,30	0,50	4,71	0,71	8,89	1,33	7,83	1,17	6,87	1,03	3,65	0,55
Bario	2,39	0,36	< 1,20	-	< 1,20	-	< 1,20	-	< 1,20	-	< 1,20	-
Cadmio	0,148	0,02	0,202	0,03	0,259	0,04	0,291	0,04	0,286	0,04	0,180	0,03
Cromo totale	2,69	0,40	1,62	0,24	2,06	0,31	2,12	0,32	2,12	0,32	1,87	0,28
Ferro	475,44	0,90	224,30	0,60	250,67	0,60	228,61	0,53	256,71	0,59	159,78	0,57
Manganese	16,89	71,32	< 12,5	33,65	< 12,5	37,60	< 12,5	34,29	< 12,5	38,51	< 12,5	23,97
Mercurio	0,090	2,53	0,114	-	0,109	-	0,115	-	0,116	-	0,069	-
Nichel	1,46	0,01	< 1,20	0,02	1,34	0,02	1,32	0,02	1,26	0,02	< 1,20	0,01
Piombo	2,82	0,22	1,63	-	1,88	0,20	2,00	0,20	2,17	0,19	1,66	-
Rame	5,98	0,42	4,02	0,24	4,01	0,28	3,54	0,30	3,93	0,33	3,78	0,25
Vanadio	2,08	0,31	< 1,20	-	< 1,20	-	< 1,20	-	< 1,20	-	< 1,20	-
Zinco	219,86	32,98	177,71	26,66	229,34	34,40	236,78	35,52	223,10	33,47	191,29	28,69

#### Idrocarburi totali

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

**Tabella 37** - Concentrazione degli idrocarburi totali presenti nei campioni di mitili. I dati, relativi alla campagna A17, 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)	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5	< 0,5
Idrocarburi C10-C40 (mg/kg)	33,2	33,4	32,5	44,2	30,8	28,1

**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 A17, 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	0,002	0,006	< 0,001	0,001
Acenafilene	< 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
Benzo (a) pirene	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
Benzo (b) fluorantene	0,002	0,002	0,002	0,002	0,002	0,001
Benzo (g,h,i) perilene	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
Benzo (k) fluorantene	0,002	0,002	0,002	0,003	0,002	0,001
Crisene	0,006	0,002	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	0,002	0,001	< 0,001
Fluorantene	0,003	0,002	0,001	0,002	0,001	0,001
Fluorene	0,002	0,004	0,008	0,005	0,003	0,004
Indeno (1,2,3 - c,d) pirene	< 0,001	< 0,001	0,001	0,001	< 0,001	< 0,001
Naftalene	0,001	0,003	0,004	0,009	< 0,001	0,002
Pirene	0,002	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Dibutilstagno	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Monobutilstagno	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Tributilstagno	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001

**Cloroderivati**

I risultati della ricerca dei cloroderivati sono riportati nella **Tabella 39**. Questi composti sono risultati assenti.

**Tabella 39** - Concentrazione degli cloroderivati presenti nei campioni di mitili. I dati, relativi alla campagna A17, sono espressi in µg/kg.

	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 Trichloroacetico	< 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

Tabella 39 - Concentrazione degli cloroderivati presenti nei campioni di mitili. I dati, relativi alla campagna A17, sono espressi in µg/kg.						
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

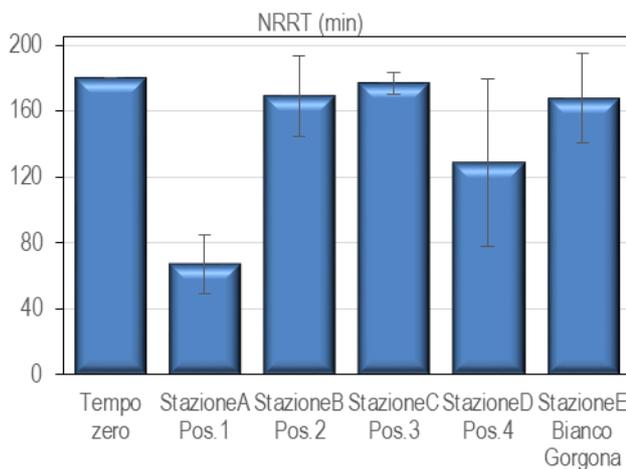
Non si rileva presenza di contaminazione fecale (Tabella 40).

Tabella 40 - Risultati delle analisi microbiologiche effettuate sui campioni di mitili. I dati, relativi alla campagna A17, 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

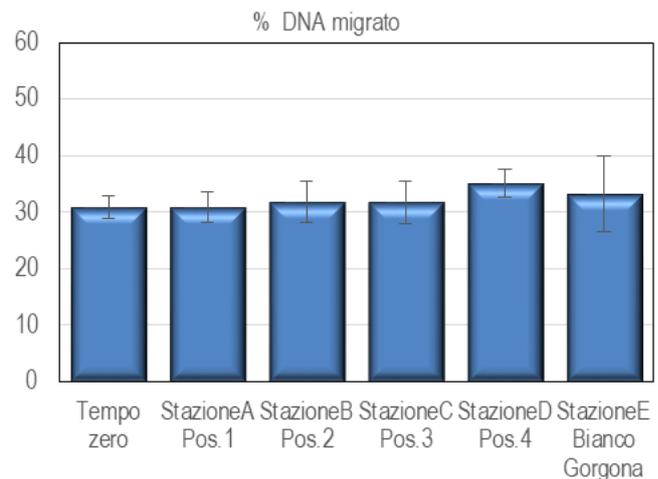
### 3.2.3 Biomarkers

#### Neutral Red Retention Time (NRRT)

Dall'analisi dei campioni della campagna A-17 è emerso che il grado di integrità cellulare dei mitili provenienti dalla stazione A (pos. 1) del Terminale FSRU è nettamente minore rispetto ai controlli (Stazione E – Gorgona). Un più lieve calo dell'integrità cellulare ha caratterizzato anche i mitili della stazione D (Pos. 4). Le altre due stazioni del Terminale non hanno mostrato differenze rispetto ai controlli (Figura 20).



**Figura 20** - 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.



**Figura 21** - Valutazione del grado di integrità del DNA mediante Comet assay. Valori elevati della percentuale di DNA migrato corrispondono ad una maggiore entità del danno.

#### Comet Assay

Il grado di integrità del DNA dei mitili analizzati è risultato omogeneo; infatti, non è stata osservata alcuna differenza significativa tra i controlli ed i mitili del Terminale FSRU (Figura 21).

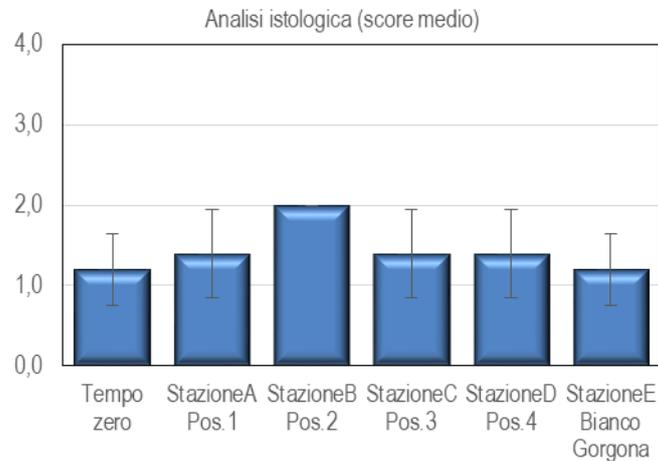
#### Analisi istologia del tessuto branchiale

L'analisi istologica delle branchie di mitilo ha evidenziato un lieve peggioramento dello stato di integrità negli organismi provenienti dalla stazione 2 (Pos B) rispetto ai controlli (Stazione E – bianco Gorgona). Diversamente, tutte le altre stazioni del Terminale FSRU non hanno mostrato differenze significative rispetto ai controlli (Figura 22).

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.						
	Replica	I	II	III	IV	V
Mitili tempo zero		1	1	2	1	1
A17 Stazione A (Pos. 1)		1	2	1	1	2
A17 Stazione B (Pos. 2)		2	2	2	2	2

**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.

A17 Stazione C (Pos. 3)	1	1	1	2	2
A17 Stazione D (Pos. 4)	1	2	1	2	1
A17 Stazione E (Bianco Gorgona)	1	2	1	1	1



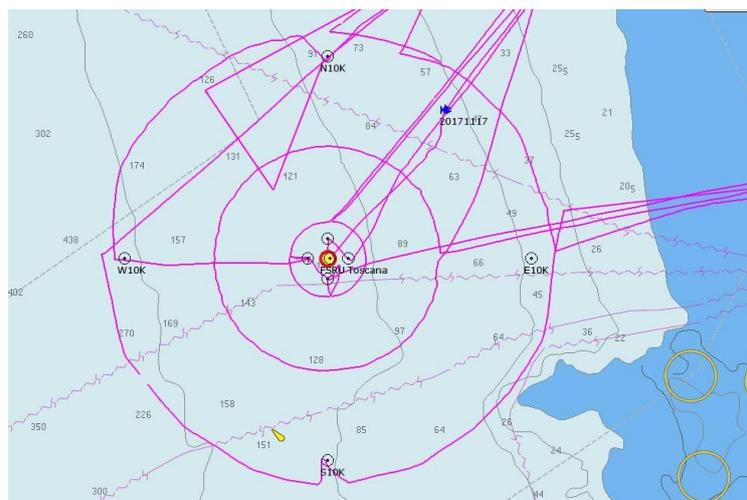
**Figura 22** - Analisi istologica delle branchie di mitilo. Il parametro rappresentato nel grafico è il punteggio medio (score) per ciascuna delle stazioni indagate. La scala va da 1 a 5; il punteggio 1 indica una condizione di integrità mentre il punteggio 5 indica una forte compromissione della struttura dei filamenti branchiali.

In conclusione, i risultati della campagna di monitoraggio A-17 hanno mostrato solo sporadiche fluttuazioni dei parametri biologici oggetto delle analisi rispetto ai controlli. Se ne può dedurre una sostanziale assenza di impatto del Terminale nel periodo indagato.

### 3.2.4 Cetacei e tartarughe marine

Nella campagna nell'autunno 2017 sono state percorse 294 nm per un totale di 71,5 ore di navigazione. Le rotte effettuate per il monitoraggio visivo sono riportate in **Figura 23**.

È stato effettuato un solo avvistamento di delfini appartenenti alla specie *Tursiops truncatus* in data 17 novembre, in posizione lat N43 42.644" e long E10 03.672 " all'interno dell'area di monitoraggio, alla distanza di 5 nm NE dal Terminale; il gruppo di delfini era composto da 10 adulti, nessun piccolo presente.



**Figura 23** – Rotte effettuate per il monitoraggio visivo, acustico e bioacustico condotto in autunno 2017 (A17).

### 3.3 Indagini generali

#### 3.3.1 Misura del rumore

In questo paragrafo sono riportati i risultati delle misure di rumore acustico subacqueo effettuate nei punti più vicini (a 100 metri di distanza dal Terminale) alla profondità di 55 metri, con rappresentazione della funzione di densità spettrale di potenza (PSDf) basata sul calcolo della FFT (linea blu), e analisi in terzi d'ottava sovrapposta (linea rossa). Sono inoltre riportati i risultati a 1.000 e 10.000 metri per la direttrice Est (quella di maggior interesse per la presente campagna). Le quattro figure seguenti (Figura 24, Figura 25, Figura 26, Figura 27) riportano i livelli PDSf misurati rispettivamente alle stazioni Nord, Est, Sud e Ovest. In tutti i casi, i livelli sono attorno ai 90-100 dB re 1 $\mu$ Pa<sup>2</sup>/Hz per frequenze sotto ai 300 Hz e scendono fino ai 40-50 dB re 1 $\mu$ Pa<sup>2</sup>/Hz alle alte frequenze. Si evidenziano righe spettrali che rappresentano interferenze elettromagnetiche derivanti da strumentazioni dell'imbarcazione di supporto. Esse non sono significative per l'analisi acustica. Un picco persistente attorno ai 90 Hz si rileva in ogni stazione.

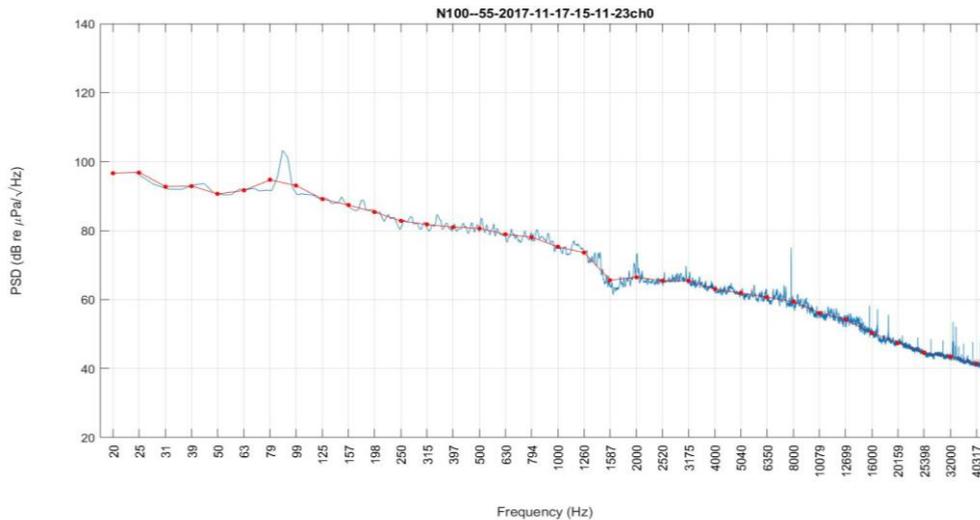


Figura 24 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto N100 a 55 m di profondità.

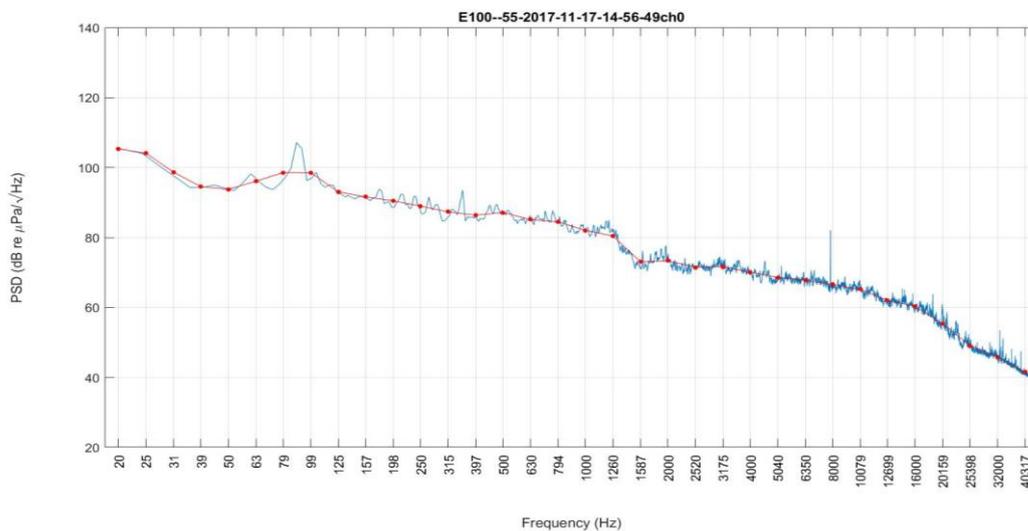
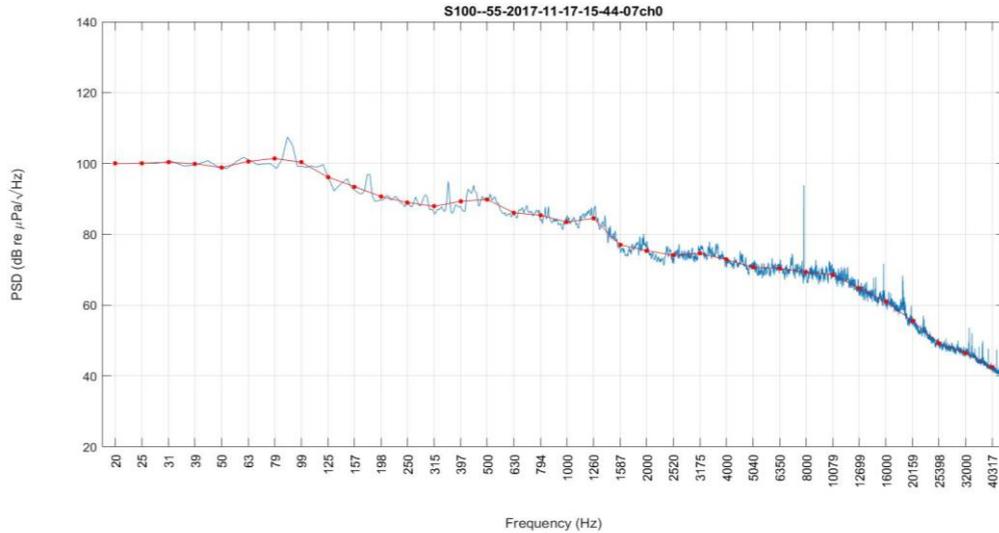
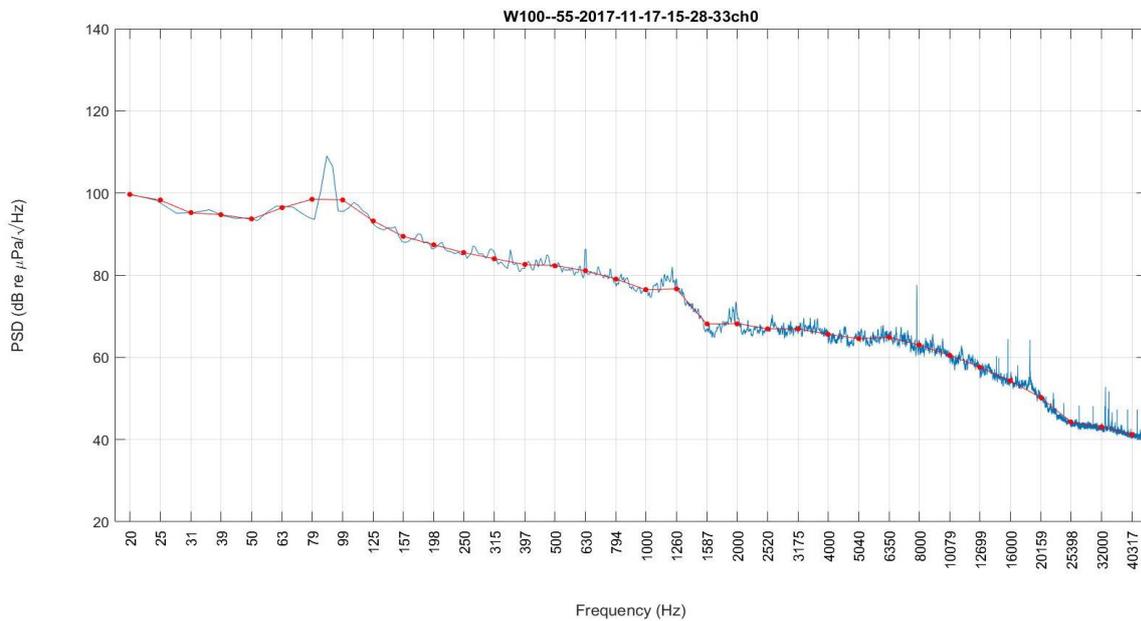


Figura 25 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto E100 a 55 m di profondità.

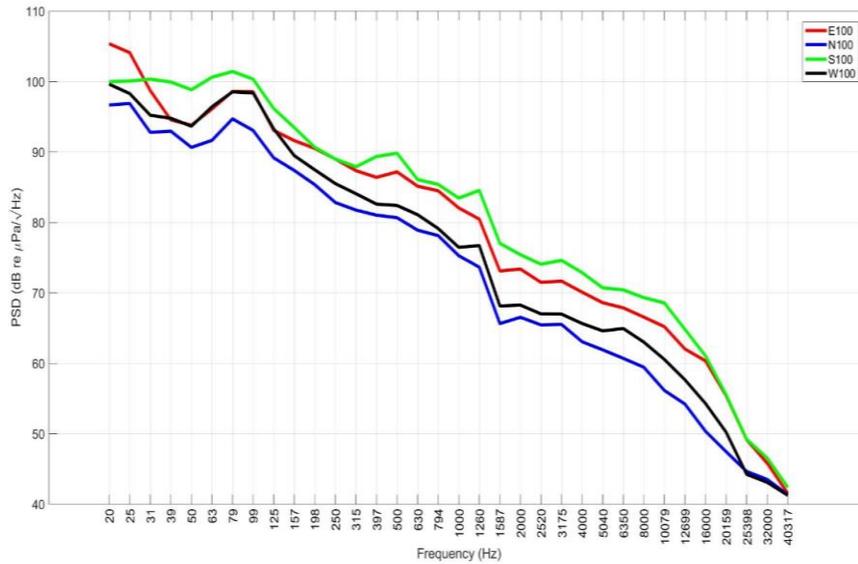


**Figura 26** - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto S100 a 55 m di profondità. In tutte le curve a 100m sono presenti le stesse tonali a bassa frequenza.



**Figura 27** - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto W100 a 55 m di profondità.

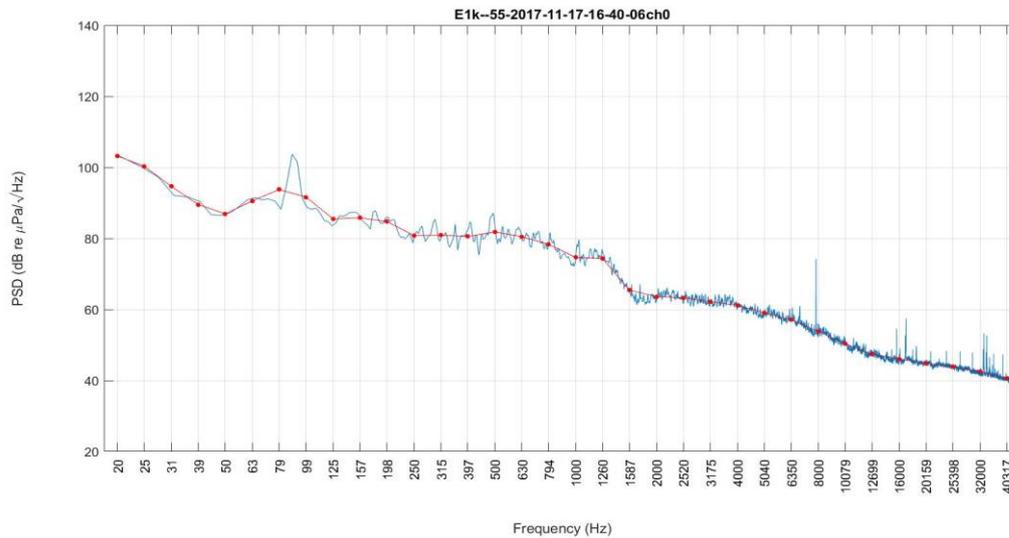
Nella **Figura 28** è rappresentato il confronto dei livelli in terzi d'ottava misurati a 100m per le quattro stazioni di riferimento. La stazione a Sud presenta livelli più alti su tutto lo spettro di frequenza. Le stazioni Nord, Est e Ovest presentano un picco di livelli attorno alla frequenza di 99 Hz. Questo picco è presente anche nella stazione Sud.



**Figura 28** - Confronto dei livelli in terzi d'ottava misurati a distanza di 100 m a 55m di profondità nelle quattro stazioni di riferimento.

Le seguenti figure riportano i livelli PDSf misurati alle stazioni Est alla distanza rispettivamente di 1.000 e 10.000 metri dal Terminale. Nella Figura 80 i livelli sono attorno ai 90-100 dB re 1uPa<sup>2</sup>/Hz a frequenze bassissime (20 - 90 Hz) e scendono fino ai 40-50 dB re 1uPa<sup>2</sup>/Hz alle alte frequenze. I picchi attorno ai 90 Hz presenti a 100m di range sono ancora presenti. Anche qui si evidenziano righe spettrali che rappresentano interferenze elettromagnetiche derivanti da strumentazioni dell'imbarcazione di supporto. Esse non sono significative per l'analisi acustica. Nella **Figura 30** è presente un picco attorno a 500 Hz molto probabilmente dovuto al passaggio di un peschereccio a 2nm di distanza. I livelli scendono fino ai 40-50 dB re 1uPa<sup>2</sup>/Hz alle alte frequenze. Anche qui si evidenziano righe spettrali che rappresentano interferenze elettromagnetiche derivanti da strumentazioni dell'imbarcazione di supporto. Esse non sono significative per l'analisi acustica.

Nella **Figura 31** sono riportati i valori PDSf in terzi d'ottava lungo la direzione Est a diverse distanze dal Terminale. Il picco a 90 Hz è visibile a 100m dal Terminale. Tale picco appare attenuato a 1km e sparisce a 10km. Come negli altri casi al di sotto dei 50-60 Hz i livelli sono generalmente attribuibili a rumore ambientale.



**Figura 29** - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto E1K a 55m di profondità.

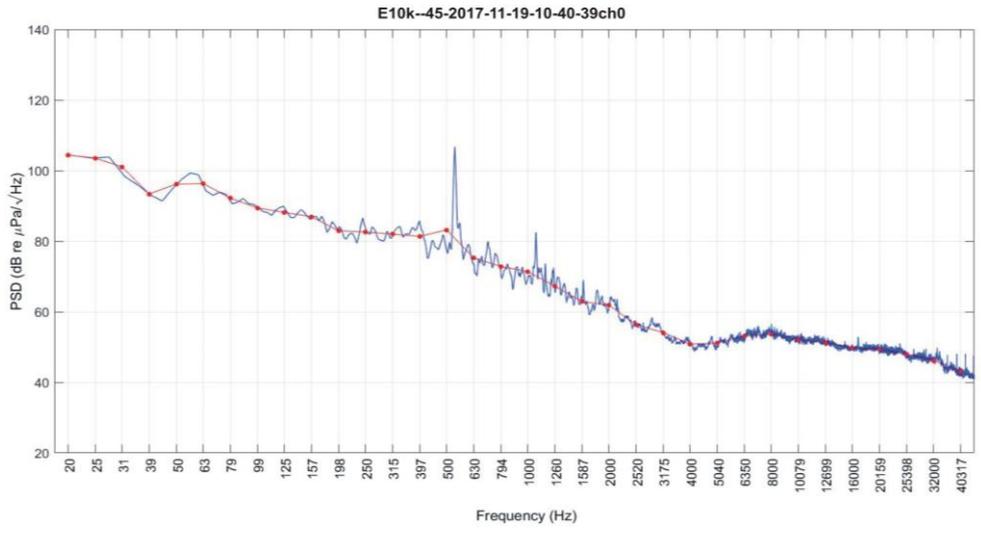


Figura 30- PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto E10k a 45m di profondità.

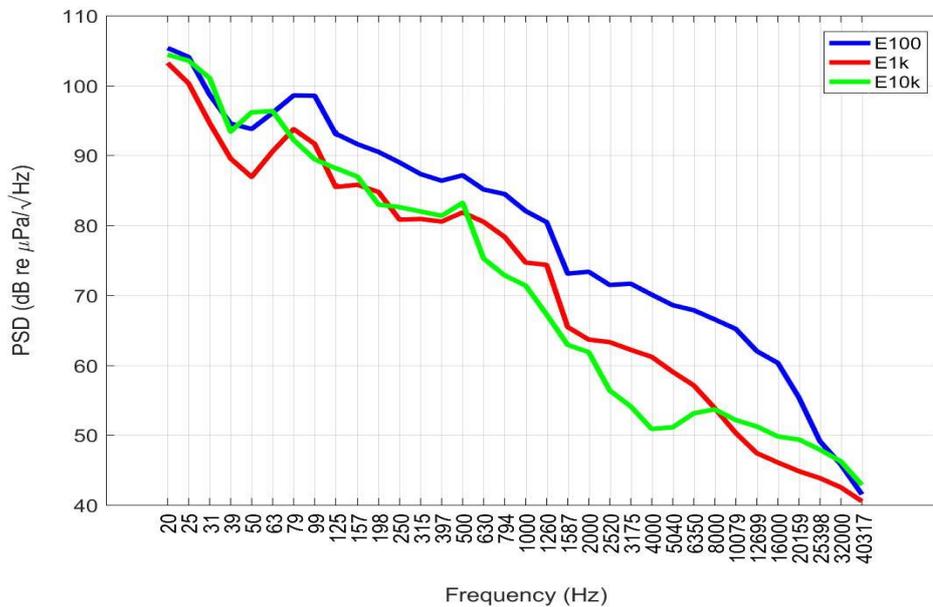


Figura 31 - Confronto dei livelli in terzi d'ottava misurati a 55m di profondità lungo la direzione Est a diverse distanze dal Terminale.

### La Verifica mediante simulazione

Tutte le ipotesi e assunzioni proposte nei lavori precedenti rimangono valide, perciò i parametri geometrici, geofisici e relativi alla sorgente rimangono inalterati. Poiché anche nelle attuali misure e dal confronto con le campagne precedenti risulta che la banda in cui si rileva una maggiore variabilità è centrata intorno a 10 - 12 kHz, prenderemo a riferimento la frequenza di 12 kHz per il modello della sorgente a cui vengono calcolati i risultati di Transmission Loss (TL). Tale frequenza viene utilizzata anche per uniformità con le precedenti relazioni, ed è comunque rappresentativa di tutto l'insieme di frequenze in correlazione con la distanza.

### Parametri oceanografici

I profili misurati durante questa campagna (Figura 32) sono tutti molto simili. In generale la velocità del suono diminuisce con la profondità per effetto della diminuzione della temperatura delle acque. Al di sopra dei 15-20 metri di profondità i profili sono abbastanza costanti. Ciò è dovuto alla presenza di uno strato superficiale di acque con temperature costanti. Fa eccezione il profilo della stazione W10k dove sembra non esserci un termocline.

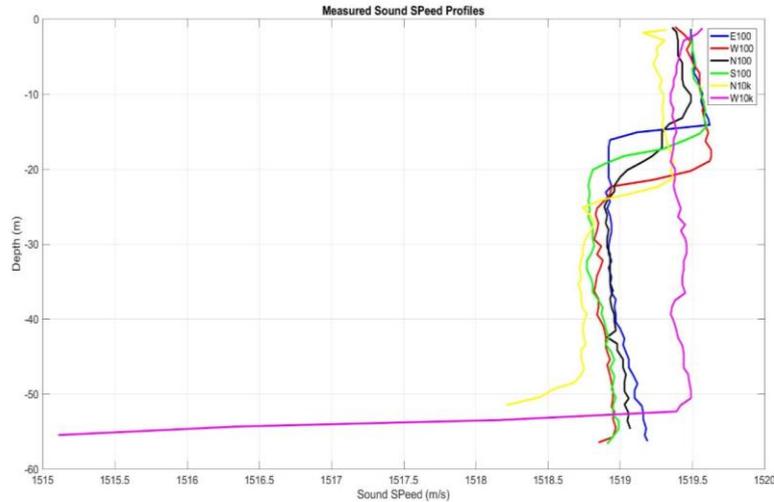


Figura 32 - Profili di velocità del suono misurati con CTD a differenti stazioni durante la campagna A17.

**Selezione di simulazioni significative e confronto con i dati reali**

Sulla base delle considerazioni sui dati reali e delle assunzioni formulate per i parametri di input al modello di propagazione acustica ed utilizzando le misure di profilo di velocità del suono ottenuta dalla sonda multi-parametrica CTD, applichiamo lo strumento di simulazione della propagazione del suono Bellhop a 12 kHz di frequenza emesso da una sorgente isotropica sul piano orizzontale e con irradiazione  $\pm 80^\circ$  su piano verticale posta a 15m di profondità (Figura 33). I risultati ottenuti a frequenza 12 kHz possono essere considerati validi per tutta la banda di interesse 7-20 kHz con piccole variazioni.

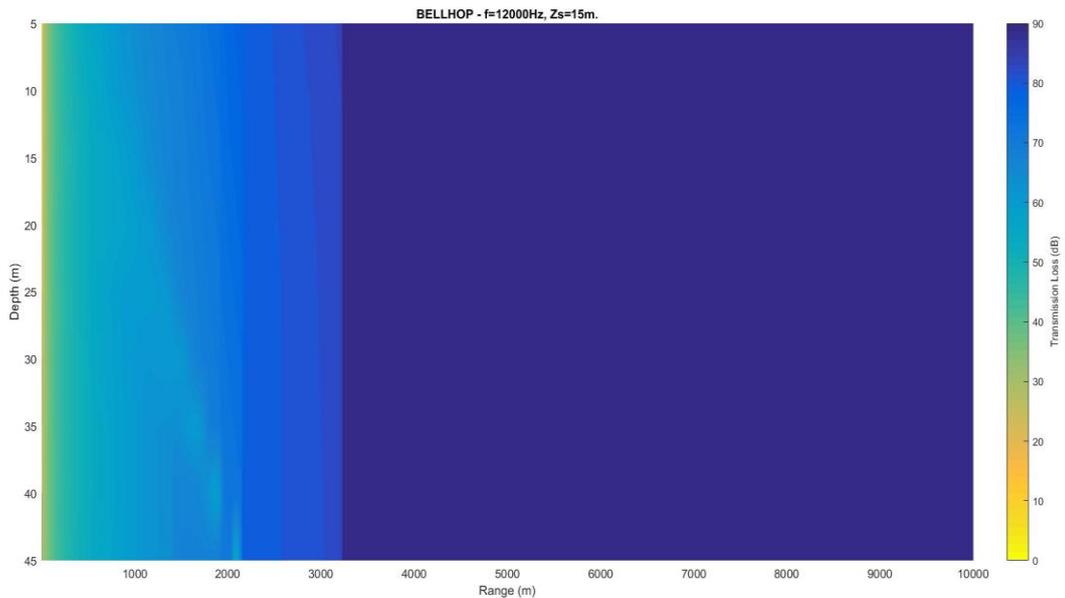
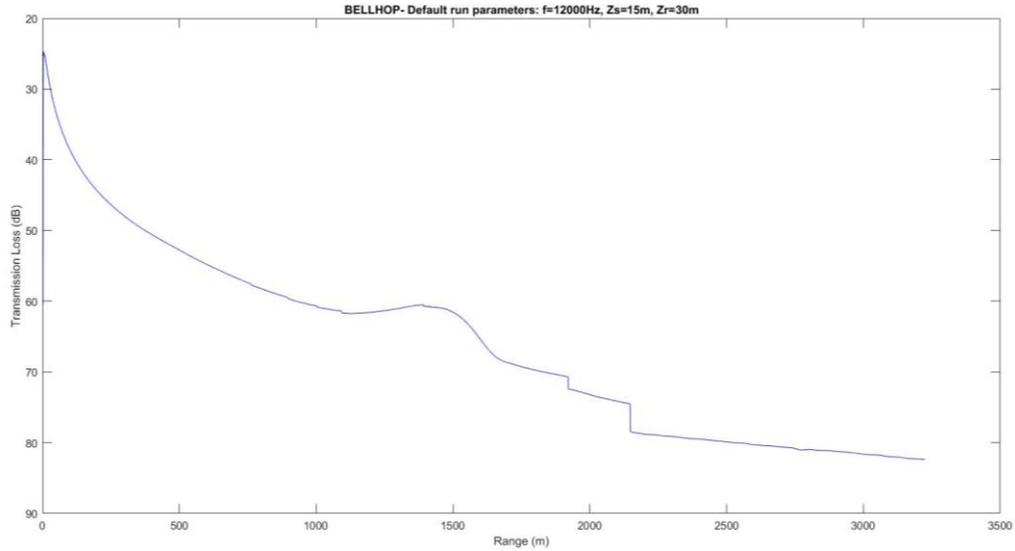


Figura 33 - Simulazione della Transmission Loss TL alla frequenza di 12 kHz in direzione Nord.

Il profilo di velocità del suono misurato sperimentalmente determina nel modello una maggiore propagazione del rumore alla profondità della sorgente (15m) con uno contributo della riflessione dal fondo praticamente nullo. Oltre i 3000m di distanza l'attenuazione del suono, secondo il modello, è di 90 dB.



**Figura 34** - Transmission Loss prevista dal modello in funzione della distanza alla profondità di 55 metri.

La caduta di livello del rumore predetta dal modello tra le stazioni N100 e N1K a 55 metri di profondità è di circa 15 dB. Nel confronto con i livelli misurati fra le stazioni N100 e N1K abbiamo una differenza di quasi 12 dB. C'è un'ottima rispondenza del modello ai dati sperimentali considerando che le misure nelle due stazioni non sono contemporanee. La caduta di livello predetta dal modello a 100 metri dalla sorgente, a 55 metri di profondità per una frequenza di 12kHz, è di circa 38 dB. Considerando quindi il valore misurato sperimentalmente in N100 di circa 58 dB è possibile stimare un Source Level della sorgente (Terminale) di circa 96 dB re uPa @ 1m. Tale valore rimane al di sotto delle soglie di sicurezza per i cetacei. Tali soglie indicano un valore di 110-120 dB per livelli di rumore che possano causare le prime risposte comportamentali.

### 3.3.2 Bioacustica

Durante questa campagna non sono stati rilevate emissioni acustiche.

#### 4 RISULTATI SURVEY INVERNO 2018

##### 4.1 COLONNA D'ACQUA

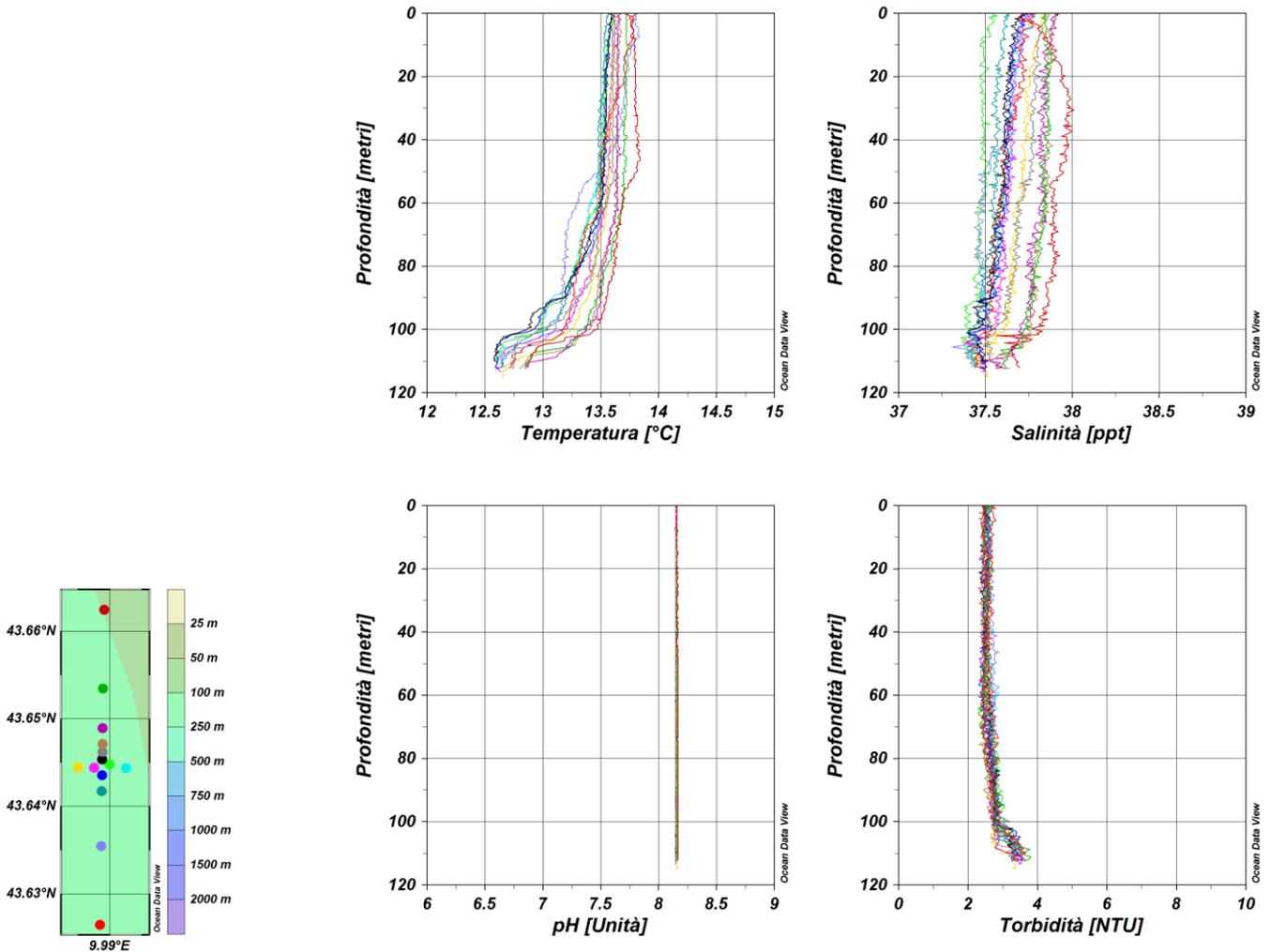
##### 4.1.1 Profili idrologici

Nel survey condotto in inverno 2018 (Figura 35) la colonna d'acqua appare quasi tutta rimescolata con un andamento della **temperatura** costante dalla superficie fino a 100m su tutte le stazioni con valori che oscillano di poco intorno a 13,6 °C per poi diminuire fino a 12,7 °C fino al fondo. Anche la **salinità** presenta valori omogenei su tutta la colonna d'acqua e compresi per lo più fra 37,5 ppt e 38 ppt, in accordo con il periodo esaminato.

I valori di **pH** sono omogenei su tutta la colonna d'acqua (8,1).

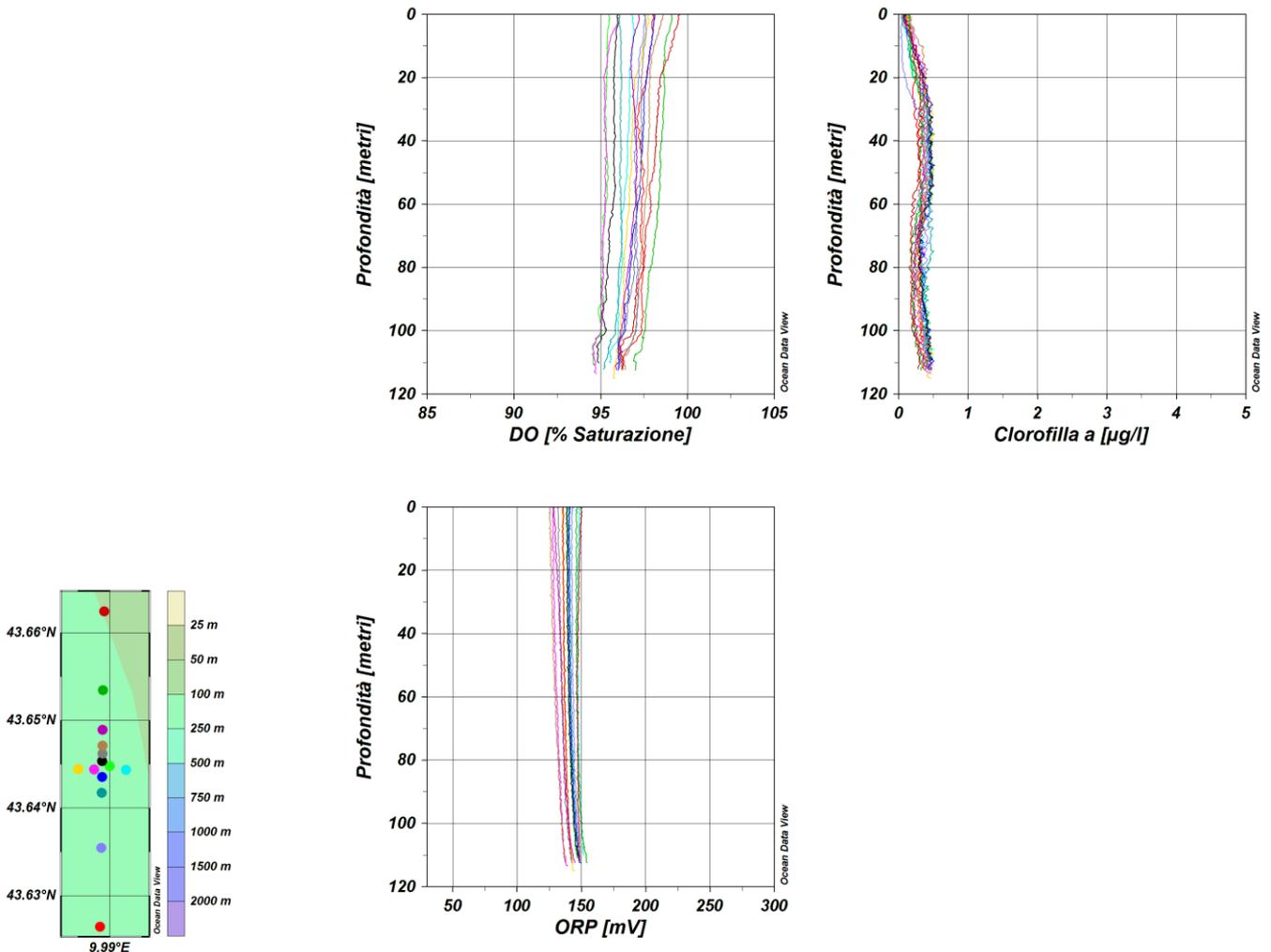
La **torbidità** presenta valori intorno a 2,5 NTU che aumentano leggermente negli ultimi 10 m fino a 3,5 NTU .

L'**ossigeno disciolto** presenta valori compresi fra 95% e 98% (Figura 36) di saturazione su tutta la colonna d'acqua. La **clorofilla**, mostra bassi valori intorno a 0,5 µg/l. I valori di **ORP** sono omogenei su tutta la colonna d'acqua con valori di 150 mV.



Nota: i grafici sono stati redatti secondo le prescrizioni 2 e 3 delle Determine 2990 DVA R.D.R 0000100.04-04-2017 e 3337 DVA R.D.R 0000277.28-09-2017.

Figura 35 – Profili di temperatura (°C), salinità (ppt), pH e torbidità (NTU); survey inverno 2018.

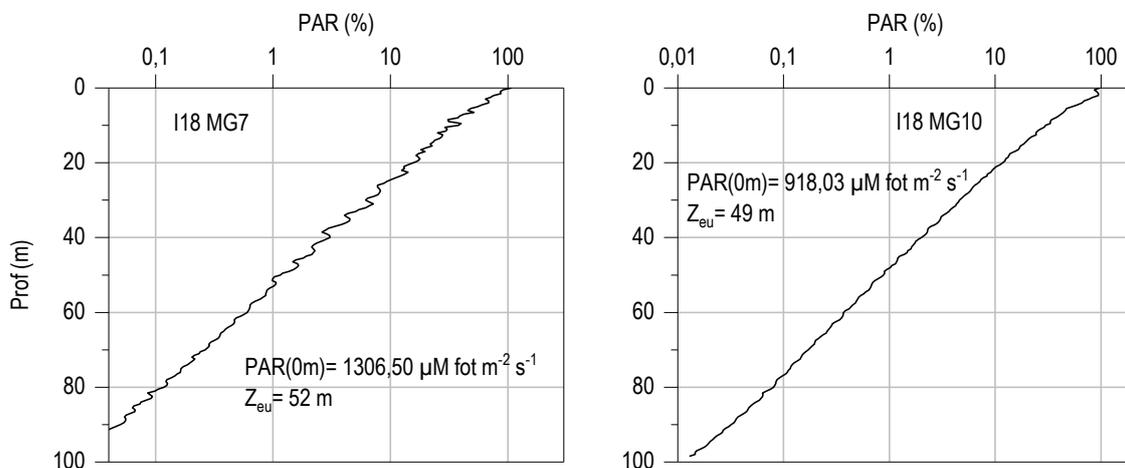


Nota: i grafici sono stati redatti secondo le prescrizioni 2 e 3 delle Determinine 2990 DVA R.D.R 0000100.04-04-2017 e 3337 DVA R.D.R 0000277.28-09-2017.

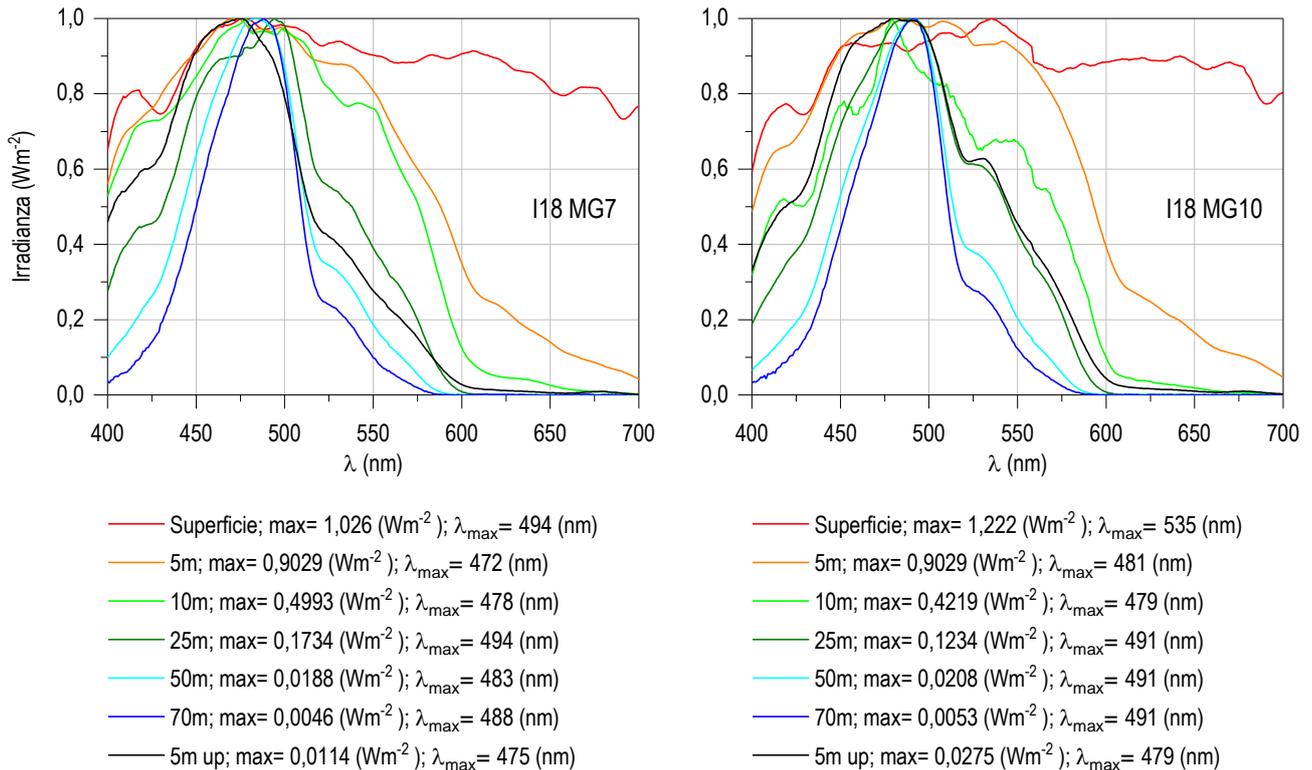
**Figura 36** – Profili di ossigeno disciolto (% saturazione), clorofilla (µg/l), e potenziale di ossidoriduzione (mV); survey inverno 2018.

### Misure di irradianza e irradianza spettrale

In **Figura 8** sono mostrati i profili di irradianza PAR (Photosynthetic Available Radiation) sottomarina normalizzati rispetto a quella contemporanea superficiale alle stazioni I18 MG7 e I18 MG10. La profondità della zona eufotica ( $Z_{eu}$ ) è 52 m in I18 MG7 e 49 m in I18 MG10. La  $Z_{eu}$  ha mostrato una variazione compresa tra un minimo di 46,5 m alla I18 MG5 ed un massimo di 52,5 m in I18 MG6, valori analoghi a quelli delle precedenti campagne invernali.



**Figura 37** - 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 I18 MG7 e I18 MG10.



**Figura 38** - 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 9** 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, alle stazioni I18 MG7 e I18 MG10. I massimi ( $\lambda_{max}$ ) degli spettri dell'irradianza discendente si collocano nel range di lunghezze d'onda comprese fra 472 e 494 nm. La radiazione che raggiunge la maggior profondità, ovvero quella più penetrante ( $\lambda_{max}$  a 70 m), si trova a 488 nm alla stazione I18 MG7 e a 491 nm alla I18 MG10. Nelle misure effettuate non si rilevano anomalie imputabili all'esercizio del Terminale.

#### 4.1.1 Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche

##### Nutrienti inorganici disciolti

In **Tabella 16** sono riportate le concentrazioni di nitriti ( $\text{NO}_2$ ), nitrati ( $\text{NO}_3$ ), ortofosfati ( $\text{PO}_4$ ), silicati ( $\text{SiO}_2$ ), rilevate nelle 8 stazioni campionate. Le medie generali per ogni nutriente sono:  $\text{PO}_4$  0,066  $\mu\text{M}$ ,  $\text{SiO}_2$  1,589  $\mu\text{M}$ ,  $\text{NO}_2$  0,263  $\mu\text{M}$  e  $\text{NO}_3$  0,826  $\mu\text{M}$ .

Le concentrazioni (**Tabella 16**) sono più alte rispetto alla precedente campagna A17 e confrontabili con le concentrazioni rilevate negli altri campionamenti effettuati in inverno. In generale la distribuzione lungo la colonna d'acqua è piuttosto omogenea e non presenta tendenze evidenti ad aumenti o diminuzioni, con i valori più alti presenti a diverse profondità, spesso a 70 m, in relazione anche alla sostanziale omogeneità termoalina della colonna d'acqua.

In particolare, esaminando i singoli nutrienti i nitriti presentano una variazione compresa tra un minimo di 0,168  $\mu\text{M}$  (I18 MG7 0,5 m), e un massimo di 0,379  $\mu\text{M}$  (I18 MG13 70 m), con i valori più alti sia a 70 m che ad altre profondità.

I nitrati seguono in generale lo stesso andamento uniforme con la profondità e con una certa tendenza a diminuire verso i 50 m e riaumentare verso 70 m. Le concentrazioni sono elevate e variano nel range 0,584 (I18 MG5 0,5m) e 1,190  $\mu\text{M}$  (I18 MG7 12,5 m).

I fosfati presentano concentrazioni comprese fra 0,03 e 0,12  $\mu\text{M}$ , con lo stesso tipo di distribuzione verticale degli altri nutrienti. Si discosta dalle altre la stazione I18 MG12, che presenta le concentrazioni più basse, mentre sono evidenti due massimi a 50 m in I18 MG3 e I18 MG9.

I silicati presentano la distribuzione verticale più uniforme e la minore differenza fra le stazioni, le concentrazioni sono infatti comprese tra 1,5  $\mu\text{M}$  e 1,74  $\mu\text{M}$ . Concentrazioni lievemente più alte alle stazioni I18 MG7 e I18 MG13 a 12,5 m e alla stazione I18 MG6 a 50 m.

Non si sono evidenziate particolari anomalie nelle concentrazioni dei nutrienti.

Tabella 42 - Concentrazioni dei nutrienti inorganici disciolti ( $\mu\text{M}$ ).											
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>
I18 MG3	0,5	1,690	0,050	0,208	0,895	I18 MG9	0,5	1,600	0,053	0,366	0,786
	12,5	1,521	0,059	0,242	0,832		12,5	1,568	0,079	0,235	0,861
	50	1,646	0,118	0,214	1,158		50	1,556	0,099	0,341	0,707
	70	1,732	0,090	0,228	0,944		70	1,557	0,046	0,220	0,683
I18 MG5	0,5	1,501	0,034	0,257	0,584	I18 MG10	0,5	1,544	0,101	0,271	0,660
	12,5	1,540	0,081	0,348	0,729		12,5	1,563	0,069	0,219	0,727
	50	1,520	0,049	0,260	0,636		50	1,620	0,048	0,238	0,619
	70	1,610	0,082	0,299	0,823		70	1,515	0,106	0,323	0,939
I18 MG6	0,5	1,515	0,033	0,256	0,640	I18 MG12	0,5	1,567	0,058	0,224	0,739
	12,5	1,503	0,061	0,229	0,756		12,5	1,546	0,029	0,254	0,716
	50	1,735	0,051	0,269	0,838		50	1,558	0,037	0,248	0,674
	70	1,626	0,048	0,323	0,896		70	1,532	0,075	0,299	0,760
I18 MG7	0,5	1,565	0,031	0,168	0,816	I18 MG13	0,5	1,574	0,106	0,249	0,799
	12,5	1,655	0,094	0,240	1,190		12,5	1,664	0,099	0,254	0,930
	50	1,536	0,074	0,196	1,122		50	1,622	0,049	0,282	0,830
	70	1,741	0,056	0,291	1,030		70	1,642	0,057	0,379	1,103

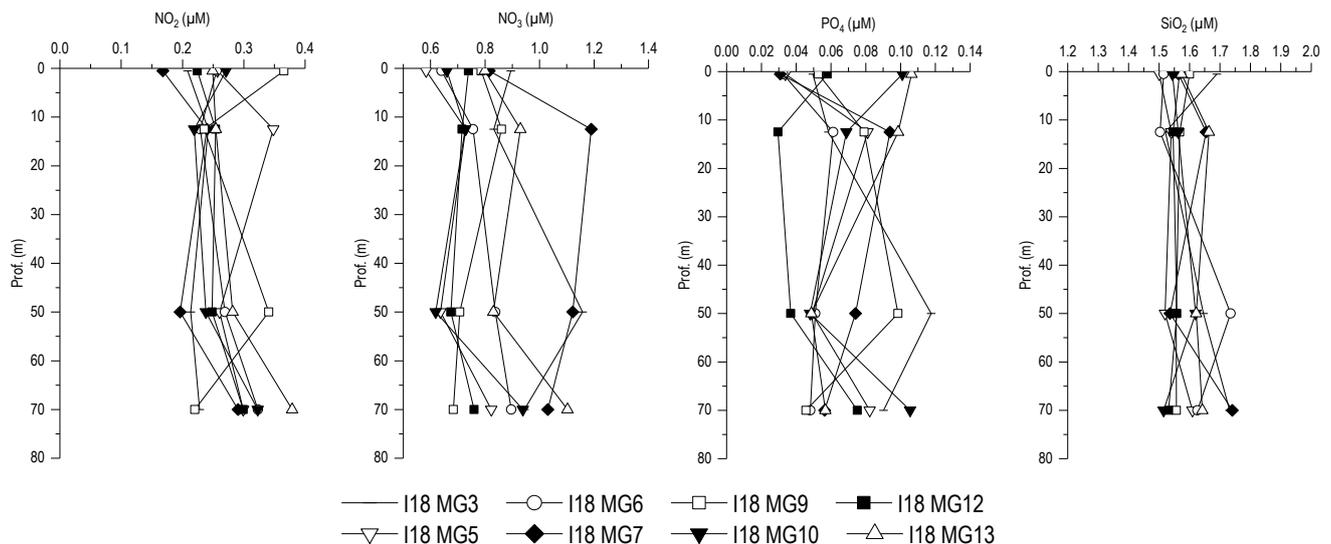


Figura 39 - Profili delle concentrazioni ( $\mu\text{M}$ ) dei nutrienti inorganici disciolti: NO<sub>2</sub> (nitriti), NO<sub>3</sub> (nitrati), PO<sub>4</sub> (fosfati), SiO<sub>2</sub> (silicati).

### Solidi sospesi (Total Suspended Matter)

Le concentrazioni di TSM in tutte le stazioni sono riportate in Tabella 43. La media generale è 1,037 mg/l, con minimo di 0,724 mg/l (I18 MG9 50 m) e massimo di 1,333 mg/l (I18 MG5 0,5 m), valori nell'ambito di quelli misurati nelle precedenti campagne invernali.

I profili verticali di TSM (Figura 40) mostrano gli andamenti di tutte le stazioni piuttosto raggruppati, con i valori minimi a 50 m e massimi nello strato superficiale. Le stazioni I18 MG3, I18 MG6 e I18 MG7 presentano lievi aumenti a 70 m dove, invece, la stazione I18 MG10 presenta concentrazioni minime. Le variazioni comunque risultano di lieve entità (dev.st.  $\pm$  0,163).

La concentrazione della frazione organica del TSM (POM) è in media 0,97 mg/l con minimo di 0,14 mg/l (I18 MG7 70 m) e massimo di 0,40 mg/l (I18 MG6 12,5 m). I profili batimetrici del POM (Figura 40) presentano, per la maggior parte delle stazioni, concentrazioni minime tra 50 e 70 m e massime a 12,5 m. Alle stazioni I18 MG3, I18 MG7, I18 MG12 i massimi si collocano tra 50 e 70 m mentre in I18 MG10 il massimo si verifica in superficie. Il POM rappresenta in media il 29,5% del TSM con minimo del 12,23 % alla stazione I18 MG7 a 70 m e massimo del 49,25 % in I18 MG6 a 12,5 m. Anche in questo caso non si riscontrano anomalie.

Tabella 43 - Concentrazioni (mg/l) dei solidi sospesi (TSM).				
Prof. m	Stazione	TSM (mg/l)	Stazione	TSM (mg/l)
0,5	I18 MG3	1,0200	I18 MG9	0,9708
12,5		0,9451		1,0640
50		0,9648		0,7243
70		1,0910		0,9235
0,5	I18 MG5	1,3334	I18 MG10	1,1154
12,5		1,3291		1,2354
50		1,1121		1,2111
70		1,2961		0,9377
0,5	I18 MG6	0,9562	I18 MG12	1,2668
12,5		0,8135		1,0618
50		0,8095		0,9447
70		1,1278		1,2421
0,5	I18 MG7	1,0031	I18 MG13	0,9443
12,5		1,0694		0,8572
50		0,9491		0,8352
70		1,1697		0,8558

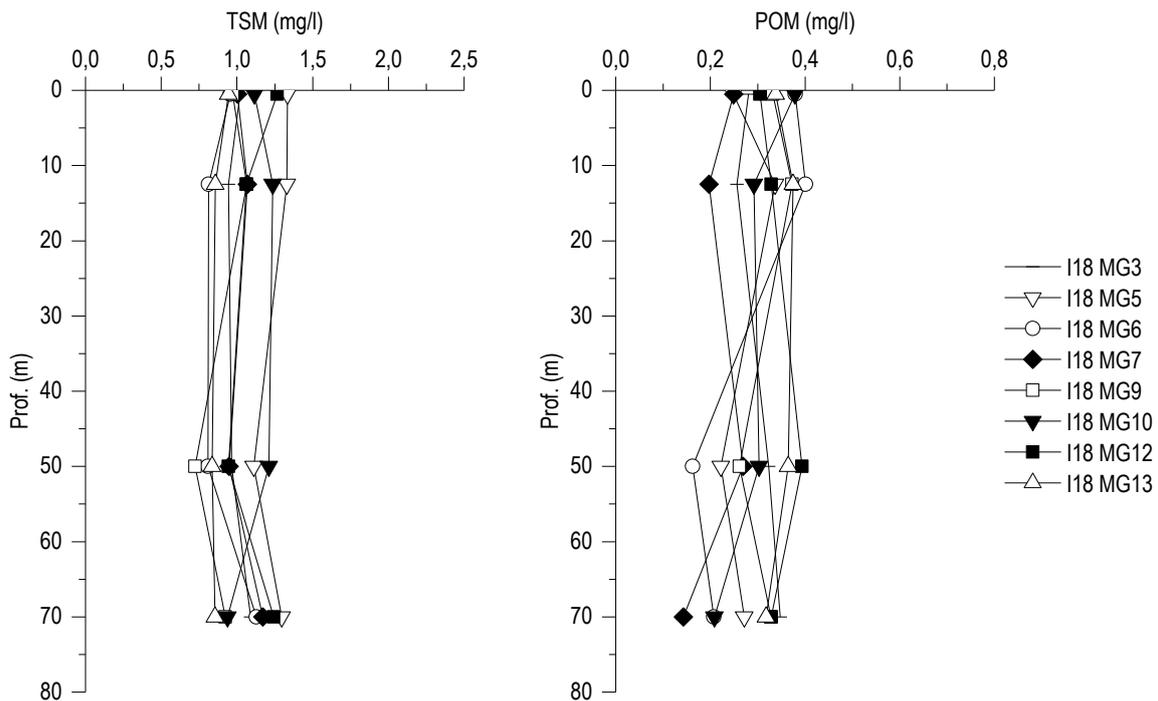
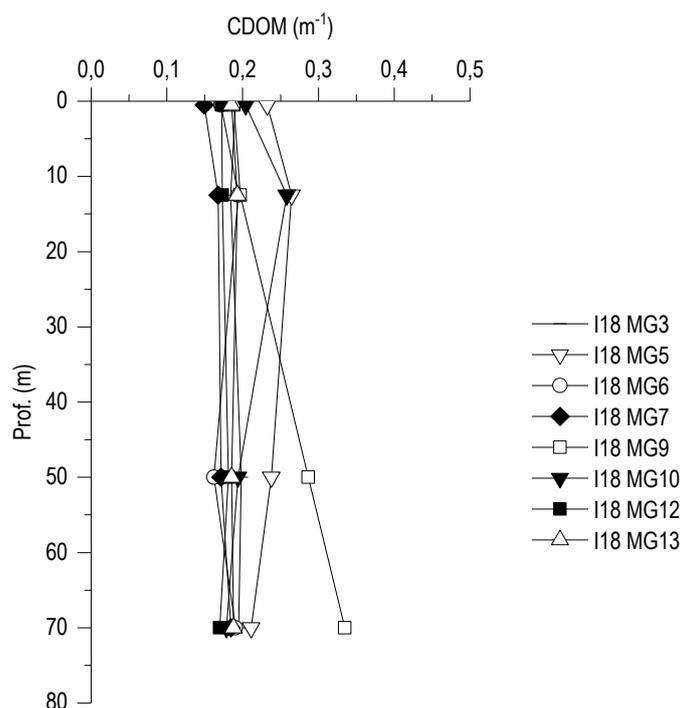


Figura 40 - Profili delle concentrazioni (mg/l) dei solidi sospesi (TSM) e delle concentrazioni di particolato organico (POM).

#### Sostanza Organica Disciolta Cromoforica (CDOM)

La media generale degli assorbimenti della CDOM a 325 nm  $a_{CDOM}(325)$  è  $0,1998 \text{ m}^{-1}$ , valore minimo tra quelli invernali, da un minimo di  $0,149 \text{ m}^{-1}$  (I18 MG7 0,5 m) ad un massimo di  $0,335 \text{ m}^{-1}$  (I18 MG9 70 m) (Tabella 44). I profili batimetrici di  $a_{CDOM}(325)$  (Figura 41) presentano in quasi tutte le stazioni andamento e valori simili ad eccezione delle stazioni I18 MG5 e I18 MG10 che presentano il massimo a 12,5 m e minimo a 70 m e, infine, della stazione I18 MG9 che presenta il massimo a 70 m e minimo superficiale.

Tabella 44 - Assorbimento ( $m^{-1}$ ) della CDOM alla lunghezza d'onda di 325 nm				
Prof. m	Stazione	$a_{CDOM}(325) m^{-1}$	Stazione	$a_{CDOM}(325) m^{-1}$
0,5	I18 MG3	0,1906	I18 MG9	0,1883
12,5		0,1841		0,1967
50		0,1981		0,2865
70		0,1949		0,3349
0,5	I18 MG5	0,2324	I18 MG10	0,2041
12,5		0,2644		0,2581
50		0,2378		0,1940
70		0,2115		0,1786
0,5	I18 MG6	0,1716	I18 MG12	0,1722
12,5		0,1943		0,1730
50		0,1623		0,1813
70		0,1905		0,1698
0,5	I18 MG7	0,1493	I18 MG13	0,1855
12,5		0,1677		0,1930
50		0,1715		0,1853
70		0,1845		0,1880

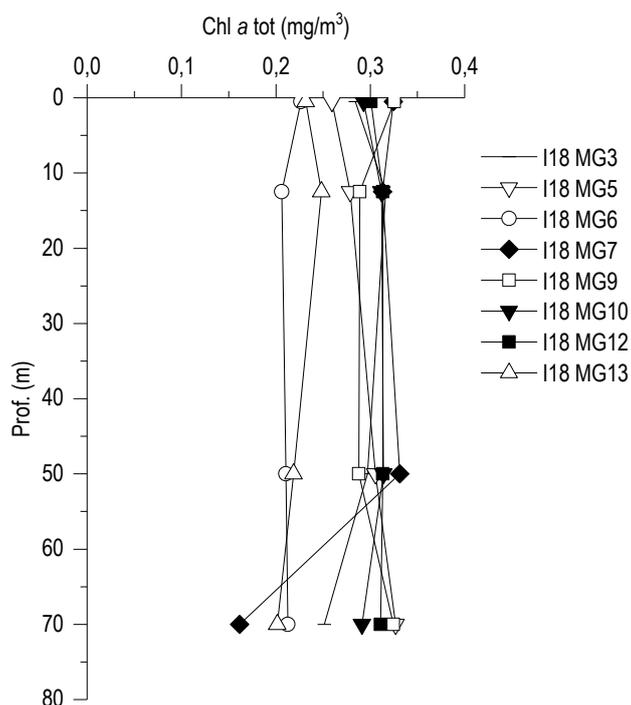

 Figura 41 - Profili degli assorbimenti ( $m^{-1}$ ) della CDOM a 325 nm ( $a_{CDOM}(325)$ ).

### Clorofilla a e diversità pigmentaria

La concentrazione media di clorofilla *a* è  $0,278 \text{ mg/m}^3$ , valore maggiore rispetto ad A17 ma minimo rispetto alle altre campagne invernali, con una variazione da un minimo di  $0,161 \text{ mg/m}^3$  (I18 MG7 70 m) ad un massimo di  $0,331 \text{ mg/m}^3$  (I18 MG7 50 m) (Tabella 45). I profili batimetrici (Figura 42) mostrano una distribuzione piuttosto simile lungo la colonna d'acqua per tutte le stazioni, con minimi a 70 m e massimi a 12,5 e 50 m. Le stazioni I18 MG6 e I18 MG13, pur presentando andamento simile alle altre, hanno le concentrazioni più basse lungo tutta la colonna rispetto agli altri punti di campionamento.

**Tabella 45** - 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>I18 MG3</b>	0,2841	<b>I18 MG9</b>	0,3254
12,5		0,3162		0,2890
50		0,2970		0,2879
70		0,2512		0,3245
0,5	<b>I18 MG5</b>	0,2596	<b>I18 MG10</b>	0,2929
12,5		0,2787		0,3121
50		0,3055		0,3141
70		0,3269		0,2912
0,5	<b>I18 MG6</b>	0,2266	<b>I18 MG12</b>	0,3008
12,5		0,2063		0,3132
50		0,2106		0,3133
70		0,2125		0,3108
0,5	<b>I18 MG7</b>	0,3246	<b>I18 MG13</b>	0,2316
12,5		0,3130		0,2483
50		0,3312		0,2187
70		0,1615		0,2015



**Figura 42** - Profili delle concentrazioni (mg/m<sup>3</sup>) di clorofilla a tot.

Le concentrazioni dei nove pigmenti diagnostici principali sono riportate in **Tabella 46**. Il pigmento a maggiore concentrazione media è Chl *b* (media 0,062, min 0,038, max 0,084 mg/m<sup>3</sup>), seguono Hex-Fuco (media 0,039, min 0,018, max 0,051 mg/m<sup>3</sup>), Fuco (media 0,033, min 0,026, max 0,045 mg/m<sup>3</sup>), But-Fuco (media 0,025, min 0,011, max 0,034 mg/m<sup>3</sup>), Prasino (media 0,011, min 0,005, max 0,017 mg/m<sup>3</sup>), Zea (media 0,011, min 0,005, max 0,018 mg/m<sup>3</sup>), Perid (media 0,009, min 0,006, max 0,012 mg/m<sup>3</sup>), Allo (media 0,008, min 0,003, max 0,011 mg/m<sup>3</sup>) e DVA (media 0,001, max 0,007 mg/m<sup>3</sup>).

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 43**). La Chl *b* (Chlorophyta) presenta un contributo medio più alto rispetto agli altri pigmenti con circa il 31% (minimo 26,23% in I18 MG6 70 m, massimo 35,26% in I18 MG7 0,5 m), senza differenziazioni evidenti nella distribuzione verticale. Hex-Fuco (Prymnesiophyceae coccolitofori)

contribuisce in media con circa il 20% (minimo 12,90% in I18 MG13 70 m e massimo 22,56% in I18 MG3 50 m), anche in questo caso senza particolari differenze tra le varie profondità. Fuco (diatomee), con in media un contributo del 17,18%, raggiunge al massimo il 28,65% in I18 MG6 70 m e tende infatti a rappresentare una parte più cospicua dei pigmenti diagnostici soprattutto nei campioni a 50 e 70 m. But-Fuco (Dictyochophyceae, Chrysophyceae, Prymnesiophyceae non coccolitofori), Prasino (Prasinophyceae), Perid (dinoflagellati) e Allo (Cryptophyceae) sono presenti con i contributi minori, particolarmente Prasino, Perid e Allo che non raggiungono mai il 10% del totale dei pigmenti diagnostici.

Anche la frazione picoplanctonica totale relativa ai Cyanobatteri, costituita dalla somma di Zea (*Synechococcus*-like) e DVA (genere *Prochlorococcus*), non raggiunge il 10% e rappresenta in media il 6,05% del popolamento arrivando al massimo a 8,53% in I18 MG12 70 m. In particolare DVA non è stata rilevata in molte stazioni (**Tabella 46**).

Dall'analisi delle variazioni dei rapporti tra le diverse stazioni (**Figura 43**) non emergono differenze e anche l'andamento lungo il profilo verticale denota una situazione di mescolamento dei corpi d'acqua.

Tabella 46 - Concentrazioni (mg/m <sup>3</sup> ) dei principali pigmenti diagnostici fitoplanctonici.										
Stazione	Prof.m	Fuco	Perid	Hex-Fuco	But-Fuco	Prasino	Allo	Zea	DVA	Chl b
I18 MG3	0,5	0,0317	0,0085	0,0442	0,0301	0,0121	0,0095	0,0115	0,0000	0,0649
	12,5	0,0359	0,0091	0,0495	0,0349	0,0135	0,0110	0,0122	0,0000	0,0646
	50	0,0316	0,0085	0,0465	0,0287	0,0116	0,0097	0,0106	0,0000	0,0588
	70	0,0320	0,0085	0,0466	0,0277	0,0095	0,0094	0,0117	0,0000	0,0620
I18 MG5	0,5	0,0264	0,0082	0,0435	0,0290	0,0145	0,0094	0,0112	0,0000	0,0721
	12,5	0,0281	0,0089	0,0440	0,0296	0,0123	0,0102	0,0128	0,0000	0,0728
	50	0,0322	0,0082	0,0509	0,0331	0,0160	0,0102	0,0133	0,0000	0,0731
	70	0,0316	0,0079	0,0486	0,0346	0,0169	0,0103	0,0168	0,0029	0,0776
I18 MG6	0,5	0,0325	0,0084	0,0318	0,0147	0,0071	0,0050	0,0103	0,0000	0,0486
	12,5	0,0302	0,0086	0,0300	0,0149	0,0064	0,0047	0,0072	0,0000	0,0382
	50	0,0386	0,0086	0,0277	0,0168	0,0084	0,0051	0,0061	0,0000	0,0526
	70	0,0429	0,0074	0,0233	0,0155	0,0071	0,0052	0,0090	0,0000	0,0392
I18 MG7	0,5	0,0423	0,0104	0,0428	0,0214	0,0138	0,0085	0,0155	0,0000	0,0844
	12,5	0,0376	0,0109	0,0391	0,0227	0,0146	0,0067	0,0148	0,0000	0,0675
	50	0,0448	0,0106	0,0498	0,0264	0,0176	0,0069	0,0122	0,0000	0,0758
	70	0,0352	0,0119	0,0186	0,0123	0,0063	0,0036	0,0053	0,0062	0,0424
I18 MG9	0,5	0,0331	0,0072	0,0440	0,0299	0,0134	0,0100	0,0123	0,0000	0,0654
	12,5	0,0309	0,0068	0,0450	0,0287	0,0128	0,0082	0,0110	0,0000	0,0693
	50	0,0301	0,0078	0,0410	0,0278	0,0120	0,0077	0,0115	0,0000	0,0640
	70	0,0340	0,0086	0,0440	0,0336	0,0139	0,0109	0,0127	0,0000	0,0592
I18 MG10	0,5	0,0291	0,0102	0,0438	0,0300	0,0113	0,0106	0,0137	0,0000	0,0719
	12,5	0,0298	0,0116	0,0450	0,0317	0,0129	0,0083	0,0126	0,0000	0,0664
	50	0,0318	0,0115	0,0457	0,0318	0,0125	0,0101	0,0122	0,0000	0,0736
	70	0,0327	0,0108	0,0418	0,0303	0,0113	0,0106	0,0111	0,0072	0,0737
I18 MG12	0,5	0,0314	0,0064	0,0423	0,0305	0,0131	0,0097	0,0178	0,0000	0,0725
	12,5	0,0310	0,0086	0,0464	0,0315	0,0152	0,0100	0,0135	0,0000	0,0696
	50	0,0335	0,0093	0,0449	0,0338	0,0141	0,0100	0,0136	0,0000	0,0664
	70	0,0308	0,0088	0,0440	0,0313	0,0128	0,0100	0,0121	0,0074	0,0714
I18 MG13	0,5	0,0301	0,0072	0,0311	0,0137	0,0060	0,0051	0,0077	0,0000	0,0412
	12,5	0,0308	0,0076	0,0316	0,0145	0,0061	0,0048	0,0073	0,0000	0,0442
	50	0,0328	0,0075	0,0221	0,0115	0,0050	0,0047	0,0072	0,0000	0,0401
	70	0,0384	0,0081	0,0193	0,0131	0,0065	0,0048	0,0052	0,0061	0,0485

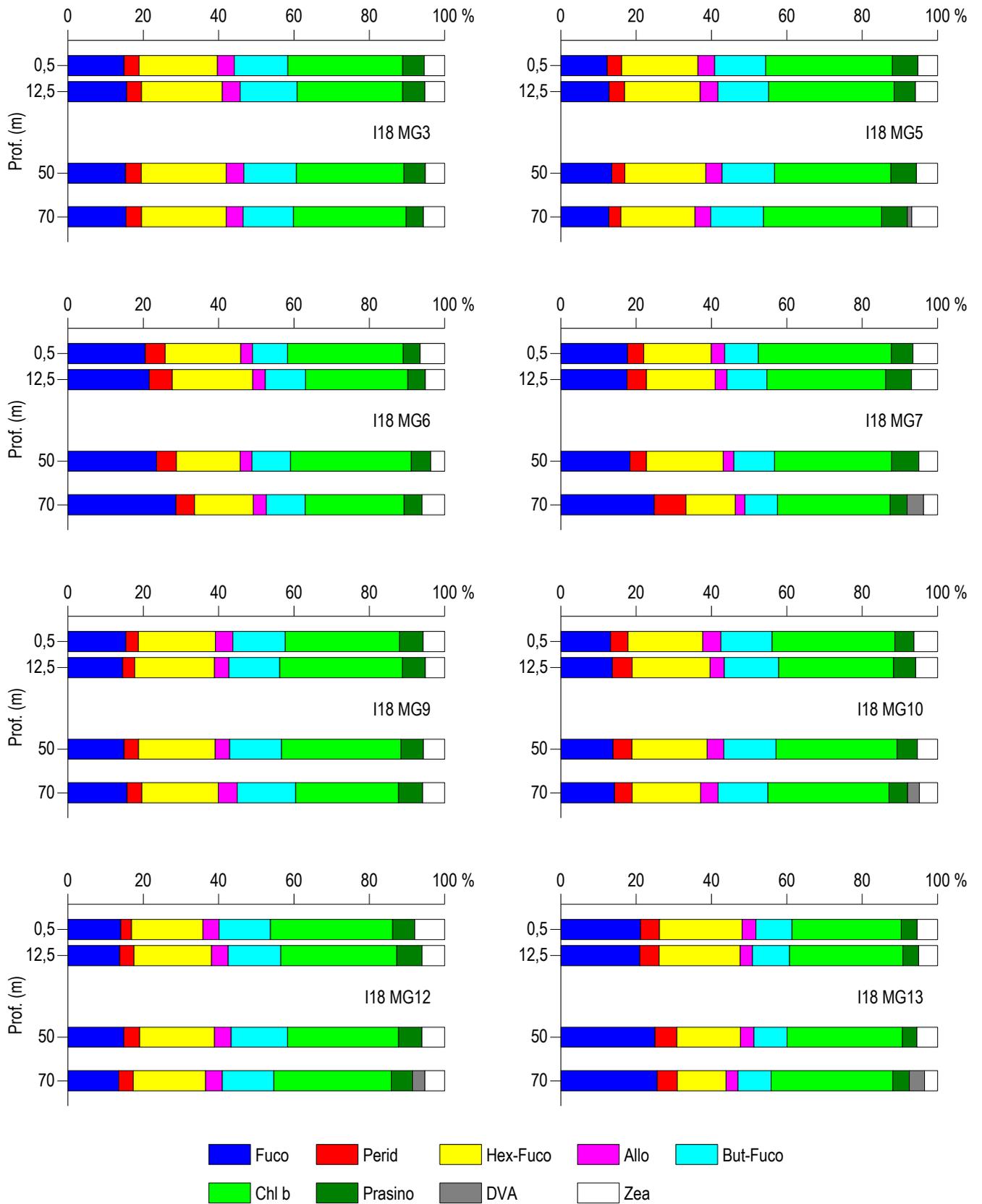


Figura 43 – Concentrazione relativa dei singoli pigmenti diagnostici in rapporto al totale delle concentrazioni dei nove Pigmenti Diagnostici (PD= Fuco+Perid).

**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	I18 MG3				I18 MG5				I18 MG6				I18 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	I18 MG9				I18 MG10				I18 MG12				I18 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**. Risultano sempre al di sotto del limite di quantificazione della metodica.

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

Profondità (m)	I18 MG3				I18 MG5				I18 MG6				I18 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>Aloacetoni nitrili (µg/l)</b>																
Dibromoacetoni nitrile	< 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
Dicloroacetoni nitrile	< 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 nitrile	< 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
1,1,1-Tricloro-2-Propanone	< 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-Dicloro-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
Cloropicrina	< 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
<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)	I18 MG9				I18 MG10				I18 MG12				I18 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

<b>Tabella 48</b> - 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 (µg/l)</b>																
Dibromoacetone	<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
Dicloroacetone	<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
Tricloroacetone	<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
1,1,1-Tricloro-2-Propanone	<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-Dicloro-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
Cloropirina	<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
<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

### Idrocarburi totali

Nella **Tabella 49** sono riportati i risultati ottenuti dalla ricerca degli **idrocarburi totali**. Questi contaminanti sono diffusamente presenti sebbene in basse concentrazioni. Tranne il livello superficiale, la stazione più contaminata risulta essere la I18 MG6.

<b>Tabella 49</b> - 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.																
<b>I18 MG3</b>				<b>I18 MG5</b>				<b>I18 MG6</b>				<b>I18 MG7</b>				
<b>0,5</b>	<b>12,5</b>	<b>50,0</b>	<b>70,0</b>	<b>0,5</b>	<b>12,5</b>	<b>50,0</b>	<b>70,0</b>	<b>0,5</b>	<b>12,5</b>	<b>50,0</b>	<b>70,0</b>	<b>0,5</b>	<b>12,5</b>	<b>50,0</b>	<b>70,0</b>	
61,2	32,3	43,3	35,3	71,1	69,2	61,4	62,8	62,8	495,6	522,0	484,1	79,2	74,6	72,9	168,4	
<b>I18 MG9</b>				<b>I18 MG10</b>				<b>I18 MG12</b>				<b>I18 MG13</b>				
<b>0,5</b>	<b>12,5</b>	<b>50,0</b>	<b>70,0</b>	<b>0,5</b>	<b>12,5</b>	<b>50,0</b>	<b>70,0</b>	<b>0,5</b>	<b>12,5</b>	<b>50,0</b>	<b>70,0</b>	<b>0,5</b>	<b>12,5</b>	<b>50,0</b>	<b>70,0</b>	
170,9	219,1	110,2	117,8	129,5	83,4	75,6	64,8	16,0	5,0	37,1	43,7	47,5	33,7	26,4	46,6	

### Analisi microbiologiche

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

<b>Tabella 50</b> Risultati delle analisi microbiologiche effettuate sui campioni di acqua superficiale. I dati sono espressi in ufc/100 ml.								
	<b>I18 MG3</b>	<b>I18 MG5</b>	<b>I18 MG6</b>	<b>I18 MG7</b>	<b>I18 MG9</b>	<b>I18 MG10</b>	<b>I18 MG13</b>	<b>I18 MG12</b>
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

## 4.1.2 Plancton

### 4.1.2.1 Fitoplancton

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

La media delle densità fitoplanctoniche totali è di circa 76,69 cell/ml, con variazione da un minimo di 47,19 cell/ml (I18 MG7 70 m) ad un massimo di 116,75 cell/ml (I18 MG7 50 m) (**Tabella 51**). Le abbondanze risultano quindi quasi raddoppiate rispetto ad A17 ma non raggiungono valori da attribuire a fioriture in atto.

L'andamento delle densità cellulari lungo la colonna d'acqua risulta più simile tra I18 MG6, I18 MG10 e I18 MG13, con massimi tra 0,5 e 12,5 m e minimi a 70 m. I18 MG7 differisce presentando un andamento più variabile con massimo a 50 m e minimo a 70 (**Figura 44**).

A parte i dinoflagellati, che non superano al massimo circa 9 cell/ml (**Tabella 51**), diatomee e coccolitofori contribuiscono con le maggiori abbondanze arrivando, le prime, a circa 27 cell/ml, le seconde a circa 31 cell/ml. Il contributo dei coccolitofori varia tra il 20 ed il 39%, le diatomee rappresentano sempre una frazione superiore al 20%. Il raggruppamento di nanoflagellati "Altro plancton" (Cryptophyceae, Chrysophyceae, Dictyochophyceae, Prasinophyceae, Prymnesiophyceae non Coccolitofori più i flagellati non identificati) varia da un minimo di 7,10 cell/ml in I18 MG7 70 m ad un massimo di 64,65 cell/ml (I18 MG7 a 50 m), contribuisce quindi in maniera più variabile alla densità totale (dal 15 a oltre il 50%), con i valori più bassi a 70 m. I dinoflagellati risultano la classe meno rappresentata con abbondanze comprese tra 3,96 cell/ml alla I18 MG6 0,5 m e 9,21 cell/ml in I18 MG12 70 m (**Tabella 51**), superando un contributo del 10% solo a 70 m (**Figura 45**).

Tabella 51 - Densità fitoplanctonica totale (cell/ml) e delle classi o gruppi identificati.						
Stazione	prof. (m)	Diatomee	Dinoflagellati	Coccolitofori	Altro	Totale
I18 MG6	0,5	24,95	3,96	25,33	15,34	69,58
	12,5	24,50	5,65	24,17	24,11	78,43
	50	17,38	5,82	21,43	15,87	60,50
	70	23,61	7,11	19,58	9,39	59,69
I18 MG7	0,5	27,42	6,43	31,13	34,18	99,17
	12,5	24,49	6,57	27,21	22,70	80,98
	50	23,43	5,91	22,77	64,65	116,76
	70	17,59	4,18	18,32	7,10	47,19
I18 MG10	0,5	18,03	4,31	18,23	25,68	66,25
	12,5	18,22	4,61	20,15	31,70	74,67
	50	15,55	5,36	22,74	24,04	67,69
	70	15,13	5,02	17,95	21,31	59,41
I18 MG12	0,5	23,32	6,47	17,44	39,07	86,31
	12,5	17,44	7,32	25,02	40,31	90,10
	50	18,56	7,32	26,92	36,85	89,64
	70	18,16	9,21	27,90	41,29	96,57
I18 MG13	0,5	19,26	6,55	23,52	36,74	86,07
	12,5	18,16	5,75	22,49	25,53	71,94
	50	18,49	6,44	26,62	21,61	73,16
	70	17,16	7,44	22,57	12,52	59,69

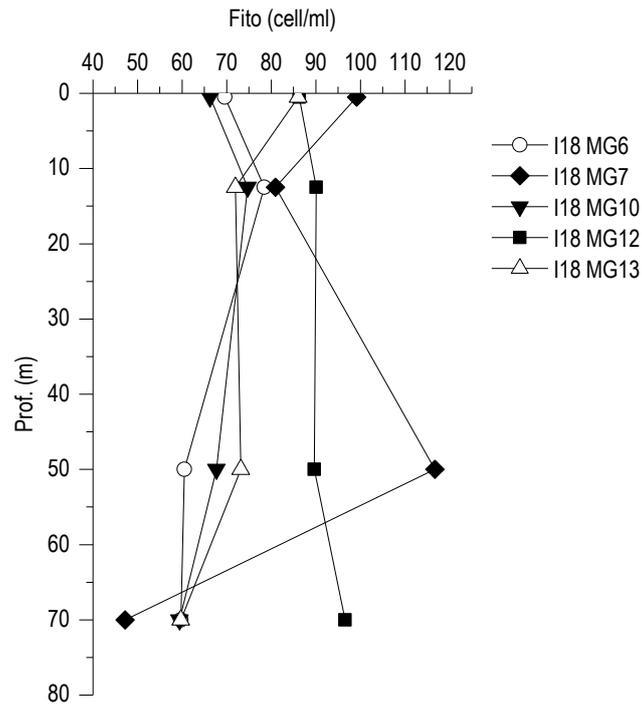


Figura 44 - Profili delle densità fitoplanctoniche totali (cell/ml).

Il gruppo “Altro plancton” è soprattutto costituito da Cryptophyceae (*Plagioselmis prolunga*, Cryptophyceae n.i.). Sono poi presenti in particolare *Phaeocystis* sp. (Prymnesiophyceae non cocciflori), *Dictyocha fibula*, *Paulinella ovalis* (Dictyochophyceae, Chrysophyceae), *Telonema* sp., *Leucocryptos marina*, ed altre piccole forme flagellate di difficile collocazione tassonomica (Tabella 52).

Tra i cocciflori domina soprattutto *Emiliania huxleyi*, e sono poi presenti *Algirosphaera robusta*, *Calcidiscus leptoporus*, *Syracosphaera molischii*, *Helicosphaera carterii* e *Syracosphaera pulchra*. Le diatomee sono rappresentate principalmente da *Cylindroteca closterium*, *Pseudo-nitzschia galaxiae*, *Asterionellopsis glacialis*, *Chaetoceros curvisetus*, *Hemiaulus sinensis*, *Dactyliosolen phuketensis*, *Hantzschia amphioxys*, *Cerataulina pelagica* e *Skeletonema menzeli*.

I dinoflagellati, infine, sono prevalentemente costituiti da forme atecate, come *Gymnodiniaceae* e da forme nanoplanctoniche tecate come *Heterocapsa minima*, *Heterocapsa rotundata*, *Oxytoxum variabile*.

Sono stati identificati in totale, a diverso livello tassonomico, 187 taxa (oltre alla categoria dei flagellati indeterminati) suddivisi tra le principali classi o raggruppamenti fitoplanctonici (Tabella 52) di cui si fornisce l'elenco completo in Tabella 53. La maggior parte dei taxa appartiene alla classe delle diatomee con 82 specie e 13 forme identificate a livello di genere, dinoflagellati e cocciflori risultano meno diversificati con, rispettivamente, 36 e 24 specie insieme a 4 e 1 forme individuate solo a livello di genere. Il popolamento fitoplanctonico invernale risulta altamente diversificato con valori di diversità specifica (Shannon) e valori di equitabilità (Pielou) che variano, rispettivamente tra 4,20 e 5,42 bit/cell e tra 0,76 e 0,98.

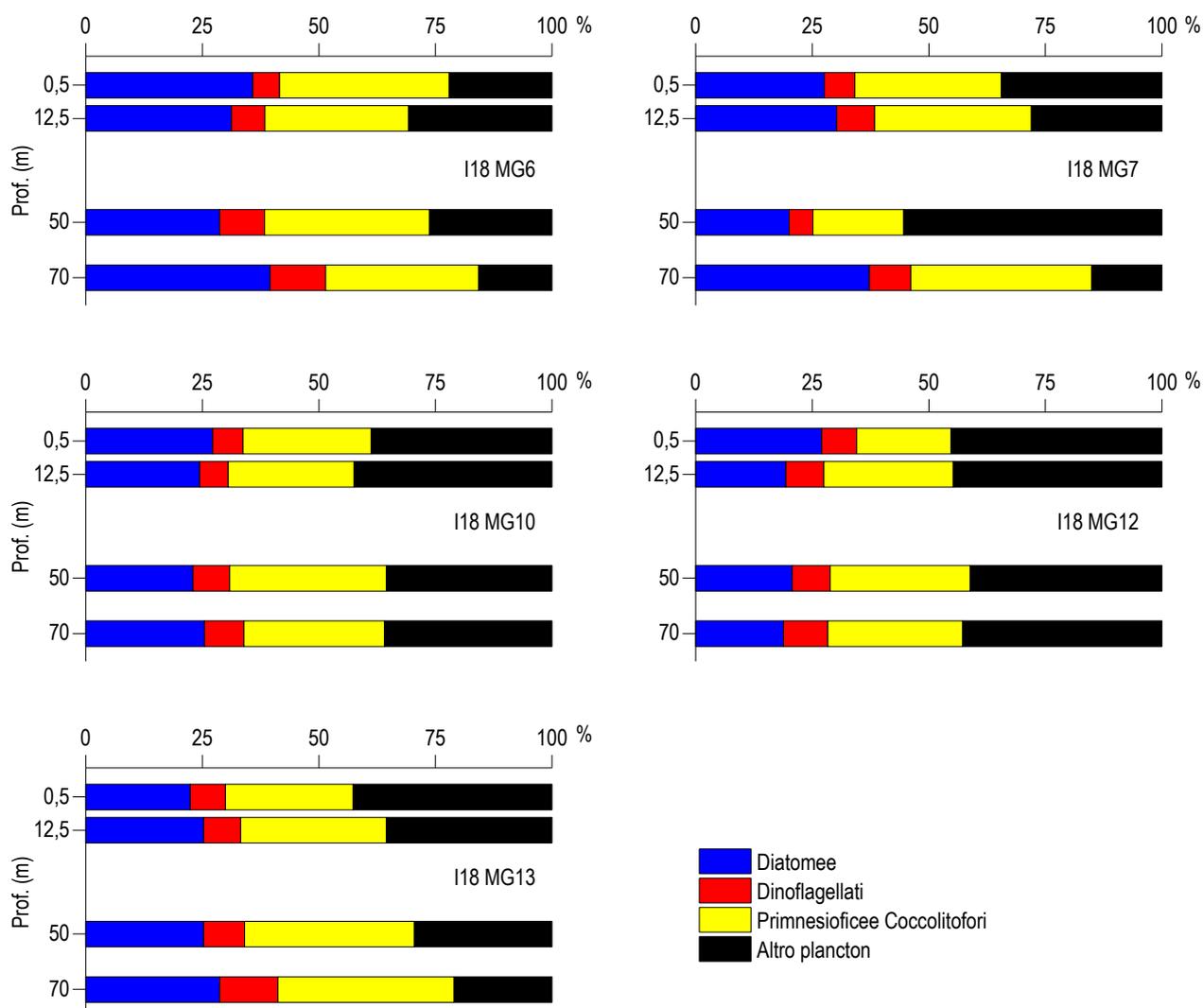


Figura 45 – Abbondanza relativa delle classi fitoplanctoniche indicate in legenda in rapporto all'abbondanza totale.

**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	82	13	5
Dinoflagellati	36	4	4
Prymnesiophyceae coccolitofori	24	1	1
Cryptophyceae	1		1
Chrysophyceae/Dictyochophyceae	5		
Chlorophyta/Euglenoidea			1
Prasinophyceae	2	2	
Prymnesiophyceae non coccolitofori		1	
Altro	3	1	
Totale	153	22	12

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

**Tabella 53 - Lista dei taxa individuati dalle analisi quantitative microscopiche (prelievo da bottiglia).**

<b>DIATOMEE</b>		
<i>Amphiprora gigantea</i> var. <i>sulcata</i> (O'Meara) Cleve 1894	Diatomee centriche $\leq 20 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Plagiotropis</i> sp.
<i>Asterionellopsis glacialis</i> (Castracane) Round 1990	Diatomee centriche $> 20 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Pleurosigma longum</i> Cleve 1873
<i>Bacteriastrum delicatulum</i> Cleve 1897	Diatomee pennate $\leq 20 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Pleurosigma majus</i> (Grunow) Cleve 1894
<i>Bacteriastrum hyalinum</i> Lauder 1864	Diatomee pennate $> 20 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Pleurosigma normanii</i> Ralfs 1861
<i>Bacteriastrum mediterraneum</i> Pavillard 1916	Dimeregramma nanum (Gregory) Ralfs 1861	<i>Pleurosigma obscurum</i> Smith 1852
<i>Bacteriastrum parallelum</i> Sarno, Zingone & Marino 1997	<i>Diploneis crabro</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1854	<i>Pleurosigma</i> spp.
<i>Cerataulina pelagica</i> (Cleve) Hendey 1937	<i>Diploneis didyma</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1845	<i>Proboscia alata</i> (Brightwell) Sundström 1986
<i>Chaetoceros affinis</i> Lauder 1864	<i>Diploneis</i> spp.	<i>Psammodictyon panduriforme</i> (Gregory) Mann 1990
<i>Chaetoceros anastomosans</i> Grunow 1882	<i>Entomoneis</i> cf. <i>paludosa</i> (Smith) Reimer 1975	<i>Pseudo-nitzschia americana</i> (Hasle) Fryxell 1993
<i>Chaetoceros compressus</i> Lauder 1864	<i>Entomoneis</i> spp.	<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i> (Cleve) Heiden 1928
<i>Chaetoceros constrictus</i> Gran 1897	<i>Eucampia cornuta</i> (Cleve) Grunow 1883	<i>Pseudo-nitzschia galaxiae</i> Lundholm & Moestrup 2002
<i>Chaetoceros curvisetus</i> Cleve 1889	<i>Fragilaria hyalina</i> (Kützing) Grunow ex Van Heurck 1880	<i>Pseudo-nitzschia multistriata</i> (Takano) Takano 1995
<i>Chaetoceros decipiens</i> Cleve 1873	<i>Fragilariopsis doliolus</i> (Wallich) Medin & Sims 1993	<i>Pseudo-nitzschia pseudodelicatissima</i> (Hasle) Hasle 1993
<i>Chaetoceros didymus</i> Ehrenberg 1845	<i>Fragilariopsis</i> spp.	<i>Pseudo-nitzschia subfraudulenta</i> (Hasle) Hasle 1993
<i>Chaetoceros lacinosus</i> Schütt 1895	<i>Guinardia flaccida</i> (Castracane) Peragallo 1892	<i>Pseudosolenia calcar-avis</i> (Schultze) Sundström 1986
<i>Chaetoceros lauderi</i> Ralfs 1864	<i>Guinardia striata</i> (Stolterfoth) Hasle 1996	<i>Rhizosolenia bergonii</i> Peragallo 1892
<i>Chaetoceros lorenzianus</i> Grunow 1863	<i>Hantzschia amphioxys</i> (Ehrenberg) Grunow 1880	<i>Rhizosolenia decipiens</i> Sundström 1986
<i>Chaetoceros messanensis</i> Castracane 1875	<i>Haslea</i> sp.	<i>Rhizosolenia hebetata</i> f. <i>semispina</i> (Hensen) Gran 1905
<i>Chaetoceros peruvianus</i> Brightwell 1856	<i>Hemiaulus sinensis</i> Greville	<i>Rhizosolenia imbricata</i> Brightwell 1858
<i>Chaetoceros pseudocurvisetus</i> Mangin 1910	<i>Leptocylindrus danicus</i> Cleve 1889	<i>Rhizosolenia striata</i> Greville 1864
<i>Chaetoceros rostratus</i> Lauder 1864	<i>Leptocylindrus mediterraneus</i> (Peragallo) Hasle 1975	<i>Skeletonema menziesii</i> Guillard Carpenter & Reimann 1974
<i>Chaetoceros simplex</i> Ostenfeld 1901	<i>Licmophora flabellata</i> (Grev.) Agardh 1831	<i>Stauroneis</i> sp.
<i>Chaetoceros socialis</i> Lauder 1864	<i>Lioloma pacificum</i> (Cupp) Hasle 1996	<i>Suriella</i> sp.
<i>Chaetoceros</i> spp.	<i>Navicula</i> cf. <i>transitans</i> Heimdal 1970	<i>Synedra</i> cf. <i>pulchella</i> Kützing 1844
<i>Chaetoceros tenuissimus</i> Meunier 1913	<i>Navicula distans</i> (Smith) Ralfs 1861	<i>Synedra</i> spp.
<i>Chaetoceros teres</i> Cleve 1896	<i>Navicula</i> spp.	<i>Tabularia gallionii</i> (Bory de Saint-Vincent) Bukhtiyarova 1995
<i>Chaetoceros wighamii</i> Brightwell 1856	<i>Neocalyptrella robusta</i> (Norman ex Ralfs) Hernández-Becerril & Meave del Castillo 1997	<i>Thalassionema</i> cf. <i>bacillare</i> (Heiden) Kolbe 1955
<i>Corethron hystrix</i> Hensen 1887	<i>Nitzschia</i> (sez. <i>sigmatae</i> ) sp.	<i>Thalassionema frauenfeldii</i> (Grunow) Hallegraeff 1986
<i>Coscinodiscus granii</i> Gough 1905	<i>Nitzschia bicapitata</i> Cleve 1901	<i>Thalassionema nitzschioides</i> (Grunow) Mereschkowsky 1902
<i>Coscinodiscus lineatus</i> Ehrenberg 1841	<i>Nitzschia bilobata</i> Smith 1853	<i>Thalassiosira angulata</i> (Gregory) Hasle 1978
<i>Cylindrotheca closterium</i> (Ehrenberg) Reimann & Lewin 1964	<i>Nitzschia</i> spp.	<i>Thalassiosira gravida</i> Cleve 1896
<i>Dactyliosolen fragilissimus</i> (Bergon) Hasle 1996	<i>Nitzschia tryblionella</i> Hantzsch 1860	<i>Thalassiosira pseudonana</i> Hasle & Heimdal 1970
<i>Dactyliosolen phuketensis</i> (Sundstrom) Hasle 1996	<i>Nitzschia vitrea</i> Norman 1861	<i>Thalassiosira</i> spp.
Diatomea pennata n.i. (forma p)		
<b>DINOFLAGELLATI</b>		
<i>Azadinium caudatum</i> var. <i>margalefi</i> Nézan & Chomérat 2012	Gymnodiniaceae $\leq 20 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Oxytoxum variabile</i> Schiller 1937
<i>Actiniscus pentasterias</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1844	Gymnodiniaceae $> 20 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Podolampas palmipes</i> Stein 1883
<i>Akashiwo sanguinea</i> (Hirasaka) Hansen & Moestrup 2000	<i>Gyrodinium aciculatum</i> Hansen & Larsen 1992	<i>Pronoctiluca acuta</i> (Lohmann) Schiller 1933
<i>Alexandrium</i> cf. <i>minutum</i> Halim 1960	<i>Gyrodinium fusiforme</i> Kofoid & Swezy 1921	<i>Prorocentrum balticum</i> (Lohmann) Loeblich 1970
<i>Alexandrium</i> spp.	<i>Heterocapsa minima</i> Pomroy 1989	<i>Prorocentrum micans</i> Ehrenberg 1833
<i>Amphidinium</i> cf. <i>globosum</i> Schröder 1911	<i>Heterocapsa niei</i> (Loeblich III) Morrill & Loeblich III 1981	<i>Prorocentrum triestinum</i> Schiller 1918
<i>Amphidinium</i> cf. <i>sphenoides</i> Wulff 1916	<i>Heterocapsa rotundata</i> (Lohmann) Hansen 1995	<i>Protoperidinium breve</i> Paulsen 1907
<i>Amphidinium</i> spp.	<i>Karenia</i> spp.	<i>Protoperidinium</i> cf. <i>globulus</i> (Stein) Balech 1974
<i>Cochlodinium pulchellum</i> Lebour 1917	<i>Lessardia elongata</i> Saldarriaga & Taylor 2003	<i>Protoperidinium pellucidum</i> Bergh 1881
<i>Dicroerisma pylonereia</i> Taylor & Cattell 1969	<i>Mesoporos perforatus</i> (Gran) Lillick 1937	<i>Protoperidinium tuba</i> (Schiller) Balech 1974
Dinoflagellati tecati $\leq 20 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Minuscula bipes</i> (Paulsen) Lebour 1925	<i>Pyrocystis lunula</i> (Schütt) Schütt 1896
Dinoflagellati tecati $> 20 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Neoceratium declinatum</i> (Karsten) Gómez, Moreira & López-García 2010	<i>Pyrophacus horologicum</i> Stein 1883
<i>Dinophysis parva</i> Schiller 1928	<i>Neoceratium fusus</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010	<i>Torodinium robustum</i> Kofoid & Swezy 1921
<i>Gonyaulax digitale</i> (Pouchet) Kofoid 1911	<i>Oxytoxum coronatum</i> Schiller 1937	<i>Warnowia</i> sp.
<i>Gonyaulax sphaeroidea</i> Kofoid 1911	<i>Oxytoxum scolopax</i> Stein 1883	
<b>PRYMNESIOPHYCEAE COCCOLITOFORI</b>		
<i>Acanthoica quattrosolina</i> Lohmann 1903	<i>Coronosphaera mediterranea</i> (Lohmann) Gaarder 1977	<i>Pontosphaera syracusana</i> Lohmann 1902
<i>Algirosphaera robusta</i> (Lohmann) Norris 1984	<i>Discosphaera tubifer</i> (Murray & Blackman) Ostenfeld 1900	<i>Rhabdosphaera clavigera</i> Murray & Blackman 1898
<i>Calcidiscus leptoporus</i> (Murray & Blackman) Loeblich & Tappan 1978	<i>Emiliania huxleyi</i> (Lohmann) Hay & Mohler 1967	<i>Scyphosphaera apsteinii</i> Lohmann 1902
<i>Calciosolenia brasiliensis</i> (Lohmann) Young 2003	<i>Florisphaera profunda</i> Okada & Honjo 1973	<i>Syracosphaera</i> cf. <i>molischii</i> Schiller 1925
<i>Calciosolenia murrayi</i> Gran 1912	<i>Helicosphaera carterii</i> (Wallich) Kamptner 1954	<i>Syracosphaera histrica</i> Kamptner 1941
<i>Calyptrosphaera sphaeroidea</i> Schiller 1913	<i>Helladosphaera cornifera</i> (Schiller) Kamptner 1937	<i>Syracosphaera pulchra</i> Lohmann 1902
<i>Coccolithus pelagicus</i> (Wallich) Schiller 1930	<i>Ophiaster hydroideus</i> (Lohmann) Lohmann 1913	<i>Umbilicosphaera sibogae</i> (Weber-van Bosse) Gaarder 1970
Coccolitofori $\leq 10 \mu\text{m}$ n.i.	<i>Pontosphaera discopora</i> Schiller 1930	<i>Zigosphaera hellenica</i> Kamptner 1937
<i>Coronosphaera binodata</i> (Kamptner) Gaarder 1977	<i>Pontosphaera</i> sp.	
<b>CRYPTOPHYCEAE</b>		
Cryptophyceae n.i.	<i>Plagioselmis prolunga</i> Butcher ex Novarino, Lucas & Morrall 1994	
<b>CHRYSTOPHYCEAE/DICTYOCOPHYCEAE</b>		
<i>Dictyocha aculeata</i>	<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>CHLOROPHYCEAE/EUGLENOPHYCEAE</b>		
<i>Euglenoidea</i> n.i.		
<b>PRASINOPHYCEAE</b>		
<i>Halosphaera viridis</i> Schmitz 1878	<i>Pyramimonas</i> spp.	<i>Tetraselmis</i> sp.
<i>Pseudoscourfieldia marina</i> (Thronsen) Manton 1975		
<b>PRYMNESIOPHYCEAE NON COCCOLITOFORI</b>		
<i>Chrysochromulina</i> spp.	<i>Phaeocystis</i> sp.	<i>Phaeocystis</i> forma coloniale

**Tabella 53** - Lista dei taxa individuati dalle analisi quantitative microscopiche (prelievo da bottiglia).

ALTRO		
Flagellati indeterminati < 10 µm	<i>Leucocryptos marina</i> (Braarud) Butcher 1967	<i>Telonema</i> sp.
<i>Commation cryoporinum</i> Thomsen & Larsen 1993	<i>Paulinella ovalis</i> (Wulff) Johnson, Hargraves & Sieburth 1988	

**Analisi qualitativa del fitoplancton da retino**

Dall'analisi qualitativa dei campioni raccolti con retino nelle stazioni I18 MG6, I18 MG7, I18 MG10, I18 MG12 e I18 MG13 sono stati individuati 247 taxa, di cui 228 identificati a livello di specie, 14 come genere e 5 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	105	10	3
Dinoflagellati	107	3	2
Prymnesiophyceae coccolitofori	13		
Dictyochophyceae	3		
Prymnesiophyceae non Coccolitofori		1	
Totale	228	14	5

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

In si fornisce l'elenco completo dei taxa presenti nelle diverse stazioni di campionamento. Nell'insieme di tutte le stazioni, 118 taxa appartengono alle diatomee, 112 ai dinoflagellati e 13 ai coccolitofori; sono stati, inoltre, identificati 3 taxa appartenenti alle Dictyochophyceae ed 1 taxon alle Prymnesiophyceae non coccolitofori.

La numerosità dei taxa individuati in ogni stazione va da un minimo di 140 in I18 MG6 ad un massimo di 155 in I18 MG12.

Dall'osservazione non è emersa una netta differenza nella quantità di taxa presenti che, in tutte le stazioni, sono principalmente appartenenti alla classe delle diatomee (con rispettivamente 75, 71, 81, 76 e 82 taxa) ed in secondo luogo alla classe dei dinoflagellati (con 50 taxa in I18 MG6, 60 in I18 MG7, 56 in I18 MG10, 64 in I18 MG12 e 51 in I18 MG13). La classe dei coccolitofori risulta differenziata con 13 taxa individuati tutti a livello di specie. Sono stati inoltre identificati ed aggiunti nuovi taxa appartenenti alla classe delle diatomee (*Bacteriastrium mediterraneum*, *Chaetoceros atlanticus*, *Chaetoceros messanense*, *Corethron hystrix*, *Guinardia cylindrus*, *Pseudonitzschia americana*, *Rhizosolenia cf. bergonii*, *Rhizosolenia decipiens*, *Rhizosolenia temperei*, *Synedra doliolus* e *Thalassiosira gravida*) ed alla classe dei dinoflagellati (*Neoceratium pavillardii*, *Protoperidinium brochii*, *Protoperidinium conicum*, *Protoperidinium heteracanthum* e *Protoperidinium variegatum*), che non erano stati ancora rilevati nei retini dei precedenti campionamenti.

Ad un confronto della lista dei taxa individuati dalle analisi quantitative (**Tabella 53**) con l'elenco dei taxa ottenuti dalle analisi qualitative (**Tabella 55**), nelle analisi da retino è stata evidenziata la presenza di un gran numero di specie rare, particolarmente nella classe dei dinoflagellati appartenenti ai generi *Neoceratium* (= *Ceratium*) e *Protoperidinium*.

**Tabella 55** - Lista dei taxa dalle analisi qualitative dei campioni raccolti con retino nelle stazioni I18 MG6, I18 MG7, I18 MG10, I18 MG12 e I18 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	x	x	x	<i>Guinardia striata</i> (Stolterfoth) Hasle 1996	x	x	x	x	x
<i>Asterionellopsis glacialis</i> (Castracane) Round 1990	x	x	x	x	x	<i>Hantzschia amphioxys</i> (Ehrenberg) Grunow 1880		x	x	x	x
<i>Asterolampra marylandica</i> Ehrenberg 1844					x	<i>Haslea wawriakae</i> (Hustedt) Simonsen 1974			x	x	x
<i>Asteromphalus flabellatus</i> Ehrenberg 1844			x	x	x	<i>Hemiaulus hauckii</i> Grunow ex Van Heurck 1882		x			
<i>Bacillaria paxillifera</i> (Müller) Marsson 1901			x	x	x	<i>Hemiaulus sinensis</i> Greville 1865		x	x	x	x
<i>Bacteriastrium delicatulum</i> Cleve 1897	x	x	x	x	x	<i>Hemidiscus cuneiformis</i> Wallich 1860		x	x	x	x
<i>Bacteriastrium elongatum</i> Cleve 1897	x	x	x			<i>Lauderia annulata</i> Cleve 1873		x	x	x	
<i>Bacteriastrium furcatum</i> Shadbolt 1854		x			x	<i>Leptocylindrus danicus</i> Cleve 1889		x	x	x	x
<i>Bacteriastrium hyalinum</i> Lauder 1864			x			<i>Leptocylindrus mediterraneus</i> (Peragallo) Hasle 1975		x	x	x	x
<i>Bacteriastrium mediterraneum</i> Pavillard 1916	x	x	x	x	x	<i>Leptocylindrus minimus</i> Gran 1915					x
<i>Bacteriastrium</i> spp.	x					<i>Licmophora gracilis</i> (Ehrenberg) Grunow 1867				x	x
<i>Cerataulina pelagica</i> (Cleve) Hendey 1937	x	x	x	x	x	<i>Lioloma pacificum</i> (Cupp) Hasle 1996		x	x	x	x
<i>Chaetoceros affinis</i> Lauder 1864	x	x	x	x	x	<i>Lithodesmium undulatum</i> Ehrenberg 1839		x	x	x	x
<i>Chaetoceros anastomosans</i> Grunow 1882	x	x	x	x	x	<i>Navicula distans</i> (Smith) Ralfs 1861		x	x	x	x
<i>Chaetoceros atlanticus</i> Cleve 1873			x	x		<i>Navicula</i> spp.		x			
<i>Chaetoceros brevis</i> Schütt 1895			x	x	x	<i>Navicula transitans</i> var. <i>delicatula</i> Heimdal 1970		x	x	x	x
<i>Chaetoceros compressus</i> Lauder 1864	x	x	x	x	x	<i>Naviculaceae</i> spp.		x	x	x	x
<i>Chaetoceros constrictus</i> Gran 1897	x					<i>Neocalyptrella robusta</i> (Norman ex Ralfs) Hernández-Becerril & Meave del Castillo 1997		x	x	x	x
<i>Chaetoceros costatus</i> Pavillard 1911	x			x	x	<i>Nitzschia</i> (sez. <i>sigmatae</i> ) sp.		x	x	x	
<i>Chaetoceros curvisetus</i> Cleve 1889	x	x	x	x	x	<i>Nitzschia bicapitata</i> Cleve 1901					x
<i>Chaetoceros dadayi</i> Pavillard 1913	x		x			<i>Nitzschia</i> cf. <i>bilobata</i> Smith 1853		x			
<i>Chaetoceros danicus</i> Cleve 1889			x	x		<i>Nitzschia longissima</i> (Brébisson) Ralfs 1861					x
<i>Chaetoceros decipiens</i> Cleve 1873	x	x	x	x	x	<i>Odontella mobilensis</i> (Bailey) Grunow 1884		x	x	x	x
<i>Chaetoceros didymus</i> Ehrenberg 1845	x	x	x	x	x	<i>Paralia sulcata</i> (Ehrenberg) Cleve 1873		x			x
<i>Chaetoceros lacinosus</i> Schütt 1895	x	x	x	x	x	<i>Plagiotropis</i> spp.			x	x	x

**Tabella 55** - Lista dei taxa dalle analisi qualitative dei campioni raccolti con retino nelle stazioni I18 MG6, I18 MG7, I18 MG10, I18 MG12 e I18 MG13 (indicate come 6, 7, 10, 12 e 13)

Specie	6	7	10	12	13	Specie	6	7	10	12	13
<i>Chaetoceros lauder</i> Ralfs 1864			x			<i>Pleurosigma</i> cf. <i>nicobaricum</i> Grunow 1880	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros lorenzianus</i> Grunow 1863	x	x	x	x	x	<i>Pleurosigma delicatulum</i> Smith 1852		x			
<i>Chaetoceros messanensis</i> Castracane 1875		x		x		<i>Pleurosigma directum</i> Grunow 1880			x		
<i>Chaetoceros pendulus</i> Karsten 1905					x	<i>Pleurosigma majus</i> (Grunow) Cleve 1894	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros peruvianus</i> Brightwell 1856	x	x	x	x	x	<i>Pleurosigma normanii</i> Ralfs 1861	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros pseudocurvisetus</i> Mangin 1910				x	x	<i>Proboscia alata</i> (Brightwell) Sundström 1986	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros rostratus</i> Lauder 1864				x	x	<i>Psammodyctyon panduriforme</i> (Gregory) Mann 1990	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros socialis</i> Lauder 1864	x		x	x		<i>Pseudo-nitzschia americana</i> (Hasle) Fryxell 1993				x	x
<i>Chaetoceros</i> spp.		x	x	x	x	<i>Pseudo-nitzschia cf. pungens</i> (Grunow ex Cleve) Hasle 1993				x	
<i>Chaetoceros tetrastichon</i> Cleve 1897				x	x	<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i> (Cleve) Heiden 1928			x		x
<i>Chaetoceros tortissimus</i> Gran 1900	x	x		x	x	<i>Pseudo-nitzschia fraudulenta</i> (Cleve) Hasle 1993	x	x	x	x	x
<i>Chaetoceros wighamii</i> Brightwell 1856	x	x	x	x	x	<i>Pseudo-nitzschia pseudodelicatissima</i> (Hasle) Hasle 1993			x	x	
<i>Chaetoceros willei</i> Gran 1897	x					<i>Pseudo-nitzschia subfraudulenta</i> (Hasle) Hasle 1993	x	x			x
<i>Corethron hystrix</i> Hensen 1887					x	<i>Pseudosolenia calcar-avis</i> (Schultze) Sundström 1986	x	x	x	x	x
<i>Coscinodiscus</i> cf. <i>curvatulus</i> Grunow ex A.Schmidt 1878	x	x		x		<i>Rhizosolenia castracanei</i> H.Peragallo 1888					x
<i>Coscinodiscus</i> cf. <i>perforatus</i> Ehrenberg 1844		x				<i>Rhizosolenia cf. bergonii</i> Peragallo 1892	x	x		x	x
<i>Coscinodiscus granii</i> Gough 1905	x	x	x	x	x	<i>Rhizosolenia cf. temperei</i> Peragallo 1888			x	x	x
<i>Coscinodiscus lineatus</i> Ehrenberg 1841	x	x	x	x	x	<i>Rhizosolenia decipiens</i> Sundström 1986					x
<i>Coscinodiscus radiatus</i> Ehrenberg 1840				x	x	<i>Rhizosolenia hebetata</i> Bailey 1856			x	x	x
<i>Coscinodiscus</i> spp.				x	x	<i>Rhizosolenia hebetata</i> f. <i>semispina</i> (Hensen) Gran 1908	x	x			x
<i>Cylindrotheca closterium</i> (Ehrenberg) Reimann & Lewin 1964	x	x	x	x	x	<i>Rhizosolenia imbricata</i> Brightwell 1858	x	x	x	x	x
<i>Dactyliosolen fragillissimus</i> (Bergon) Hasle 1996	x	x	x	x	x	<i>Rhizosolenia</i> sp.					x
<i>Dactyliosolen phuketensis</i> (Sundström) Hasle 1996	x	x	x	x	x	<i>Suriella fastuosa</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1843	x	x	x	x	x
Diatomee centriche > 20 µm n.i.	x	x	x	x	x	<i>Synedra</i> cf. <i>affinis</i> Kützing 1844	x	x			
Diatomee pennate > 20 µm n.i.	x	x	x	x	x	<i>Synedra dolioilus</i> Wallich 1860	x				
<i>Diploneis bombus</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1853	x	x	x	x	x	<i>Tabularia gallionii</i> (Bory de Saint-Vincent) Bukhtiyarova 1995	x	x	x	x	x
<i>Diploneis crabro</i> (Ehrenberg) Ehrenberg 1854	x			x	x	<i>Thalassionema frauenfeldii</i> (Grunow) Hallegraeff 1986	x	x	x	x	x
<i>Diploneis fusca</i> (Gregory) Cleve 1894				x	x	<i>Thalassionema nitzschioides</i> (Grunow) Mereschkowsky 1902	x	x	x	x	x
<i>Diploneis</i> spp.	x					<i>Thalassiosira angulata</i> (Gregory) Hasle 1978	x	x	x	x	x
<i>Entomoneis</i> spp.					x	<i>Thalassiosira cf. delicatula</i> Ostenfeld 1908	x			x	x
<i>Eucampia cornuta</i> (Cleve) Grunow 1883	x	x	x	x	x	<i>Thalassiosira gravida</i> Cleve 1896					x
<i>Fragilaria</i> cf. <i>hyalina</i> (Kützing) Grunow ex Van Heurck 1880		x	x			<i>Thalassiosira</i> spp.				x	
<i>Guinardia cylindrus</i> (Cleve) Hasle 1996					x	<i>Thalassiothrix longissima</i> Cleve & Grunow 1880				x	x
<i>Guinardia flaccida</i> (Castracane) Peragallo 1892	x	x	x	x	x	<i>Trigonium alternans</i> (Bailey) Mann 1907	x				
<b>DINOFLAGELLATI</b>											
<i>Alexandrium catenella</i> (Whedon & Kofoid) Balech 1985	x					<i>Neoceratium pavillardii</i> (Jørgensen) Gomez, Moreira & Lopez-Garcia 2010					x
<i>Alexandrium</i> cf. <i>minutum</i> Halim 1960	x	x	x		x	<i>Neoceratium pentagonum</i> (Gourret) Gómez, Moreira & López-Garcia 2010	x	x	x	x	x
<i>Azadinium caudatum</i> (Halldal) Nézan et Chomérat 2012				x	x	<i>Neoceratium pulchellum</i> (Schröder) Gómez, Moreira & López-Garcia 2010	x				
<i>Ceratium azoricum</i> Cleve 1900	x		x	x	x	<i>Neoceratium ranipes</i> (Cleve) Gómez, Moreira & López-Garcia 2010			x	x	
<i>Ceratium horridum</i> var. <i>buceros</i> (Zacharias) Sournia 1966	x					<i>Neoceratium setaceum</i> (Jørgensen) Gómez, Moreira & López-Garcia 2010			x		
<i>Ceratium inflatum</i> (Kofoid) Jørgensen 1911		x				<i>Neoceratium symmetricum</i> (Pavillard) Gómez, Moreira & López-Garcia 2010	x	x	x	x	x
<i>Ceratium kofoidii</i> Jørgensen 1911	x					<i>Neoceratium teres</i> (Kofoid) Gómez, Moreira & López-Garcia 2010	x			x	x
<i>Ceratium limulus</i> (Pouchet) Gourret 1883		x				<i>Neoceratium trichoceros</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-Garcia 2010	x	x	x	x	
<i>Ceratium massiliense</i> var. <i>protuberans</i> (G.Karsten) Jørgensen 1911				x	x	<i>Neoceratium tripos</i> (O.F.Müller) Gómez, Moreira & López-Garcia 2010	x	x	x	x	x
<i>Ceratium paradoxides</i> Cleve 1900	x	x	x	x	x	<i>Ornithocercus heteroporus</i> Kofoid 1907				x	
<i>Ceratocorys horrida</i> Stein 1883		x		x		<i>Ornithocercus magnificus</i> Stein 1883				x	x
<i>Citharistes regius</i> Stein 1883					x	<i>Ornithocercus quadratus</i> Schütt 1900	x				
<i>Cochlodinium</i> sp.					x	<i>Oxytoxum constrictum</i> (Stein) Bütschli 1885				x	x
<i>Corythodinium tessellatum</i> (Stein) Loeblich Jr. & Loeblich III 1966					x	<i>Oxytoxum coronatum</i> Schiller 1937					x
Dinoflagellati tecati > 20 µm n.i.	x	x	x	x	x	<i>Oxytoxum curvatum</i> (Kofoid) Kofoid 1911				x	
<i>Dinophysis amandula</i> (Balech) Sournia 1973		x	x	x		<i>Oxytoxum elegans</i> Pavillard 1916	x				
<i>Dinophysis caudata</i> Saville-Kent 1881	x	x			x	<i>Oxytoxum longiceps</i> Schiller					x
<i>Dinophysis fortii</i> Pavillard 1923	x	x			x	<i>Oxytoxum mediterraneum</i> Schiller				x	x
<i>Dinophysis operculoides</i> (Schütt) Balech 1967	x		x			<i>Oxytoxum sceptrum</i> (Stein) Schröder 1906				x	
<i>Dinophysis parva</i> Schiller 1928	x	x	x		x	<i>Oxytoxum scolopax</i> Stein 1883	x	x	x	x	x
<i>Dinophysis parvula</i> (Schütt) Balech 1967			x	x	x	<i>Phalacroma cuneus</i> F.Schütt 1895					x
<i>Dinophysis planiceps</i> (Schiller) Balech 1967	x					<i>Phalacroma doryphorum</i> Stein 1883			x	x	
<i>Dinophysis pusilla</i> Jørgensen 1923					x	<i>Phalacroma ovum</i> Schütt 1895					x
<i>Diplopsalis lenticula</i> Bergh 1881	x	x	x	x	x	<i>Phalacroma rapa</i> Jørgensen 1923					x
<i>Goniodoma polyedricum</i> (Pouchet) Jørgensen 1899	x	x	x	x	x	<i>Phalacroma rotundatum</i> (Claparède & Lachmann) Kofoid & Michener 1911	x	x	x	x	
<i>Gonyaulax</i> cf. <i>sphaeroidea</i> Kofoid 1911				x		<i>Podolampas bipes</i> Stein 1883	x	x		x	x
<i>Gonyaulax monacantha</i> Pavillard 1916	x					<i>Podolampas elegans</i> Schütt 1895				x	x
<i>Gonyaulax polygramma</i> Stein 1883		x	x			<i>Podolampas palmipes</i> Stein 1883	x	x	x	x	x
<i>Gonyaulax scrippsae</i> Kofoid 1911			x			<i>Podolampas spinifer</i> Okamura 1912					x
<i>Gonyaulax spinifera</i> (Claparède & Lachmann) Diesing 1866					x	<i>Prorocentrum balticum</i> (Lohmann) Loeblich 1970	x	x	x	x	x
<i>Gymnodiniaceae</i> > 20 µm n.i.	x	x	x	x	x	<i>Prorocentrum compressum</i> (Bailey) Abé ex Dodge 1975	x	x	x	x	x
<i>Gymnodinium</i> spp.					x	<i>Prorocentrum gracile</i> Schütt 1895	x	x	x	x	
<i>Gyrodinium aciculatum</i> Hansen & Larsen 1992	x	x	x	x	x	<i>Prorocentrum micans</i> Ehrenberg 1833				x	x
<i>Heterocapsa niei</i> (Loeblich III) Morrill & Loeblich III 1981					x	<i>Prorocentrum</i> sp.				x	x
<i>Histioneis depressa</i> Schiller 1928		x	x			<i>Protoceratium</i> cf. <i>areolatum</i> Kofoid 1907				x	x
<i>Histioneis variabilis</i> Schiller 1933		x	x			<i>Protoperidinium brochii</i> (Kofoid & Swezy 1921) Balech 1974	x				x

**Tabella 55** - Lista dei taxa dalle analisi qualitative dei campioni raccolti con retino nelle stazioni I18 MG6, I18 MG7, I18 MG10, I18 MG12 e I18 MG13 (indicate come 6, 7, 10, 12 e 13)

Specie	6	7	10	12	13	Specie	6	7	10	12	13
<i>Lingulodinium polyedrum</i> (Stein) Dodge 1989	x	x	x	x	x	<i>Protoperidinium cerasus</i> (Paulsen 1907) Balech 1973				x	x
<i>Mesoporus perforatus</i> (Gran) Lillick 1937		x	x			<i>Protoperidinium crassipes</i> (Kofoid) Balech 1974	x	x	x	x	x
<i>Minuscula bipes</i> (Paulsen) Lebour 1925		x				<i>Protoperidinium depressum</i> Bailey 1854	x	x		x	x
<i>Neoceratium arietinum</i> (Cleve) Gómez, Moreira & López-García 2010		x		x	x	<i>Protoperidinium diabolium</i> (Cleve) Balech 1974	x				
<i>Neoceratium belone</i> (Cleve) F. Gómez, D. Moreira & P. López-García, 2010				x		<i>Protoperidinium divergens</i> (Ehrenberg) Balech 1974	x	x	x	x	x
<i>Neoceratium candelabrum</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010		x	x			<i>Protoperidinium globulus</i> (Stein) Balech 1974	x	x	x	x	x
<i>Neoceratium compressum</i> (Gran) Gómez, Moreira & López-García 2010		x				<i>Protoperidinium granii</i> (Ostenfeld) Balech 1974					x
<i>Neoceratium concilians</i> (Jørgensen) Gómez, Moreira & López-García 2010				x		<i>Protoperidinium heteracanthum</i> (Dangeard 1927) Balech 1974					x
<i>Neoceratium contortum</i> (Gouret) Gomez, Moreira & Lopez-Garcia 2010	x		x			<i>Protoperidinium leonis</i> (Pavillard) Balech 1974		x			
<i>Neoceratium declinatum</i> (Karsten) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x	x	x	x	<i>Protoperidinium oceanicum</i> (VanHöffen) Balech 1974	x				
<i>Neoceratium extensum</i> (Gouret) Gómez, Moreira & López-García 2010			x	x		<i>Protoperidinium ovum</i> (Schiller) Balech 1974		x			
<i>Neoceratium falciforme</i> (Jørgensen) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x				<i>Protoperidinium pallidum</i> (Ostenfeld) Balech 1973		x	x	x	
<i>Neoceratium falcatum</i> (Kofoid) Gómez, Moreira & López-García 2010				x		<i>Protoperidinium quarnerense</i> (Schröder 1900) Balech 1974					x
<i>Neoceratium furca</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x	x	x	x	<i>Protoperidinium solidicome</i> (Mangin 1926) Balech 1974				x	x
<i>Neoceratium fusus</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x	x	x	x	<i>Protoperidinium steinii</i> (Jørgensen) Balech 1974		x	x	x	x
<i>Neoceratium hexacantum</i> (Gouret) Gómez, Moreira & López-García 2010			x	x		<i>Protoperidinium tuba</i> (Schiller) Balech 1974	x	x	x		x
<i>Neoceratium horridum</i> (Gran) Gómez, Moreira & López-García 2010		x		x	x	<i>Protoperidinium variegatum</i> (Peters 1928) Balech 1974		x			
<i>Neoceratium karstenii</i> (Pavillard) Gómez, Moreira & López-García 2010				x	x	<i>Protoperidinium conicum</i> (Gran) Balech 1974	x				x
<i>Neoceratium macroceros</i> (Ehrenberg) Gómez, Moreira & López-García 2010			x	x		<i>Pyrocystis cf. fusiformis</i> Thomson 1876	x				
<i>Neoceratium massiliense</i> (Gouret) Gómez, Moreira & López-García 2010	x	x				<i>Pyrocystis lunula</i> (Schütt) Schütt 1896	x	x	x	x	x
<b>PRYMNESIOPHYCEAE COCCOLITOFORI</b>											
<i>Calcidiscus leptoporus</i> (Murray & Blackman) Loeblich & Tappan 1978	x	x	x	x	x	<i>Rhabdosphaera clavigera</i> Murray & Blackman 1898	x	x	x	x	
<i>Calciosolenia brasiliensis</i> (Lohmann) Young 2003	x	x	x	x	x	<i>Scyphosphaera apsteinii</i> Lohmann 1902	x	x	x	x	x
<i>Coccolithus pelagicus</i> (Wallich) Schiller 1930	x	x	x	x	x	<i>Syracosphaera histrica</i> Kamptner 1941	x				
<i>Coronosphaera mediterranea</i> (Lohmann) Gaarder 1977			x	x	x	<i>Syracosphaera pulchra</i> Lohmann 1902	x	x	x	x	x
<i>Helicosphaera carterii</i> (Wallich) Kamptner 1954	x	x	x	x	x	<i>Umbilicosphaera sibogae</i> (Weber-van Bosse) Gaarder 1970	x	x	x	x	x
<i>Pontosphaera discopora</i> Lohmann 1902	x			x	x	<i>Zigosphaera hellenica</i> Kamptner 1937					x
<i>Pontosphaera syracusana</i> Lohmann 1902	x	x	x	x	x						
<b>CHRISOPHYCEAE/DICTYOCOPHYCEAE</b>											
<i>Dictyocha epidon</i> subsp. <i>subaculeata</i> (D.Bukry) T.V.Desikachary & P.Prema 1996	x	x	x	x	x	<i>Oclactis octonaria</i> (Ehrenberg) Hovasse 1946	x	x	x	x	x
<i>Dictyocha fibula</i> Ehrenberg 1839	x	x	x	x	x						
<b>PRYMNESIOPHYCEAE NON COCCOLITOFORI</b>											
<i>Phaeocystis</i> sp. (forma coloniale)	x	x	x	x	x						

#### 4.1.2.2 Zooplancton

##### Oloplancton

L'analisi della comunità oloplanctonica analizzata nella stagione invernale del 2018, conferma la dominanza della frazione a Copepodi planctonici, così come registrato in tutte le campagne invernali fin qui investigate.

I Copepodi sono prevalentemente concentrati nella porzione della colonna d'acqua compresa tra la superficie e - 50 m, così come registrato nella campagna invernale dello scorso anno. Come di consueto, anche l'inverno 2018 risulta la stagione più ricca dell'anno con oltre 1000 ind. per m<sup>-3</sup> (a eccezione di I18 MG 12 OR). Il dato medio dei campioni verticali compresi tra la superficie e - 50 m è di 1739,07 ind. m<sup>-3</sup>; il valore massimo di 1936,64 ind/m<sup>3</sup> è stato registrato nella stazione I18 MG6 ed il valore minimo di 1515,52 ind/m<sup>3</sup> nella stazione I18 MG10. L'abbondanza media dei campioni verticali 0 - 50 m è di 1358,26 ind. m<sup>-3</sup>; il valore massimo di 1661,30 ind/m<sup>3</sup> è stato registrato in I18 MG6, quello minimo 740,33 ind/m<sup>3</sup> in I18 MG12. Nella porzione più profonda della colonna d'acqua, si registra un valore medio leggermente inferiore pari a 1176,02 ind/m<sup>3</sup> (max = 1336,15 ind./m<sup>3</sup> I18 MG12; min = 1076,20 ind./m<sup>3</sup> I18 MG10). Nel complesso la distribuzione verticale dei Copepodi lungo la colonna d'acqua non differisce da una stazione all'altra. I dati quantitativi ottenuti dall'analisi dei campioni orizzontali e verticali sono in linea con quelli dell'inverno precedente (117).

In totale sono stati identificati 110 taxa di copepodi (**Tabella 56**) appartenenti a 25 famiglie.

La famiglia più rappresentata, in accordo alle precedenti campagne invernali e in linea con la bibliografia scientifica, è quella dei Calanoidi Clausocalanidi, presente con 11 taxa, di cui 9 appartenenti al genere *Clausocalanus*. Le specie dominanti sono: *Clausocalanus paululus* (superficiale: 248,37 ind./m<sup>3</sup>; 0 - 50 m: 217,32 ind./m<sup>3</sup>; 50 - 100 m: 145,57 ind./m<sup>3</sup>), *Clausocalanus mastigophorus* (superficiale: 80,55 ind./m<sup>3</sup>; 0 - 50 m: 80,06 ind./m<sup>3</sup>; 50 - 100 m: 68,11 ind./m<sup>3</sup>) e *Clausocalanus lividus* (superficiale: 69,75 ind./m<sup>3</sup>; 0 - 50 m: 94,10 ind./m<sup>3</sup>; 50 - 100 m: 26,26 ind./m<sup>3</sup>). *C. paululus* mostra abbondanza decrescente all'aumentare della profondità, mentre *C. mastigophorus* ha distribuzione omogenea e *C. lividus* è prevalentemente concentrato nei primi 50 m di profondità. Anche in questo caso la distribuzione

verticale delle specie descritte non ha subito modifiche rispetto al medesimo periodo del 2017. Il Clausocalanide *Ctenocalanus vanus*, unico rappresentate nel Mar Mediterraneo del genere *Ctenocalanus*, è stato sempre campionato con abbondanze piuttosto contenute, mentre *Pseudocalanus elongatus* rappresenta un nuovo ritrovamento. Si tratta di una specie neritico-pelagica epiplanctonica. La seconda famiglia maggiormente rappresentata nella comunità a Copepodi planctonici è quella dei Paracalanidae (13 taxa ma con abbondanze più contenute), principalmente concentrata nella porzione centrale della colonna d'acqua (superficiale: 162,06 ind./m<sup>3</sup>; 0 – 50 m: 247,47 ind./m<sup>3</sup>; 50 – 100 m: 203,28 ind./m<sup>3</sup>). *Paracalanus nanus* si conferma come specie più abbondante tra i Paracalanidae.

Terza per abbondanza è la famiglia Oithonidae (superficiale: 60,10 ind./m<sup>3</sup>; 0 – 50 m: 205,36 ind./m<sup>3</sup>; 155,45 ind./m<sup>3</sup>), rappresentata complessivamente da 8 specie appartenenti al genere *Oithona*. Tutte sono scarsamente rappresentate nei campioni superficiali, raggiungendo abbondanze considerevoli al di sotto dei primi metri della colonna d'acqua. *Oithona decipiens* (superficiale: 37,33 ind./m<sup>3</sup>; 0 – 50 m: 122,18 ind./m<sup>3</sup>; 73,83 ind./m<sup>3</sup>), è la specie più abbondante così come nelle campagne invernali precedenti (I16 e I17). Segue per abbondanza *Oithona plumifera* (superficiale: 7,15 ind./m<sup>3</sup>; 0 – 50 m: 18,20 ind./m<sup>3</sup>; 20,27 ind./m<sup>3</sup>), con distribuzione prevalentemente profonda.

Fra le specie costantemente campionate lungo l'arco di tutto l'anno, raggiunge notevoli abbondanze il Centropagidae *Centropages typicus*, concentrato principalmente nei primi 50 m della colonna (superficiale: 77,28 ind./m<sup>3</sup>; 0 – 50 m: 113,34 ind./m<sup>3</sup>; 36,91 ind./m<sup>3</sup>). La distribuzione verticale è allineata con quanto osservato nelle precedenti campagne invernali, mentre le abbondanze sono decisamente superiori. *C. typicus* è specie neritica perenne con intensi picchi di abbondanza primaverili. La sua variazione quantitativa è quindi riconducibile al periodo di campionamento (tardo inverno/inizio primavera) della campagna I18, decisamente spostato in prossimità del range temporale in cui *C. typicus* diviene specie dominante della piattaforma continentale mediterranea.

All'interno della componente iponeustonica (Pontellidae) si osserva una elevata biodiversità contrapposta a una esigua abbondanza dei 7 taxa campionati.

In accordo con i picchi stagionali evidenziati durante le precedenti campagne di monitoraggio, le specie ubiquitarie *Temora stylifera* (Temoridae) e *Nannocalanus minor* (Calanidae) e la famiglia Acartiidae esibiscono valori di abbondanza molto contenuti. Ben diversificata la famiglia di copepodi carnivori Candaciidae (6 taxa e alcuni esemplari giovanili), di dimensioni medio-grandi.

Sono state identificate per la prima volta intorno al rigassificatore due specie congeneriche appartenenti alla famiglia Eucalanidae: *Subeucalanus crassus* e *S. monachus*. Entrambe moderatamente comuni in acque aperte, con distribuzione verticale molto ampia, raggiungono infatti anche i 2000 m di profondità.

Sono stati campionati anche alcuni esemplari appartenenti all'Ordine Monstrilloida, identificati come appartenenti alla famiglia Monstrillidae. Si tratta di esemplari caratterizzati dalla presenza di forme larvali esclusivamente parassite, principalmente di Anellidi e Molluschi. Solo la fase adulta, priva di appendici boccali e intestino, conduce vita planctonica, avente come unico scopo quello riproduttivo. I copepodi Harpacticoida sono rappresentati esclusivamente dalle famiglie Pelydiidae, Miracidae e Euterpinidae, sempre con abbondanze molto contenute. Costante appare la presenza della specie *Distiocolus minor*, campionata per la prima volta nei mari italiani proprio in quest'area.

Nel complesso per quanto concerne il contingente oloplanctonico a copepodi nella campagna I18 non si registrano differenze nella composizione della comunità attribuibili all'esercizio del rigassificatore. Le uniche variazioni quantitative sopra descritte sono attribuibili allo shift temporale della campagna di monitoraggio, effettuata in tardo inverno/inizio primavera.

**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>Subeucalanus monachus</i>	*	*	*	<i>Corycaeus clausi</i>	*	*	*
<i>Acartia longiremis</i>	*			<b>Famiglia Euchaetidae</b>				<i>Corycaeus flaccus</i>	*	*	*
<i>Acartia negligens</i>	*	*	*	<i>Euchaeta acuta</i>	*	*	*	<i>Corycaeus furcifer</i>	*	*	*
<i>Acartia</i> sp	*	*	*	<i>Euchaeta marina</i>	*	*	*	<i>Corycaeus giesbrechti</i>	*	*	*
<b>Famiglia Aetidaidae</b>				<b>Famiglia Heterorhabdidae</b>				<i>Corycaeus limbatus</i>		*	
<i>Autideus giesbrechti</i>	*		*	<i>Heterorhabdus papilliger</i>	*		*	<i>Corycaeus ovalis</i>	*	*	
<i>Euchirella rostrata</i>	*	*	*	<b>Famiglia Lucicutiidae</b>				<i>Corycaeus typicus</i>	*	*	*
<i>Euchirella</i> sp	*			<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 mucronatus</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 aethiopica</i>	*	*	*	<i>Calocalanus ovalis</i>	*	*	*	<i>Oithona</i> spp	*	*	*
<i>Candacia armata</i>		*	*	<i>Calocalanus pavoninus</i>	*	*		<b>Famiglia Oncaeiidae</b>			
<i>Candacia bispinosa</i>	*	*		<i>Calocalanus plumulosus</i>		*	*	<i>Oncaea curta</i>	*	*	*
<i>Candacia giesbrechti</i>	*	*	*	<i>Calocalanus styliremis</i>	*	*	*	<i>Oncaea media</i>	*	*	*
<i>Candacia longimana</i>	*	*	*	<i>Calocalanus</i> spp	*	*	*	<i>Oncaea mediterranea</i>	*	*	*

**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
<i>Candacia juv</i>	*	*	*	<i>Paracalanus attenuatus</i>	*	*	*	<i>Oncaea scottodicarloi</i>	*	*	*
<i>Candacia simplex</i>	*	*	*	<i>Paracalanus denudatus</i>	*	*	*	<i>Oncaea venusta</i>	*	*	*
<b>Famiglia Centropagidae</b>				<i>Paracalanus nanus</i>	*	*	*	<i>Oncaea spp</i>	*	*	*
<i>Centropages kroyeri</i>	*			<i>Paracalanus parvus</i>	*	*	*	<i>Triconia spinifera</i>	*	*	*
<i>Centropages typicus</i>	*	*	*	<i>Paracalanus spp</i>	*	*	*	<b>Famiglia Sapphirinidae</b>			
<i>Centropages violaceus</i>	*			<b>Famiglia Phaennidae</b>				<i>Vettopia granulosa</i>	*		
<i>Isias clavipes</i>	*	*	*	<i>Phaenna spinifera</i>			*	<i>Copilia mediterranea</i>	*		
<b>Famiglia Clausocalanidae</b>				<b>Famiglia Pontellidae</b>				<i>Copilia quadrata</i>			*
<i>Clausocalanus arcuicornis</i>	*	*	*	<i>Anomalocera patersoni</i>	*			<i>Sapphirina angusta</i>	*		
<i>Clausocalanus furcatus</i>	*	*	*	<i>Labidocera wollastoni</i>	*			<i>Sapphirina iris</i>	**		
<i>Clausocalanus jobei</i>	*	*	*	<i>Pontella mediterranea</i>	*			<i>Sapphirina metallina</i>	*	*	
<i>Clausocalanus lividus</i>	*	*	*	<i>Pontella juv</i>	*			<i>Sapphirina nigromaculata</i>	*		
<i>Clausocalanus mastigophorus</i>	*	*	*	<i>Pontellina plumata</i>	*			<i>Sapphirina sp</i>	*		
<i>Clausocalanus parapergens</i>	*	*	*	<i>Pontellopsis regalis</i>	*	*		<b>Famiglia Miracidae</b>			
<i>Clausocalanus paululus</i>	*	*	*	<i>Pontellopsis villosa</i>	*			<i>Distiocolus minor</i>	*	**	*
<i>Clausocalanus pergens</i>	*	*	*	<b>Famiglia Scolecitrichidae</b>				<i>Macrosetella gracilis</i>	*	*	*
<i>Clausocalanus spp.</i>	*	*	*	<i>Scaphocalanus invalidus</i>	*			<b>Famiglia Euterpinidae</b>			
<i>Ctenocalanus vanus</i>	*	*	*	<i>Scolecitrichella dentata</i>	*	*	*	<i>Euterpina acutifrons</i>	*	*	*
<i>Pseudocalanus elongatus</i>	*	*	*	<i>Scolecitrichella ovata</i>	*	*	*	<b>Famiglia Peltydiidae</b>			
<b>Famiglia Eucalanidae</b>				<i>Scolecithrix bradyi</i>	*	*	*	<i>Goniopsyllus rostratus</i>	*	*	*
<i>Eucalanus elongatus</i>	*	*	*	<b>Famiglia Temoridae</b>				<i>Monstrillidae sp</i>	*	*	*
<i>Paraeucalanus attenuatus</i>	*			<i>Temora stylifera</i>	*	*	*				
<i>Rhincalanus nasutus</i>	*			<b>Famiglia Corycaeidae</b>							
<i>Subeucalanus crassus.</i>	*	*	*	<i>Corycaeus brehmi</i>	*	*	*				

Nella tabella seguente (**Tabella 57**) sono indicati i volumi di sedimentazione (dopo 24 h), espressi in ml, della componente oloplanctonica raccolta nella campagna I18. Le differenze apprezzabili nei volumi di sedimentazione, tra pescate orizzontali e verticali, possono essere generalmente ricondotte al differente volume di acqua filtrato dai retini, costantemente superiore nelle pescate orizzontali. I dati ottenuti sono in linea con quelli riscontrati nelle precedenti attività di monitoraggio svolte nel periodo invernale (I14, I15, I16, I17). I cinque cicli stagionali di campionamento effettuati evidenziano che l'area di studio presenta il picco di biomassa oloplanctonica durante i mesi freddi, caratteristica peculiare delle acque del Canale di Corsica, principalmente riconducibile all'intensificarsi della corrente dominante (Northern Current), principale vettore di dispersione della componente a Copepodi.

<b>Tabella 57</b> - 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)	I18 MG6	I18 MG7	I18 MG10	I18 MG12	I18 MG13
OR	132	162	110	75	188
50-0	21	23,5	27	31	32
100-50	23	13	17	13	13

## Meroplancton

Il meroplancton è costituito dalle fasi larvali dei principali gruppi sistematici di animali bentonici i quali trascorrono una parte del loro ciclo vitale nella frazione zooplanctonica del plancton marino.

Nella campagna invernale I18, (**Tabella 58**), sono stati determinati complessivamente 50 *taxa* meroplanctonici appartenenti a 6 *phyla* di invertebrati marini (Mollusca, Annelida, Nemertea, Arthropoda, Echinodermata, Phoronida).

Tra questi *phyla* i più ricchi in termini di numero di *taxa* sono gli artropodi (34 *taxa* di crostacei = 68% del totale) seguiti dagli echinodermi con 5 *taxa* (10%). Il dato conferma largamente quanto evidenziato in precedenza in tutte le campagne di *survey* fin qui realizzate, confermando i crostacei e in particolare i decapodi come il gruppo tassonomico qualitativamente più rappresentato nel meroplancton marino di questa area.

In particolare questa campagna, attraverso metodiche molecolari di studio applicato allo zooplancton (tecnica del DNA barcoding), ha consentito la determinazione specifica di *taxa* che, fino all'attuale campagna, non potevano essere discriminate a livello morfologico e che comparivano solo a livello di genere. Con questa tecnica sono state determinate per la prima volta porcellanide *Pisidia longicornis* (precedentemente *Pisidia* sp), i portunoidei *Liocarcinus maculatus* e *Liocarcinus vernalis*, i quali comparivano entrambi sotto il nome di *Liocarcinus* sp e il galateide *Galathea dispersa* (ex *Galathea* sp). Anche per i peneoidei del genere *Gennadas*, fino ad oggi ascritti tutti alla specie *G. elegans*, le analisi molecolari hanno permesso di evidenziare la presenza anche del congenerico *G. brevirostris*.

E' quindi lecito attendersi che, l'adozione di questa metodica, possa in futuro consentire una maggiore precisione nella identificazione dei *taxa* presenti nell'area di studio.

Nei campioni orizzontali sono stati rinvenuti tutti i 35 crostacei determinati in questo survey, mentre il 37% (13 *taxa*) di essi è presente nei campioni profondi da – 100 a – 50 m e il 34,2% nei campioni di superficie.

Nella campagna I18, così come in I17, dominano il portunoideo *Pirimela denticulata* che, nell'area oggetto di studio rappresenta una delle specie più abbondanti tra i crostacei decapodi e il peneide *Gennadas brevirostris*. Abbondante anche *Goneplax rhomboides*; i tre crostacei sopraindicati rappresentano nel complesso il 46,3% dell'abbondanza totale delle stazioni superficiali.

Sebbene il campionamento invernale I18 sia stato posticipato di circa 20 giorni rispetto a quello dell'anno precedente, per condizioni meteo avverse, la dominanza di queste due specie e la presenza di fasi larvali rimangono del tutto confrontabili ad indicare la persistente durata del picco riproduttivo durante questo periodo dell'anno.

Pressoché in linea con gli inverni precedenti è la presenza delle larve degli echinodermi, di solito scarsamente rappresentati durante la stagione fredda.

Nel complesso anche per quanto concerne il contingente meroplanctonico della campagna I18 non si registrano differenze nella composizione della comunità attribuibili all'esercizio del rigassificatore.

**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>Ebalia tuberosa</i>	*			<i>Pilumnus hirtellus</i>	*		
Gastropoda larvae ind	*	*	*	<i>Eurynome aspera</i>	*			<i>Pirimela denticulata</i>	*	*	*
Bivalvia larvae ind	*	*	*	<i>Eusergestes arcticus</i>	*	*	*	<i>Pisidia longicomis</i>	*		
<i>Loligo</i> sp	*			<i>Galathea dispersa</i>	*			<i>Porcellana platycheles</i>	*		
<b>POLYCHAETA</b>				<i>Galathea intermedia</i>	*			<i>Processa edulis edulis</i>	*	*	
Spionidae ind	*	*	*	<i>Galathea squamifera</i>	**			<i>Processa modica carolii</i>	*	*	*
Polychaeta larvae ind	*	*	*	<i>Galathea</i> sp	*	**		<i>Processa nouveli holthuisi</i>	*	*	*
Trocofora ind	*	*	*	<i>Gennadas brevirostris</i>	*	*	*	<i>Processa</i> sp	*	*	*
<b>NEMERTEA</b>				<i>Goneplax rhomboides</i>	*	*	*	<i>Sergia robusta</i>	*	*	*
Pilidium larvae ind	**	*	*	<i>Liocarcinus maculatus</i>	*	*		<b>ECHINODERMATA</b>			
<b>CRUSTACEA</b>				<i>Liocarcinus vernalis</i>	*			<i>Brissoopsis lyrifera</i>	*	*	
<b>Decapoda</b>				<i>Liocarcinus</i> sp	*	*	*	<i>Echinocardium</i> sp	*		
<i>Achaeus cranchii</i>	*			<i>Lucifer typus</i>	*		**	<i>Ophiotrix fragilis</i>	*	*	*
<i>Alpheus glaber</i>	*	*	*	<i>Lysmata seticaudata</i>	*	*		<i>Ophiura</i> sp	*	**	*
<i>Anapagurus laevis</i>	*	*	*	<i>Maja</i> sp	*			<i>Sphaerechinus granularis</i>	*	*	
<i>Athanas nitescens</i>	**	*		<i>Monodaeus couchii</i>	**			Auricularia larvae ind	*	*	
<i>Cestopagurus timidus</i>	**	*		<i>Pagurus</i> sp	*	*		Bipinnaria larvae ind			*
<i>Chlorotocus crassicornis</i>	*	**		<i>Parapaeneus longirostris</i>	**			<b>FORONIDEA</b>			
<i>Ebalia nux</i>	*			<i>Parasergestes vigilax</i>	**	*	**	Actinotroca larvae ind	*		*

### Ittioplancton

Nell'inverno 2018 sono stati determinati 13 *taxa* indicati in **Tabella 59**. Le larve occupano prevalentemente la parte superficiale della colonna d'acqua: tutti i *taxa* determinati sono stati osservati nei campioni orizzontali, mentre il 50% di essi sono presenti nelle fasce più profonde. La specie dominante della campagna invernale I18 in tutte le stazioni investigate è il Clupeidae *Sardina pilchardus* (sardina) che concentra il suo periodo riproduttivo nei mesi autunnali e invernali, in alternanza all'altra specie di pesce azzurro presente invece in primavera-estate, *Engraulis encrasicolus* (acciuga).

Tra le larve di pesci abissali sempre presenti sul bordo della scarpata continentale e catturati nell'area di studio sono presenti *Maurolicus muelleri*, *Cyclothone braueri* e *Myctophum punctatum*.

Nel complesso per quanto concerne il contingente ittioplanctonico della campagna I18 non si registrano differenze nella composizione della comunità attribuibili all'esercizio del rigassificatore.

**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>GOBIDAE</b>				<b>SPARIDAE</b>			
<i>Arnoglossus laterna</i>	*	**		Gobidae ind	**			Sparidae ind	*	*	*
<b>CENTRISCIDAE</b>				<b>GONOSTOMATIDAE</b>				<b>STERNOPTYCHIDAE</b>			
<i>Macroramphosus scolopax</i>	*			<i>Cyclothone braueri</i>	*	*	*	<i>Maurolicus muelleri</i>	**	**	*
<b>CLUPEIDAE</b>				<b>MYCTOPHIDAE</b>				<b>TRIGLIDAE</b>			
<i>Sardina pilchardus</i>	*	*	*	<i>Myctophum punctatum</i>	*		*	<i>Lepidotrigla cavillone</i>	*		
<b>GADIDAE</b>				<b>SOLEIDAE</b>				Larvae ittio ind	*	*	*
Gadidae ind	**			<i>Solea solea</i>	**			Uova ind	*	*	*
<i>Trisopterus luscus</i>	*	**	*								
<i>Trisopterus minutus</i>	*										

#### 4.1.3 Saggi ecotossicologici

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

Stazione	prof. (m)	Salinità (‰)	pH	Ossigeno disciolto (mg/l)	Stazione	prof. (m)	Salinità (‰)	pH	Ossigeno disciolto (mg/l)
Controllo		36	8,18	6,17					
<b>I18 MG3</b>	0,5	38	7,96	5,57	<b>I18 MG9</b>	0,5	38	7,95	6,16
	12,5	38	8,03	5,74		12,5	38	7,94	6,36
	50	38	8,06	6,24		50	38	7,94	6,47
<b>I18 MG5</b>	0,5	38	8,02	6,47	<b>I18 MG10</b>	0,5	38	8,09	6,19
	12,5	38	8,06	6,21		12,5	38	7,94	6,35
	50	38	7,96	6,31		50	38	8,06	6,15
<b>I18 MG6</b>	0,5	38	8,02	6,24	<b>I18 MG12</b>	0,5	38	8,02	6,18
	12,5	38	8,00	6,20		12,5	38	8,06	6,22
	50	38	8,01	6,18		50	38	8,04	6,21
<b>I18 MG7</b>	0,5	38	7,97	6,17	<b>I18 MG13</b>	0,5	38	8,02	6,39
	12,5	38	8,00	6,34		12,5	38	8,06	6,40
	50	38	8,04	6,41		50	38	7,94	6,23

#### **Vibrio fischeri**

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

QA-QC - Il test è stato effettuato con il lotto batterico n. 17H4227 (scadenza 09/19) Il valore della EC50(15') = 7,39mg/l (LC= 4,68mg/l e UC=11,65mg/l) ottenuto con la sostanza di riferimento ZnSO<sub>4</sub> ·7H<sub>2</sub>O rientra nei limiti della carta di controllo del laboratorio. In nessun campione è stata rilevata tossicità.

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>I18 MG3</b>	0,5	≥90	>90	-5,97	-6,08	Assente	<b>I18 MG9</b>	0,5	≥90	>90	-8,48	-6,32	
	12,5	≥90	>90	-11,47	-9,06			12,5	≥90	>90	-3,28	-3,15	
	50	≥90	>90	-9,88	-6,53			50	≥90	>90	-2,51	-0,67	
<b>I18 MG5</b>	0,5	≥90	>90	-7,06	-6,42		<b>I18 MG10</b>	0,5	≥90	>90	-0,40	1,58	
	12,5	≥90	>90	-5,48	-4,28			12,5	≥90	>90	-13,24	-10,24	
	50	≥90	>90	-7,00	-5,44			50	≥90	>90	-4,42	-2,65	
<b>I18 MG6</b>	0,5	≥90	>90	-8,58	-7,09		<b>I18 MG 12</b>	0,5	≥90	>90	-5,96	-6,59	
	12,5	≥90	>90	-6,78	-5,90			12,5	≥90	>90	-9,05	-7,54	
	50	≥90	>90	-10,06	-11,26			50	≥90	>90	-7,09	-4,63	
<b>I18 MG7</b>	0,5	≥90	>90	-8,47	-9,76		<b>I18 MG 13</b>	0,5	≥90	>90	-8,82	-7,82	
	12,5	≥90	>90	-10,09	-10,22			12,5	≥90	>90	-11,01	-9,14	
	50	≥90	>90	-11,03	-9,67			50	≥90	>90	0,64	3,07	

#### **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 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.

**Tabella 62** - Risultati del test con *Phaeodactylum tricomutum* condotti su 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.	EC <sub>20/50</sub> %	Media N. cell.±DS x 10 <sup>5</sup> /ml		Tossicità	Campione	Prof.	EC <sub>20/50</sub> %	Media N. cell.±DS x 10 <sup>5</sup> /ml		Tossicità
Controllo			6,02	± 0,08	Bassa						
I18 MG3	0,5	44,43/>100	3,23	± 0,11		I18 MG9	0,5	59,80/>100	3,93	± 0,05	Bassa
	12,5	55,08/>100	3,50	± 0,20			12,5	60,85/>100	3,80	± 0,10	
	50	49,27/>100	3,43	± 0,05			50	62,24/>100	3,43	± 0,05	
I18 MG5	0,5	46,72/>100	3,56	± 0,15		I18 MG 10	0,5	46,72/>100	3,43	± 0,15	
	12,5	51,88/>100	3,56	± 0,20			12,5	49,27/>100	3,83	± 0,05	
	50	69,24/>100	3,83	± 0,05			50	60,52/>100	3,63	± 0,45	
I18 MG6	0,5	62,46/>100	3,76	± 0,05		I18 MG 12	0,5	60,06/>100	3,43	± 0,05	
	12,5	68,30/>100	3,86	± 0,05			12,5	43,36/>100	3,53	± 0,25	
	50	66,38/>100	4,03	± 0,05			50	49,27/>100	3,36	± 0,15	
I18 MG7	0,5	66,42/>100	3,90	± 0,20		I18 MG 13	0,5	53,63/>100	3,76	± 0,05	
	12,5	62,10/>100	3,93	± 0,05			12,5	36,38/>100	3,33	± 0,05	
	50	55,36/>100	4,13	± 0,15			50	45,55/>100	3,70	± 0,20	

QA-QC - Il test con il tossico di riferimento (bicromato di potassio) ha fornito il valore dell'EC<sub>50</sub> =2,82 mg/l (L.C. 95%: 2,67-2,95), 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 16, come indicato nelle linee guida.

I valori dell'EC<sub>20</sub> dimostrano la presenza di tossicità cronica bassa in tutti i campioni di acqua testati.

#### Dicentrarchus labrax

Nella 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. Solo i campioni I18MG3/50 e I18MG9/05 hanno mostrato % di mortalità lievemente superiori al 10% (media di n. 3 repliche); tuttavia, considerando che anche in alcuni controlli si è registrata lieve mortalità, l'effetto non può ragionevolmente essere attribuito alla matrice. Si può quindi concludere che tutti i campioni hanno mostrato assenza di tossicità. Il saggio con tossico di riferimento ha mostrato valori di LC<sub>50</sub> pari a 2,26 mg/L (L.C. 95%: 1,49 mg/L-2,41 mg/L), valore che rientra all'interno della carta di controllo del laboratorio (1,49-2,41 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 8,06-8,12, salinità 38 ‰, temperatura 20,5±1 °C.

Campione	Prof. (m)	N. pesci esposti				% mortalità (media)	Tossicità acuta	Campione	Prof. (m)	N. pesci esposti				% mortalità (media)	Tossicità acuta
		repl. 1	repl. 2	repl. 3	repl. 1					repl. 2	repl. 3				
Controllo	-	10	11	11	6.4	Assente									
I18 MG3	0.5	11	10	10	3.0		I18 MG9	0.5	10	10	10	13.3	Assente		
	12.5	12	10	10	5.6			12.5	10	11	10	0.0			
	50	11	10	11	12.1			50	11	10	11	6.7			
I18 MG5	0.5	10	11	10	3.3		I18 MG10	0.5	10	10	10	6.7			
	12.5	10	10	10	6.7			12.5	10	10	10	3.3			
	50	10	10	10	0.0			50	12	10	10	6.1			
I18 MG6	0.5	11	10	12	0.0		I18 MG12	0.5	10	10	10	3.3			
	12.5	10	10	10	6.7			12.5	10	11	12	6.7			
	50	10	12	10	0.0			50	10	10	10	6.7			
I18 MG7	0.5	10	11	10	9.4		I18 MG13	0.5	11	10	10	3.0			
	12.5	10	10	10	6.7			12.5	10	10	10	3.3			
	50	10	10	10	3.3			50	10	10	10	10.0			

#### Paracentrotus lividus

Il test eseguito con la sostanza di riferimento ha fornito il valore dell' EC<sub>50</sub> di 15,12 µg l<sup>-1</sup> di Cu (LC=14,15 e UC=16,15), che rientra nei limiti della carta di controllo del laboratorio. La percentuale media di embrioni allo stadio di pluteo (85 ± 2,08%) 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 (72 ore) con *P.lividus* e successiva stima della tossicità cronica (EC20/50) dei campioni della colonna d'acqua sono riportati nella tabella (Tabella 64).

Tabella 64 - Risultati del test di embriotossicità (72 ore) con <i>P. lividus</i> e stima della tossicità cronica.							
	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		85 $\pm$ 2,08	15	0			Assente
I18 MG 03/0,5	100	61 $\pm$ 1,53	39	29	57,3	>100	Bassa
	50	67 $\pm$ 1,53	33	22			
	25	81 $\pm$ 1,73	19	5			
I18 MG 03/12,5	100	14 $\pm$ 2,00	86	84	43,7	64,3	Media
	50	60 $\pm$ 1,53	40	29			
	25	81 $\pm$ 1,53	19	5			
I18 MG 03/50	100	75 $\pm$ 1,00	25	12	$\geq$ 90	>100	Assente
	50	79 $\pm$ 1,53	21	8			
	25	84 $\pm$ 1,15	16	2			
I18 MG 05/0.5	100	71 $\pm$ 2,08	29	17	$\geq$ 90	>100	Assente
	50	79 $\pm$ 1,15	21	8			
	25	83 $\pm$ 1,00	17	3			
I18 MG 05/12,5	100	63 $\pm$ 1,15	37	26	76,8	>100	Bassa
	50	75 $\pm$ 1,53	25	13			
	25	81 $\pm$ 1,53	19	5			
I18 MG 05/50	100	67 $\pm$ 1,53	33	22	83,8	>100	Bassa
	50	73 $\pm$ 2,00	27	14			
	25	83 $\pm$ 0,58	17	3			
I18 MG 06/0.5	100	75 $\pm$ 1,15	25	13	$\geq$ 90	>100	Assente
	50	80 $\pm$ 1,53	20	6			
	25	83 $\pm$ 1,15	17	2			
I18 MG 06/12,5	100	75 $\pm$ 1,53	25	13	$\geq$ 90	>100	Assente
	50	79 $\pm$ 1,53	21	8			
	25	83 $\pm$ 1,53	17	2			
I18 MG 06/50	100	70 $\pm$ 1,53	30	18	$\geq$ 90	>100	Assente
	50	77 $\pm$ 1,53	25	9			
	25	83 $\pm$ 1,15	17	2			
I18 MG 07/0.5	100	75 $\pm$ 1,15	25	12	$\geq$ 90	>100	Assente
	50	78 $\pm$ 1,53	22	8			
	25	83 $\pm$ 1,53	17	3			
I18 MG 07/12,5	100	76 $\pm$ 1,53	24	11	$\geq$ 90	>100	Assente
	50	79 $\pm$ 1,73	21	7			
	25	83 $\pm$ 1,53	17	2			
I18 MG 07/50	100	76 $\pm$ 0,58	24	11	$\geq$ 90	>100	Assente
	50	79 $\pm$ 2,00	21	7			
	25	84 $\pm$ 1,15	16	2			
I18 MG 09/0.5	100	75 $\pm$ 1,53	25	13	$\geq$ 90	>100	Assente
	50	79 $\pm$ 1,15	21	8			
	25	83 $\pm$ 1,15	17	2			
I18 MG 09/12,5	100	72 $\pm$ 2,08	28	15	$\geq$ 90	>100	Assente
	50	78 $\pm$ 1,53	22	9			
	25	83 $\pm$ 2,00	17	3			
I18 MG 09/50	100	58 $\pm$ 2,00	42	32	58,9	>100	Bassa
	50	69 $\pm$ 2,00	31	19			
	25	82 $\pm$ 1,53	18	4			
I18 MG10/0.5	100	74 $\pm$ 1,73	26	13	$\geq$ 90	>100	Assente
	50	77 $\pm$ 1,53	23	9			
	25	83 $\pm$ 0,58	17	2			
I18MG10/12,5	100	56 $\pm$ 2,00	44	34	53,1	>100	Bassa
	50	67 $\pm$ 2,00	33	21			
	25	81 $\pm$ 1,73	19	5			
I18 MG 10/50	100	48 $\pm$ 2,00	52	43	51,3	>100	Bassa
	50	69 $\pm$ 1,53	31	20			
	25	81 $\pm$ 1,15	19	5			

Tabella 64 - Risultati del test di embriotossicità (72 ore) con <i>P. lividus</i> e stima della tossicità cronica.							
	Concentrazione (%) del campione	% media di plutei ( $\pm$ dev.st. %)	% media di embrioni non sviluppati	Correzione ABBOTT (embrioni non sviluppati)	EC 20 (%)	EC 50 (%)	Tossicità
I18 MG12/0.5	100	60 $\pm$ 1,00	40	30	63,6	>100	Bassa
	50	71 $\pm$ 2,08	29	17			
	25	82 $\pm$ 2,00	18	4			
I18 MG12/12,5	100	58 $\pm$ 1,53	42	32	60,8	>100	Bassa
	50	70 $\pm$ 2,08	30	18			
	25	82 $\pm$ 1,15	18	4			
I18 MG12/50	100	52 $\pm$ 2,00	48	39	44,6	>100	Bassa
	50	61 $\pm$ 1,53	39	28			
	25	81 $\pm$ 2,08	19	5			
I18 MG13/0.5	100	76 $\pm$ 1,15	24	11	$\geq$ 90	>100	Assente
	50	80 $\pm$ 0,58	20	7			
	25	84 $\pm$ 1,73	16	2			
I18 MG13/12,5	100	77 $\pm$ 2,83	23	10	$\geq$ 90	>100	Assente
	50	80 $\pm$ 2,12	20	6			
	25	83 $\pm$ 2,12	17	3			
I18 MG13/50	100	62 $\pm$ 1,41	38	28	65,8	>100	Bassa
	50	70 $\pm$ 1,41	30	18			
	25	82 $\pm$ 1,41	18	4			

Nei campioni di acqua prelevati presso il Terminale la tossicità risulta per lo più assente. Fa eccezione I18 MG 13/50 e tutti i campioni prelevati nella stazione MG12 dove la tossicità risulta bassa. Tossicità bassa è stata rilevata anche in altri campioni escludendo pertanto un ruolo del Terminale nel modificare il grado di tossicità delle acque ad esso circostanti.

I18 MG 03/12,5, situato a 500 m dall'FSRU, risulta l'unico campione con un livello medio di tossicità.

## 4.2 BIOTA

### 4.2.1 Macrozoobenthos

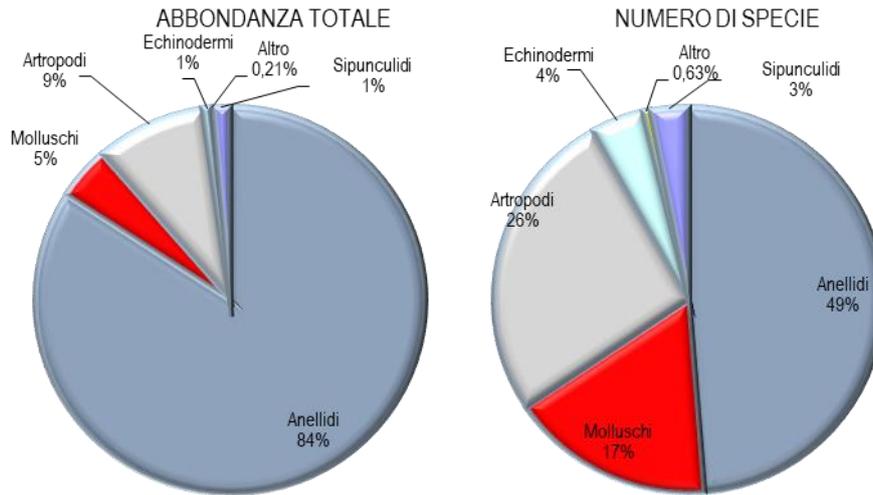
Lo studio ha portato alla raccolta e determinazione di 8522 individui appartenenti a 160 specie (Tabella 65) comprendenti policheti, molluschi, crostacei, sipunculidi, echinodermi, nemertini e un emicordato (*Glandiceps talaboti*). La matrice specie per stazioni verrà fornita in formato Excel (Allegato 4) in accordo alla prescrizione 5 delle Determinine 2990 DVA R.D.R0000100.04-04-2017 e 337 DVA R.D.R0000277.28-09-2017.

Tabella 65 - Lista delle specie macrobentoniche rinvenute nell'inverno 2018 (I18).		
<b>Annelida</b>		
<i>Abyssoninoe hibernica</i> (McIntosh, 1903)	<i>Gallardoneris iberica</i> Martins, Carrera-Parra, Quintino & Rodrigues, 2012	<i>Ophelina acuminata</i> Örsted, 1843
<i>Acmira assimilis</i> (Tebble, 1959)	<i>Glycera alba</i> Verrill, 1900	<i>Orbinia cuvieri</i> (Audouin & Milne-Edwards, 1833)
<i>Ampharete acutifrons</i> (Grube, 1860)	<i>Glycera tessellata</i> Grube, 1863	<i>Panthalis oerstedii</i> Kinberg, 1855
<i>Amphicteis gunneri</i> (M. Sars, 1835)	<i>Glycinde nordmanni</i> (Malmgren, 1866)	<i>Paradiopatra calliopae</i> Arvanitidis & Koukouras, 1997
<i>Ancistrosyllis groenlandica</i> Mc Intosh, 1879	<i>Goniada maculata</i> Oersted, 1844	<i>Paralacydonia paradoxa</i> Fauvel, 1913
<i>Aphelochaeta marioni</i> (Saint-Joseph, 1894)	<i>Harmothoe</i> sp	<i>Paraprionospio pinnata</i> (Ehlers, 1901)
<i>Aponuphis bilineata</i> (Baird, 1870)	<i>Heteromastus filiformis</i> (Claparède, 1864)	<i>Pectinaria koreni</i> (Malmgren, 1866)
<i>Aponuphis</i> sp	<i>Heterospio sinica</i> Wu & Chen, 1966	<i>Pherusa</i> sp
<i>Aricidea claudiae</i> (Laubier, 1967)	<i>Hyalinoecia tubicola</i> (O. F. Müller, 1776)	<i>Phyllodoce lamelligera</i> (Linnaeus, 1791)
<i>Branchioma bombyx</i> (Dalyell, 1853)	<i>Kefersteinia cirrata</i> (Keferstein, 1862)	<i>Pista cristata</i> (O. F. Müller, 1776)
<i>Chaetozone caputesocis</i> (Saint-Joseph, 1894)	<i>Laonice cirrata</i> (M. Sars, 1851)	<i>Poecilochaetus fauchaldi</i> Pilato & Cantone, 1976
<i>Chaetozone setosa</i> Malmgren, 1867	<i>Levinsenia demiri</i> Çınar, Dagli & Acik, 2011	<i>Polycirrus</i> sp Grube, 1850
<i>Chirimia biceps</i> (M. Sars, 1861)	<i>Levinsenia gracilis</i> (Tauber, 1879)	<i>Polygordius</i> sp
<i>Chloeia venusta</i> Quatrefages, 1865	<i>Lumbrineris</i> sp	<i>Praxillella affinis</i> (M. Sars, 1872)
<i>Chone</i> sp	<i>Lysidice ninetta</i> Audouin & Milne-Edwards, 1833	<i>Praxillella gracilis</i> (M. Sars, 1861)
<i>Cirratulus cirratus</i> (O. F. Müller, 1776)	<i>Lysidice unicornis</i> (Grube, 1840)	<i>Prionospio ehlersi</i> Fauvel, 1928
<i>Cirrophorus branchiatus</i> Ehlers, 1908	<i>Maldane glebiflex</i> Grube, 1860	<i>Prionospio</i> sp Malmgren, 1867
<i>Diplocirrus glaucus</i> Haase, 1915	<i>Marphysa bellii</i> (Audouin & Milne-Edwards, 1833)	<i>Scolelepis foliosa</i> (Audouin & Milne-Edwards, 1833)
<i>Dorvillea rudolphii</i> (Delle Chiaje, 1828)	<i>Melinna palmata</i> Grube, 1860	<i>Scoletoma fragilis</i> (O.F. Müller, 1776)
<i>Drilonereis filum</i> (Claparède, 1868)	<i>Metasychis gotoi</i> (Izuka, 1902)	<i>Sigambra tentaculata</i> (Treadwell, 1941)

<i>Eteone</i> sp	<i>Minuspio cirrifera</i> Wiren, 1883	<i>Sphaerodorum flavum</i> Örsted, 1845
<i>Euchone</i> sp	<i>Monticellina dorsobranchialis</i> (Kirkegaard, 1959)	<i>Spiophanes kroyeri</i> Grube, 1860
<i>Euclymene lumbricoides</i> (Quatrefages, 1865)	<i>Myriochele oculata</i> Zachs, 1923	<i>Stemaspis scutata</i> (Renier, 1807)
<i>Euclymene oerstedii</i> (Claparède, 1863)	<i>Nephtys hystericis</i> Mc Intosh, 1900	<i>Syllis alternata</i> Moore, 1908
<i>Eumida sanguinea</i> (Örsted, 1843)	<i>Nereimyra punctata</i> (O.F. Müller, 1776)	<i>Syllis paraparari</i> San Martín & López, 2000
<i>Exogone verugeta</i> (Claparède, 1868)	<i>Notomastus latericeus profundus</i> Eisig, 1887	<i>Terebellides stroemii</i> M. Sars, 1835
<b>Arthropoda</b>		
<i>Akanthophoreus gracilis</i> (Krøyer, 1842)	<i>Gnathia oxyuraea</i> (Lilljeborg, 1855)	<i>Medicorophium runcicorne</i> (Della Valle, 1893)
<i>Alpheus glaber</i> (Olivi, 1792)	<i>Goneplax rhomboides</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Metaphoxus simplex</i> Bate, 1857
<i>Ampelisca</i> sp	<i>Haploops nirae</i> Kaim Malka, 1976	<i>Paranymphon spinosum</i> Caullery, 1896
<i>Anapagurus petiti</i> Dechance & Forest, 1962	<i>Harpinia crenulata</i> (Boeck, 1871)	<i>Paraphoxus oculatus</i> (G.O. Sars, 1879)
<i>Anthura gracilis</i> (Montagu, 1808)	<i>Harpinia dellavallei</i> Chevreux, 1910	<i>Pardaliscella boeckii</i> (Malm, 1870)
<i>Araphura brevimanus</i> (Lilljeborg, 1864)	<i>Hippomedon bidentatus</i> Chevreux, 1903	<i>Photis longicaudata</i> (Bate & Westwood, 1862)
<i>Carangoliopsis spinulosa</i> Ledoyer, 1970	<i>Hippomedon massiliensis</i> bellan-Santini, 1965	<i>Phtisica marina</i> Slabber, 1769
<i>Cirolana borealis</i> Lilljeborg, 1852	<i>Leucon (Epileucon) longirostris</i> Sars, 1871	<i>Pilumnus hirtellus</i> (Linnaeus, 1761)
<i>Collettea cylindrata</i> (Sars, 1882)	<i>Leucon longirostris</i> Sars, 1871	<i>Processa canaliculata</i> Leach, 1815
<i>Eriopisa elongata</i> (Bruzelius, 1859)	<i>Leucon</i> sp 2	<i>Pseudoprotella phasma</i> (Montagu, 1804)
<i>Eudorella nana</i> Sars, 1879	<i>Leucothoe lilljeborgi</i> Boeck, 1861	<i>Pseudotanaïs</i> sp
<i>Eurydice spinigera</i> Hansen, 1890	<i>Liljeborgia dellavallei</i> Stebbing, 1906	<i>Stenothoe</i> sp Dana, 1852
<i>Galathea</i> sp Fabricius, 1793	<i>Liljeborgia psaltrica</i> Krapp-Schickel, 1975	<i>Tryphosella longidactyla</i> Ruffo, 1985
<i>Gammaropsis maculata</i> (Johnston, 1827)	<i>Medicorophium rotundirostre</i> (Stephensen, 1915)	<i>Tuberapseudes echinatus</i> (G.O. Sars, 1882)
<b>Echinodermata</b>		
<i>Amphiura chiajei</i> Forbes, 1843	<i>Labidoplax digitata</i> (Montagu, 1815)	<i>Ophiura albida</i> Forbes, 1839
<i>Amphiura filiformis</i> (O. F. Müller, 1776)	<i>Ophiacantha setosa</i> (Bruzelius, 1805)	<i>Trachythone tergestina</i> (Sars, 1857)
<b>Mollusca</b>		
<i>Abra nitida</i> (O.F. Muller, 1776)	<i>Falcidens guttuosus</i> (Kowalevsky, 1901)	<i>Nucula sulcata</i> (Bronn, 1831)
<i>Antalis inaequicostata</i> (Dautzenberg, 1891)	<i>Hiattella arctica</i> (Linnaeus, 1767)	<i>Pandora pinna</i> (Montagu, 1803)
<i>Batharca pectunculoides</i> (Scacchi, 1834)	<i>Hyala vitrea</i> (Montagu, 1803)	<i>Parvicardium minimum</i> (Philippi, 1836)
<i>Cadulus jeffreysi</i> (Monterosato, 1875)	<i>Limatula gwyni</i> (Sykes, 1903)	<i>Saccella commutata</i> (Philippi, 1844)
<i>Clathrella clathrata</i> (Philippi, 1844)	<i>Mendicula ferruginosa</i> (Forbes, 1844)	<i>Thracia corbuloides</i> Deshayes, 1830
<i>Cuspidaria rostrata</i> (Olivi, 1792)	<i>Modiolula phaseolina</i> (Philippi, 1844)	<i>Thyasira alleni</i> Carozza, 1981
<i>Ennucula aegeensis</i> (Forbes, 1844)	<i>Musculus subpictus</i> (Contraire, 1835)	<i>Thyasira biplicata</i> (Philippi, 1836)
<i>Eulima glabra</i> (Da Costa, 1778)	<i>Myrtea spinifera</i> Contraire, 1835	<i>Thyasira granulosa</i> (Monterosato, 1874)
<i>Euspira guilleminii</i> (Payraudeau, 1826)	<i>Neopycnodonte cochlear</i> (Poli, 1795)	<i>Timoclea ovata</i> (Pennant, 1777)
<b>Sipunculida</b>		
<i>Aspidosiphon muelleri</i> Diesing, 1851	<i>Golfingia vulgaris</i> (Blainville, 1827)	
<i>Golfingia elongata</i> (Keferstein, 1863)	<i>Onchnesoma steenstrupii steenstrupii</i> Koren & Danilssen, 1875	<i>Phascolion strombus</i> (Montagu, 1804)
<b>Hemichordata</b>		
<i>Glandiceps talaboti</i> Marion, 1876		
<b>Nemertea</b>		

Gli anellidi policheti risultano essere il gruppo dominante che con 7173 individui rappresentano oltre l'80% dell'abbondanza totale. Gli artropodi crostacei, secondi in ordine di abbondanza, non arrivano al 10% di contributo. I molluschi costituiscono, solo il 5% dell'abbondanza totale, mentre sipunculidi (114 individui) e echinodermi (56 individui) circa il 2% in totale (**Figura 46**).

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 (49%). Circa un quarto del panorama faunistico è fornito dagli artropodi (unicamente rappresentati dai crostacei) seguiti dai molluschi che rappresentano il 17% delle specie totali. Gli echinodermi forniscono appena il 4% di specie al panorama faunistico, seguiti dai sipunculidi che forniscono solo il 3%.



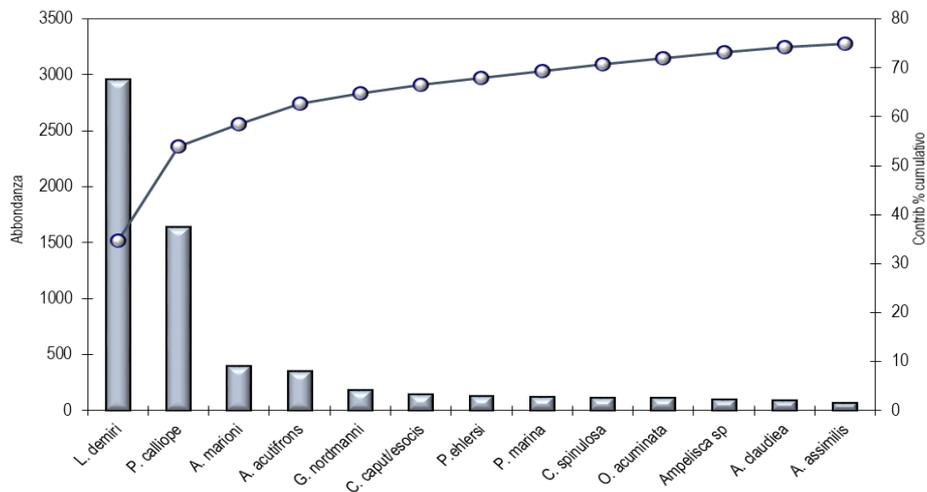
**Figura 46** - Ripartizione dell'abbondanza totale e del numero di specie tra i principali taxa rinvenuti. Altro=nemertini, emicordati.

Ai policheti appartengono le specie rinvenute col maggior numero di individui, tra le quali *Levinsenia demiri* (2953) e *Paradiopatra calliopae* (1637 individui) che costituiscono, rispettivamente il 34,6% e il 53,7% dell'abbondanza totale (**Figura 47**).

Ad esse seguono *Aphelochoaeta marioni* e *Ampharete acutifrons* che rappresentano, complessivamente, circa il 10% dell'abbondanza totale.

Il contributo delle altre specie cala sensibilmente tanto che *Glycinde nordmanni* la quarta in ordine di importanza, costituisce poco più del 2% dell'abbondanza totale.

Queste quattro specie rappresentano da sole quasi il 65% dell'abbondanza totale. 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 148 specie (ossia 92,5% del totale) contribuiscono per meno dell'1% all'abbondanza totale. Inoltre il 15% circa delle specie è presente con un solo individuo.



**Figura 47** - Abbondanza totale e contributo percentuale cumulativo delle specie dominanti.

Pertanto tutti i pattern osservati dipendono in gran parte dalle variazioni di abbondanza di queste specie. Dalla Simper analysis si ottiene che la similarità tra repliche all'interno della stessa stazione varia tra 60,08% (I18 MG8) e 79,01% (I18 MG4) oscillando intorno a una media complessiva di 70,43±6,12%.

Dalla medesima analisi, inoltre, si evince che *Levinsenia demiri* e *Paradiopatra calliopae* sono le specie che maggiormente contribuiscono alla similarità tra repliche tanto che, con l'eccezione di I18 MG12 e I18 MG2, apportano un contributo complessivo sempre maggiore del 50% con percentuali massime superiori al 70% (I18 MG9, I18 MG14, I18 MG4).

Nel piano di ordinamento (**Figura 48**) ottenuto dal non-Metric Multidimensional Scaling (n-MDS) si osserva che le stazioni non risultano distribuite nel plot in accordo alla loro posizione geografica o alla distanza dall'FSRU.

Esse risultano essere disperse nel piano senza formare cluster riconducibili alla loro reale distribuzione spaziale né alla presenza del rigassificatore.

Dalla Simper analysis si evince che i valori di (dis)similarità tra stazioni sono abbastanza variabili oscillando tra poco meno del 30% (I18 MG1 vs I18 MG10) fino al 65% (I18 MG4 vs I18 MG12; I18 MG4 vs I18 MG7), senza mostrare relazione con la localizzazione delle stazioni. In oltre il 70% dei casi la dissimilarità è inferiore al 50%; nel 25% dei casi è maggiore del 50% e solo in due casi supera il 60%. I valori maggiori di dissimilarità sono stati riscontrati dal raffronto con la stazione I18 MG4 (vs I18 MG11, vs I18 MG12, vs I18 MG7, I18 MG8, I18 MG9). Dissimilarità elevata è stata riscontrata anche tra le stazioni I18 MG6 vs I18 MG7 (58,93%), e tra le stazioni I18 MG6 vs I18 MG12 (55,21%) sebbene siano tutte molto vicine all'FSRU. Infine, valori elevati di dissimilarità riguardano le coppie I18 MG7 vs I18 MG14 (60,73%), I18 MG8 vs I18 MG14 (52,36%) e I18 MG9 vs I18 MG14 (52,34%).

Nel piano di ordinamento (**Figura 48**) le stazioni I18 MG14, I18 MG4 e I18 MG6 sono localizzate nella parte destra del plot e tendono ad essere separate dalle altre. Questo pattern è sostanzialmente dovuto al comportamento di *P. calliope* che presenta in queste stazioni i maggiori valori di abbondanza.

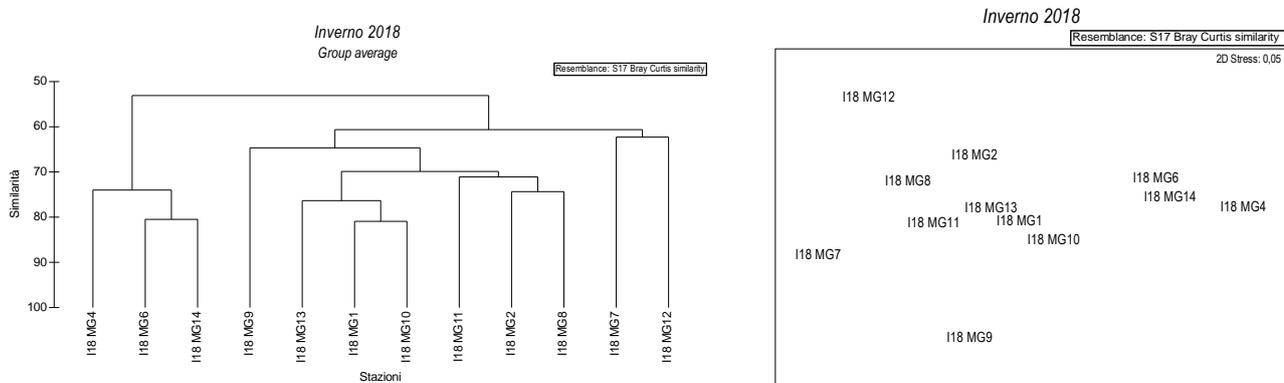
Dalla parte opposta del plot tendono a localizzarsi le stazioni con bassi valori di abbondanza di questa specie come nel caso di I18 MG7, I18 MG9, I18 MG11, I18 MG12.

Analogo pattern di distribuzione è stato osservato per *L. demiri* che mostra minimi e picchi di abbondanza coincidenti con quelli di *P. calliope*.

Questi due policheti, tuttavia, non mostrano pattern correlabili alla presenza del Terminale, essi rispecchiano piuttosto una intrinseca variabilità spaziale dell'area di indagine.

Tale variabilità si riscontra anche dall'analisi del biodetrito talvolta dominato da fibra vegetale, talvolta da sabbia o biodetrito conchifero.

Nelle stazioni con elevati valori di abbondanza di *P. calliope* e *L. demiri* la fibra vegetale è generalmente più abbondante rispetto alla sabbia o al biodetrito.



**Figura 48** - 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 (**Tabella 66**) i parametri indagati risultano variabili da stazione a stazione, in particolare, come atteso, l'abbondanza totale varia in relazione al comportamento delle specie dominanti e pertanto risulta massima in I18 MG6, I18 MG4 e in I18 MG14. Il numero di specie non segue il pattern delle abbondanze e mostra valori più elevati presso il Terminale (tranne I18 MG7) e in I18 MG2. La diversità varia tra 4,66 (I18 MG12) e 2,78 (I18 MG4) con valori superiori alla media in tutte le stazioni prossime all'FSRU (tranne I18 MG6) dove si registra anche il picco di questo parametro. Valori confrontabili sono stati osservati nelle stazioni I18 MG8, I18 MG9, I18 MG11, I18 MG2.

Presso il Terminale si registra anche il picco di Ricchezza di Margalef, e nel complesso, tutte le stazioni esibiscono i valori più elevati di questo survey parimenti registrati anche nelle stazioni I18 MG11 e I18 MG2.

Infine la stazione I18 MG12 è anche quella con il più elevato valore di equità, seguita dalla stazione I18 MG2.

L'andamento dei parametri non rispecchia la localizzazione delle stazioni e non risulta chiaramente correlabile alla presenza del rigassificatore, anche se presso quest'ultimo i popolamenti tendono ad essere maggiormente strutturati con picchi di abbondanza e numero di specie.

Tabella 66 – 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), Equità di Pielou (J).										
Stazioni	S		N		H'(log <sub>2</sub> )		d		J	
I18 MG1	40,25	± 9,22	161,25	± 21,39	3,82	± 0,37	7,72	± 1,75	0,72	± 0,03
I18 MG2	46,00	± 2,94	157,25	± 10,37	4,41	± 0,19	8,90	± 0,62	0,80	± 0,02
I18 MG4	39,25	± 6,24	311,75	± 151,37	2,78	± 0,20	6,67	± 1,02	0,53	± 0,03
I18 MG6	48,50	± 8,66	269,75	± 100,72	3,71	± 0,27	8,55	± 1,32	0,67	± 0,06
I18 MG7	40,00	± 6,16	129,00	± 29,97	4,16	± 0,43	8,06	± 1,24	0,78	± 0,05

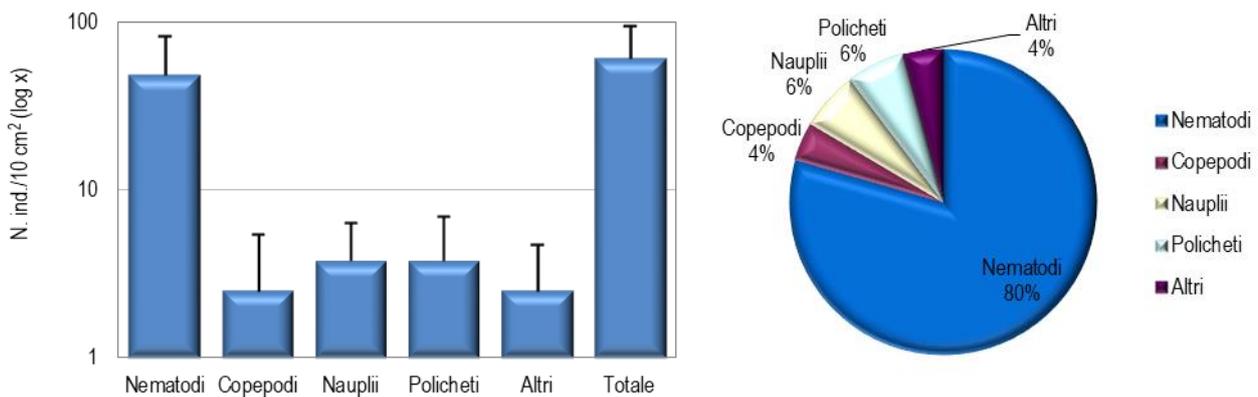
**Tabella 66** – Indici strutturali ( $\pm$ DS) relativi al popolamento macrobentonico. Numero di taxa (S), Numero di individui (N), Diversità specifica di Shannon-Weaver ( $H'$ ), Ricchezza specifica di Margalef (d), Equitabilità di Pielou (J).

	S	N	$H'$	d	J
<b>I18 MG8</b>	34,50 $\pm$ 5,45	130,00 $\pm$ 18,67	4,02 $\pm$ 0,42	6,89 $\pm$ 1,14	0,79 $\pm$ 0,07
<b>I18 MG9</b>	25,50 $\pm$ 4,04	107,50 $\pm$ 25,25	3,10 $\pm$ 0,28	5,25 $\pm$ 0,78	0,66 $\pm$ 0,05
<b>I18 MG10</b>	38,75 $\pm$ 8,14	170,00 $\pm$ 36,96	3,53 $\pm$ 0,16	7,35 $\pm$ 1,41	0,67 $\pm$ 0,02
<b>I18 MG11</b>	44,00 $\pm$ 10,10	140,00 $\pm$ 19,61	4,19 $\pm$ 0,50	8,68 $\pm$ 1,88	0,77 $\pm$ 0,05
<b>I18 MG12</b>	48,50 $\pm$ 11,12	136,00 $\pm$ 24,45	4,66 $\pm$ 0,44	9,65 $\pm$ 2,01	0,84 $\pm$ 0,03
<b>I18 MG13</b>	45,50 $\pm$ 11,12	159,00 $\pm$ 27,98	3,99 $\pm$ 0,48	8,78 $\pm$ 2,03	0,73 $\pm$ 0,06
<b>I18 MG14</b>	40,75 $\pm$ 8,50	259,00 $\pm$ 47,53	3,12 $\pm$ 0,38	7,18 $\pm$ 1,53	0,58 $\pm$ 0,05

#### 4.2.2 Meiobenthos

##### Dati delle singole stazioni

La stazione I18 MG1 è caratterizzata da un sedimento sabbioso con detrito grossolano e vegetale. La comunità meiobentonica è costituita da nove gruppi tassonomici, per un popolamento complessivo di  $61,5 \pm 33,6$  ind./10 cm<sup>2</sup>. I Nematodi sono il *taxon* dominante ( $48,9 \pm 33,4$  ind./10 cm<sup>2</sup>), rappresentando il 79,4% della biocenosi. Seguono i Policheti ( $3,8 \pm 3,2$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 6,2%), i Nauplii ( $3,8 \pm 2,5$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 6,2%) e i Copepodi ( $2,5 \pm 2,9$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 4,1%). I *taxa* numericamente meno significativi, raggruppati nella categoria "Altri", raggiungono il 4,1% della meiofauna totale ( $2,5 \pm 2,2$  ind./10 cm<sup>2</sup>); di questi solo i Nemertini superano l'1% del popolamento complessivo (**Tabella 67**; **Figura 49**). I valori degli indici di ricchezza di Margalef e diversità di Shannon-Wiener risultano superiori ai rispettivi valori medi riscontrati nell'area, mentre l'equitabilità di Pielou è pari al valore medio dell'area (**Tabella 69**).

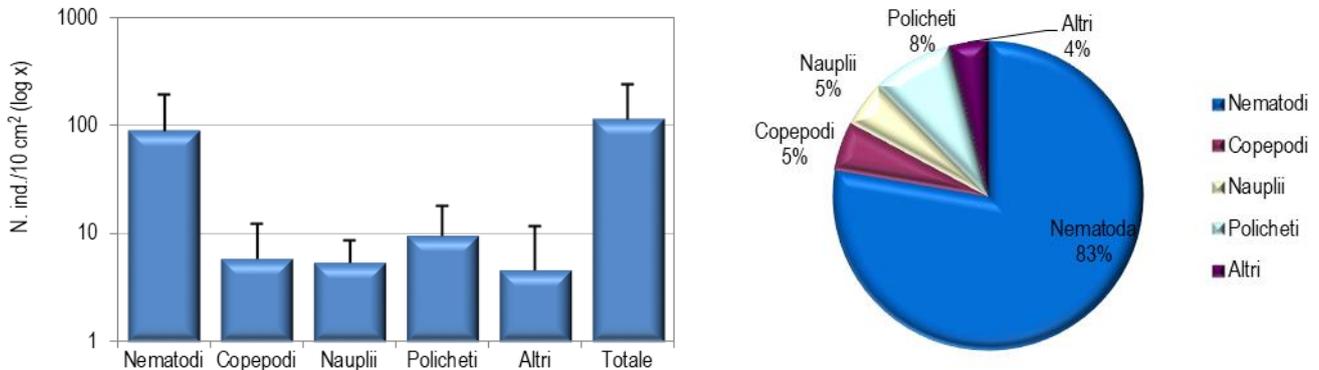

**Figura 49** - Stazione I18 MG1. Densità media  $\pm$  deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei *taxa* principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi *taxa* al popolamento meiobentonico complessivo (dx).

**Tabella 67** - Struttura della comunità meiobentonica nelle stazioni I18 MG1, I18 MG2, I18 MG4, I18 MG6, I18 MG7, I18 MG8. 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.

	I18 MG1		I18 MG2		I18 MG4		I18 MG6		I18 MG7		I18 MG8	
	Media $\pm$ DS	%	Media $\pm$ DS	%	Media $\pm$ DS	%	Media $\pm$ DS	%	Media $\pm$ DS	%	Media $\pm$ DS	%
Nematodi	48,9 $\pm$ 33,4	79,4	89,7 $\pm$ 100,5	77,7	14,7 $\pm$ 6,5	83,3	59,4 $\pm$ 86,7	88,1	46,7 $\pm$ 66,6	88,0	48,9 $\pm$ 30,0	88,5
Copepodi	2,5 $\pm$ 2,9	4,1	5,9 $\pm$ 6,2	5,1	-	-	1,7 $\pm$ 3,4	2,5	0,4 $\pm$ 0,8	0,8	1,7 $\pm$ 1,4	3,1
Nauplii	3,8 $\pm$ 2,5	6,2	5,5 $\pm$ 3,2	4,7	1,3 $\pm$ 1,6	7,1	-	-	1,3 $\pm$ 0,8	2,4	0,4 $\pm$ 0,8	0,8
Policheti	3,8 $\pm$ 3,2	6,2	9,7 $\pm$ 8,2	8,4	1,3 $\pm$ 1,6	7,1	5,1 $\pm$ 2,4	7,5	4,2 $\pm$ 5,6	7,9	2,9 $\pm$ 2,5	5,3
Chinorinchi	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Turbellari	0,4 $\pm$ 0,8	0,7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ostracodi	0,4 $\pm$ 0,8	0,7	0,8 $\pm$ 1,7	0,7	-	-	-	-	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,8
Anfipodi	0,4 $\pm$ 0,6	0,7	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	2,4	0,8 $\pm$ 1,7	1,2	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,8
Briozoi	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Isopodi	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,4	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,6	-	-	-	-
Priapulidi	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Gasteropodi	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Bivalvi	0,4 $\pm$ 0,8	0,7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Caudofoveati	-	-	1,7 $\pm$ 3,4	1,5	-	-	-	-	-	-	-	-
Nemertini	0,8 $\pm$ 1,0	1,4	0,4 $\pm$ 0,8	0,4	-	-	-	-	-	-	-	-
Oligocheti	-	-	1,3 $\pm$ 2,5	1,1	-	-	-	-	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,8
Acari	-	-	-	-	-	-	-	-	0,4 $\pm$ 0,8	0,8	-	-
Altri ( $\Sigma$ Chino-Aca)	2,5 $\pm$ 2,2	4,1	4,6 $\pm$ 7,1	4,0	0,4 $\pm$ 0,8	2,4	1,3 $\pm$ 1,6	1,9	0,4 $\pm$ 0,8	0,8	1,3 $\pm$ 1,6	2,3
Meiofauna totale	61,5 $\pm$ 33,6	-	115,4 $\pm$ 123,9	-	17,7 $\pm$ 4,0	-	67,4 $\pm$ 92,5	-	53,1 $\pm$ 71,5	-	55,2 $\pm$ 33,6	-

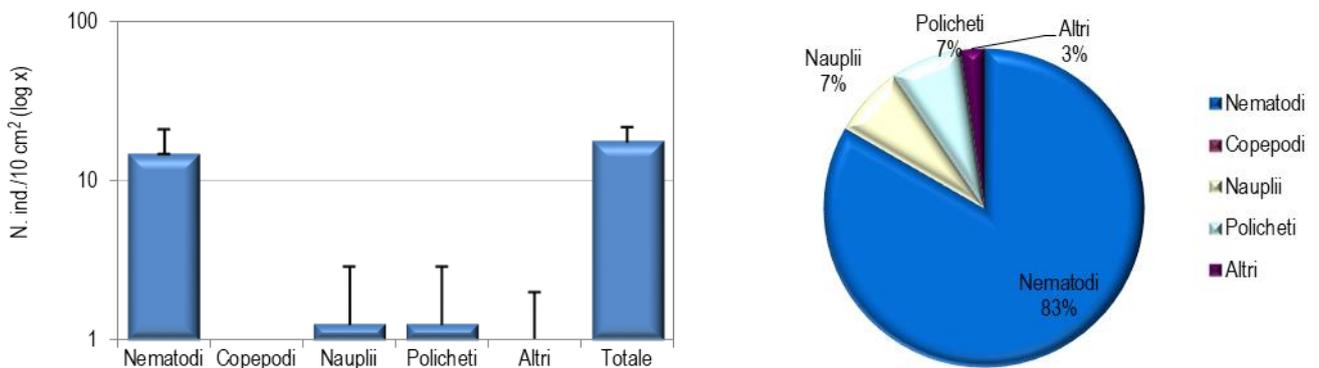
La stazione I18 MG2 presenta un sedimento di tipo sabbioso con detrito grossolano di origine vegetale. La popolazione meiobentonica è caratterizzata da nove *taxa* principali, per una densità complessiva di  $115,4 \pm 123,9$  ind./10 cm<sup>2</sup>. Il *taxon* dominante è quello dei Nematodi,

che rappresentano il 77,7% del popolamento meiobentonico complessivo, con una densità di  $89,7 \pm 100,5$  ind./10 cm<sup>2</sup>. Seguono i Policheti ( $9,7 \pm 8,2$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 8,4%), i Copepodi ( $5,9 \pm 6,2$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 5,1%) e i Nauplii ( $5,5 \pm 3,2$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 4,7%). I sei *taxa* meno abbondanti costituiscono il 4,0% della biocenosi e tra questi solo i Nemertini e i Caudofoveati superano l'1% del popolamento (Tabella 67; Figura 50). I valori degli indici di diversità di Shannon-Wiener e di ricchezza di Margalef risultano superiori ai rispettivi valori medi riscontrati nell'area, mentre l'equitabilità di Pielou è pari ad essa (Tabella 69).



**Figura 50** - Stazione I18 MG2. 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).

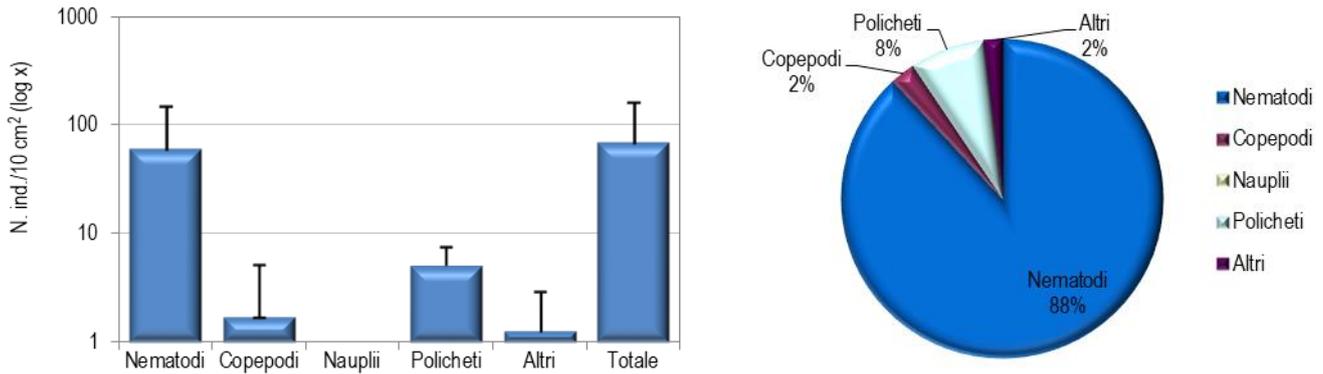
Il sedimento in I18 MG4 è costituito da sabbia fine mista a detrito grossolano e vegetale. Lo studio faunistico ha portato al rinvenimento di soli quattro gruppi meiobentonici, per una densità media complessiva di  $17,7 \pm 4,0$  ind./10 cm<sup>2</sup>, la più bassa registrata nell'area (Tabella 67). I Nematodi esibiscono una densità pari a  $14,7 \pm 6,5$  ind./10 cm<sup>2</sup>, pari all'83,3% del popolamento, seguono i Policheti ( $1,3 \pm 1,6$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 7,1%) e i Nauplii ( $1,3 \pm 1,6$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 7,1%). In questo sito sono risultati assenti i Copepodi. Il restante *taxon*, gli Anfipodi, raggiunge il 2,4% della biocenosi (Tabella 67; Figura 51). I valori degli indici di diversità di Shannon-Wiener e di ricchezza di Margalef risultano inferiori ai rispettivi valori medi riscontrati nell'area, mentre l'equitabilità di Pielou è pari al valore medio dell'area (Tabella 69).



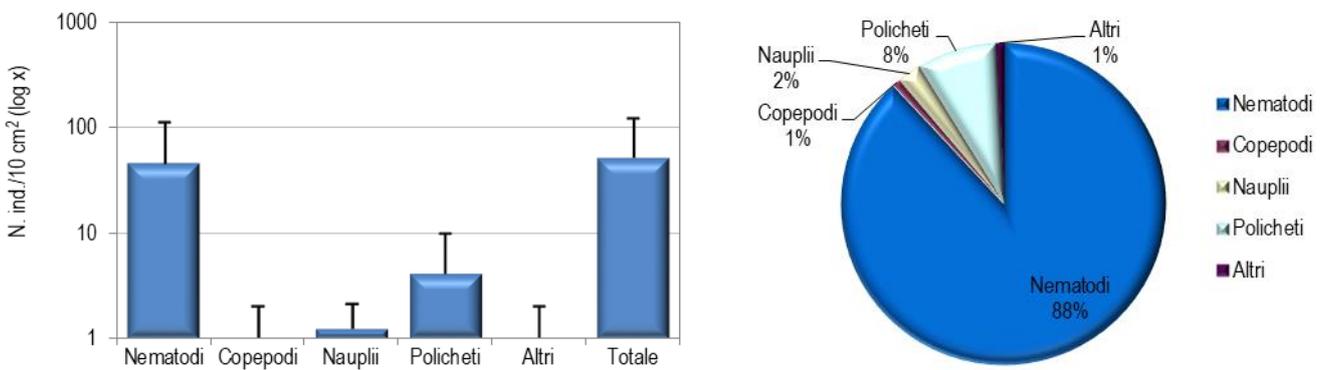
**Figura 51** - Stazione I18 MG4. Densità media  $\pm$  deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei *taxa* principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi *taxa* al popolamento meiobentonico complessivo (dx).

Il sedimento della stazione I18 MG6 è caratterizzato da sabbia fine con detrito grossolano di origine vegetale. Nei campioni sono stati rinvenuti i rappresentanti di soli cinque gruppi tassonomici, per una densità complessiva di  $67,4 \pm 92,5$  ind./10 cm<sup>2</sup> (Tabella 67). I Nematodi sono il *taxon* dominante, raggiungendo la densità di  $59,4 \pm 86,7$  ind./10 cm<sup>2</sup>, pari all'88,1% del popolamento complessivo; seguono i Policheti ( $5,1 \pm 2,4$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 7,5%) e i Copepodi ( $1,7 \pm 3,4$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 2,5%). I Nauplii sono risultati assenti in questa stazione. I restanti due *taxa* costituiscono l'1,9% del popolamento ("Altri";  $1,3 \pm 1,6$  ind./10 cm<sup>2</sup>); di questi solo gli Anfipodi superano l'1% della biocenosi (Tabella 67; Figura 52). I valori degli indici ecologici risultano inferiori ai vari medi rilevati nell'area, rimarcando la povertà faunistica riscontrata in questa stazione (Tabella 69).

Il sedimento della stazione I18 MG7 è costituito da sabbia media con detrito grossolano di origine vegetale. La biocenosi meiobentonica è caratterizzata da soli cinque major *taxa*, con una densità media totale di  $53,1 \pm 71,5$  ind./10 cm<sup>2</sup>. Dominano i Nematodi, che contribuiscono con l'88,0% al popolamento complessivo ( $46,7 \pm 66,6$  ind./10 cm<sup>2</sup>). Seguono i Policheti ( $4,2 \pm 5,6$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 7,9%), i Nauplii ( $1,3 \pm 0,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 2,4%) e, infine, i Copepodi ( $0,4 \pm 0,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 0,8%). Il restante *taxon*, gli Acari, rappresenta lo 0,8% della meiofauna totale (Tabella 67; Figura 53). I valori degli indici ecologici strutturali risultano inferiori ai valori medi calcolati per l'area, sottolineando la povertà faunistica rilevata in questo sito (Tabella 69).

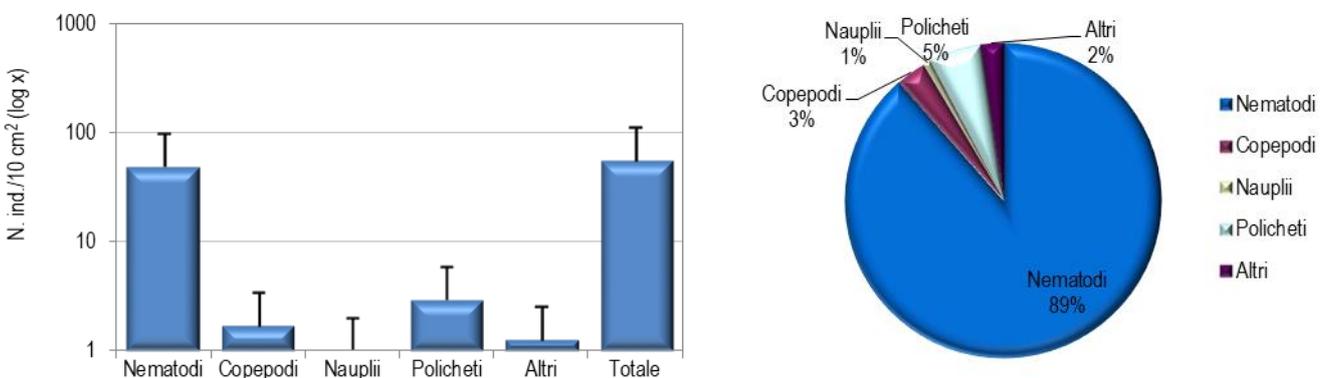


**Figura 52** - Stazione I18 MG6. Densità media  $\pm$  deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).



**Figura 53** - Stazione I18 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).

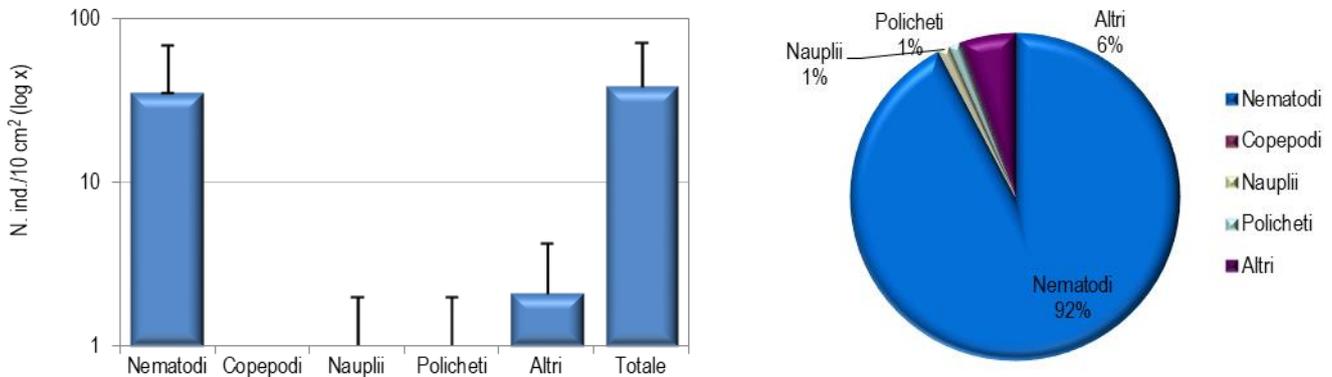
La stazione I18 MG8 è caratterizzata da sabbia media-grossolana con detrito vegetale. La meiofauna è costituita da sette gruppi tassonomici, la cui densità complessiva raggiunge i  $55,2 \pm 33,6$  ind./10 cm<sup>2</sup> (Tabella 67, Tabella 69). I Nematodi risultano il gruppo dominante, con una percentuale pari all'88,5% (densità:  $48,9 \pm 30,0$  ind./10 cm<sup>2</sup>). Seguono i Policheti ( $2,9 \pm 2,5$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 5,3%), i Copepodi ( $1,7 \pm 1,4$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 3,1%), i taxa meno abbondanti ("Altri":  $1,3 \pm 1,3$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 2,3%) e i Nauplii ( $0,4 \pm 0,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 0,8%). Nessuno dei taxa meno abbondanti supera la soglia dell'1% del popolamento complessivo (Figura 54). L'indice di ricchezza di Margalef risulta superiore al valore medio calcolato per l'area, mentre la diversità di Shannon-Wiener e l'equitabilità di Pielou risultano inferiori ai valori medi dell'area (Tabella 69).



**Figura 54** - Stazione I18 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).

La stazione I18 MG9 presenta un sedimento di tipo sabbioso molto fine con silt. La comunità meiobentonica è caratterizzata da soli cinque gruppi tassonomici, per una densità media complessiva pari a  $38,3 \pm 32,9$  ind./10 cm<sup>2</sup> (Tabella 68, Tabella 69). I Nematodi sono il taxon dominante ( $35,4 \pm 33,1$  ind./10 cm<sup>2</sup>) rappresentando il 92,4% della meiofauna totale. Seguono i taxa meno abbondanti ("Altri";  $2,1 \pm 2,1$

ind./10 cm<sup>2</sup>; 5,5%), i Nauplii (0,4 ± 0,8 ind./10 cm<sup>2</sup>; 1,1%) e i Policheti (0,4 ± 0,8 ind./10 cm<sup>2</sup>; 1,1%). I Copepodi sono risultati assenti in questo sito. Entrambi i due taxa meno abbondanti, Gasteropodi e Ostracodi, superano la soglia dell'1% della biocenosi (**Tabella 68**; **Figura 55**). I valori degli indici ecologici strutturali risultano inferiori ai quelli medi calcolati per l'area, rimarcando la povertà faunistica rilevata in questa stazione (**Tabella 69**).



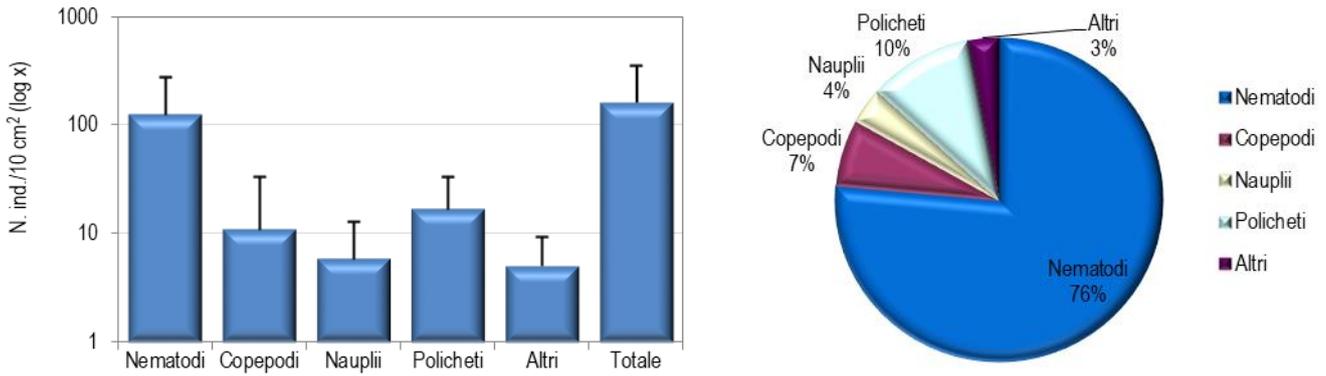
**Figura 55** - Stazione I18 MG9. Densità media ± deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).

**Tabella 68** - Struttura della comunità meiobentonica nelle stazioni I18 MG9, I18 MG10, I18 MG11, I18 MG12, I18 MG13, I18 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.

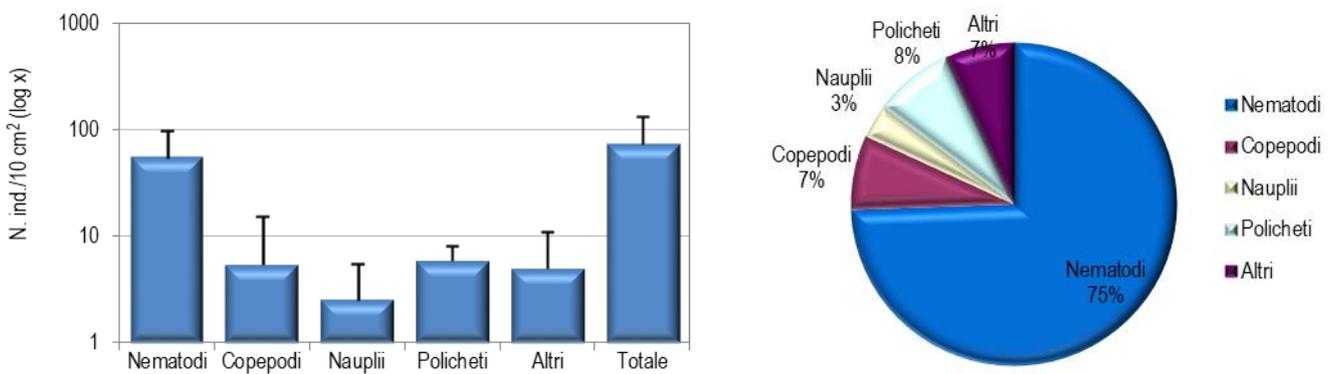
	I18 MG9		I18 MG10		I18 MG11		I18 MG12		I18 MG13		I18 MG14	
	Media±DS	%	Media±DS	%	Media±DS	%	Media±DS	%	Media±DS	%	Media±DS	%
Nematodi	35,4±33,1	92,4	125,5±148,2	76,4	55,2±43,1	74,4	48,4±23,1	60,5	68,2±87,7	83,9	19,8±22,9	85,3
Copepodi	-	-	10,9±21,9	6,7	5,5±9,9	7,4	2,5±2,2	3,2	1,3±1,6	1,6	0,4±0,8	1,8
Nauplii	0,4±0,8	1,1	5,9±6,8	3,6	2,5±2,9	3,4	5,1±3,9	6,3	4,2±6,2	5,2	2,1±0,8	9,1
Policheti	0,4±0,8	1,1	16,8±16,2	10,3	5,9±2,2	8,0	8,0±3,7	10,0	4,2±5,2	5,2	0,4±0,8	1,8
Chinorinchi	-	-	0,4±0,8	0,3	0,4±0,8	0,6	-	-	-	-	-	-
Turbellari	-	-	0,8±1,7	0,5	-	-	-	-	-	-	-	-
Ostracodi	0,4±0,8	1,1	0,8±1,7	0,5	-	-	-	-	0,4±0,8	0,5	-	-
Anfipodi	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Briozoi	-	-	-	-	-	-	15,2±0,1	19,0	-	-	-	-
Isopodi	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Priapulidi	-	-	-	-	0,4±0,8	0,6	-	-	-	-	-	-
Gasteropodi	1,7±1,4	4,4	1,7±1,9	1,0	-	-	-	-	0,4±0,8	0,5	-	-
Bivalvi	-	-	-	-	0,4±0,8	0,6	-	-	-	-	-	-
Caudofoveati	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Nemertini	-	-	0,8±1,7	0,5	-	-	-	-	-	-	-	-
Oligocheti	-	-	0,4±0,8	0,3	3,8±3,5	5,1	0,8±1,7	1,1	2,5±5,1	3,1	0,4±0,8	1,8
Acari	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Altri (ΣChino-Aca)	2,1±2,1	5,5	5,1±4,3	3,1	5,1±5,8	6,8	16,0±29,8	20,0	3,4±4,6	4,1	0,4±0,8	1,8
Meiofauna totale	38,3±32,9	-	164,2±192,4	-	74,1±60,7	-	80,0±56,2	-	81,3±104,5	-	23,2±23,5	-

La stazione I18 MG10 presenta un sedimento siltoso misto a detrito vegetale. L'analisi faunistica ha portato al rinvenimento di dieci taxa meiobentonici, con una densità media totale di 164,2 ± 192,4 ind./10 cm<sup>2</sup> (**Tabella 68**, **Tabella 69**). I Nematodi sono il gruppo dominante, con una densità media pari a 125,5 ± 148,2 ind./10 cm<sup>2</sup>, contribuendo per il 76,4% alla biocenosi complessiva. I Policheti risultano il taxon subdominante (16,8 ± 16,2 ind./10 cm<sup>2</sup>; 10,3%), seguiti dai Copepodi (10,9 ± 21,9 ind./10 cm<sup>2</sup>; 6,7%) e dai Nauplii (5,9 ± 6,8 ind./10 cm<sup>2</sup>; 3,6%) (**Tabella 68**; **Figura 56**). I restanti sei taxa costituiscono il 3,1% del popolamento ("Altri"; 5,1 ± 4,3 ind./10 cm<sup>2</sup>). Tra questi, solo i Gasteropodi raggiungono l'1% del totale (**Tabella 68**). I valori degli indici di ricchezza di Margalef e di diversità di Shannon-Wiener sono superiori ai valori medi registrati per l'area, mentre l'equitabilità di Pielou è simile al valore medio dell'area (**Tabella 69**).

Il sedimento della stazione I18 MG11 è caratterizzato da sabbia media e grossolana. Nei campioni analizzati sono stati rinvenuti i rappresentanti di otto gruppi meiobentonici, per una densità media complessiva pari a 74,1 ± 60,7 ind./10 cm<sup>2</sup>. Analogamente ad altri siti, i Nematodi sono il gruppo dominante (densità media: 55,2 ± 43,1 ind./10 cm<sup>2</sup>), con un apporto percentuale al popolamento complessivo del 74,4% (**Tabella 68**). Seguono i Policheti (5,9 ± 2,2 ind./10 cm<sup>2</sup>; 8,0%), i Copepodi (densità: 5,5 ± 9,9 ind./10 cm<sup>2</sup>; 7,4%), i taxa meno abbondanti ("Altri"; 5,1 ± 5,8 ind./10 cm<sup>2</sup>; 6,8%) e i Nauplii (2,5 ± 2,9 ind./10 cm<sup>2</sup>; 3,4%). Tra i quattro taxa meno abbondanti solo gli Oligocheti superano l'1,0% del popolamento (**Tabella 68**; **Figura 57**). Si segnala la presenza in questa stazione di larve di Priapulidi. In questa stazione i valori degli indici ecologici risultano superiori ai valori medi calcolati per l'intera l'area (**Tabella 69**).

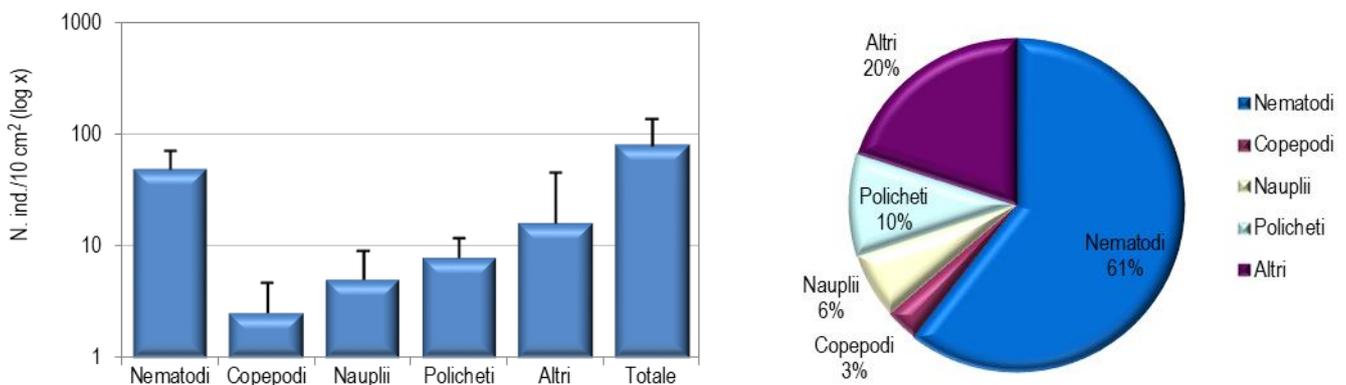


**Figura 56** - Stazione I18 MG10. Densità media  $\pm$  deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei taxa principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi taxa al popolamento meiobentonico complessivo (dx).



**Figura 57** - Stazione I18 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).

Il sedimento della stazione I18 MG12 è costituito prevalentemente da sabbia media con detrito grossolano e vegetale. La comunità meiobentonica è composta da sei taxa, con abbondanza media totale di  $80,0 \pm 56,2$  ind./10 cm<sup>2</sup>. Sebbene con una percentuale relativamente più bassa rispetto ad altri siti (60,5% del popolamento complessivo), i Nematodi sono, come in precedenza, il taxon dominante, con una densità che si attesta sul valore di  $48,4 \pm 23,1$  ind./10 cm<sup>2</sup>. Seguono i taxa meno abbondanti ("Altri";  $16,0 \pm 29,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 20%), i Policheti ( $8,0 \pm 3,7$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 10,0%), i Nauplii ( $5,1 \pm 3,9$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 6,3%) e i Copepodi ( $2,5 \pm 2,2$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 3,2%). Entrambi i taxa meno abbondanti, Briozoi e Oligocheti, superano l'1,0% del popolamento. Si rimarca l'abbondanza di Briozoi in questo sito (Tabella 68; Figura 58). I valori degli indici di diversità di Shannon-Wiener e di equitabilità di Pielou sono superiori ai valori medi riscontrata nell'area, mentre quello della ricchezza di Margalef è inferiore (Tabella 69).



**Figura 58** - Stazione I18 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 I18 MG13 è caratterizzato da sabbia fine mista a silt, con detrito vegetale. Nei campioni analizzati sono stati rilevati sette taxa meiobentonici, per una densità complessiva pari a  $81,3 \pm 104,5$  ind./10 cm<sup>2</sup> (Tabella 68). Dominano i Nematodi, che

raggiungono l'83,9% del popolamento totale ( $68,2 \pm 87,7$  ind./10 cm<sup>2</sup>). Seguono i Nauplii ( $4,2 \pm 6,2$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 5,2%), i Policheti ( $4,2 \pm 5,2$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 5,2%), i *taxa* meno abbondanti ("Altri";  $3,4 \pm 4,6$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 4,1%) e, infine, i Copepodi ( $1,3 \pm 1,6$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 1,6%). Tra i tre *taxa* meno abbondanti, raggruppati nella categoria "Altri", solo gli Oligocheti superano l'1,0% della biocenosi complessiva (Tabella 68; Figura 59). I valori degli indici di ricchezza di Margalef e di diversità di Shannon-Wiener corrispondono ai valori medi registrati nell'area, mentre il valore dell'equitabilità di Pielou risulta inferiore al valore medio dell'area (Tabella 69).

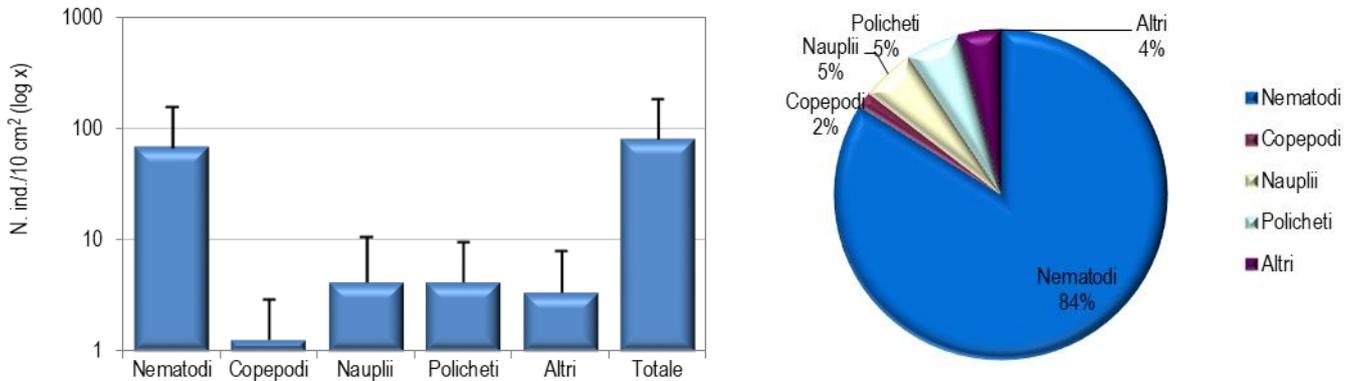


Figura 59 - Stazione I18 MG13. Densità media  $\pm$  deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei *taxa* principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi *taxa* al popolamento meiobentonico complessivo (dx).

La stazione I18 MG14 è caratterizzata da sabbia fine con silt e detrito vegetale. L'analisi faunistica dei campioni ha portato al rinvenimento di soli cinque *taxa* meiobentonici, con una densità media complessiva pari a  $23,2 \pm 23,5$  ind./10 cm<sup>2</sup> (Tabella 68). I Nematodi risultano il *taxon* dominante, raggiungendo il 92,5% della biocenosi ( $19,8 \pm 22,9$  ind./10 cm<sup>2</sup>). Seguono i Nauplii ( $2,1 \pm 0,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 3,0%), i Copepodi ( $0,4 \pm 0,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 2,1%) e, infine, i Policheti ( $0,4 \pm 0,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 2,0%). l'ultimo *taxon*, gli Oligocheti, costituisce anch'esso l'1,8% della biocenosi ( $0,4 \pm 0,8$  ind./10 cm<sup>2</sup>) (Tabella 68; Figura 60). In questa stazione i valori degli indici di ricchezza di Margalef e di diversità di Shannon-Wiener risultano inferiori ai valori medi calcolati per l'intera area, mentre il valore dell'equitabilità di Pielou risulta pari al corrispondente valore medio calcolato per l'area (Tabella 69).

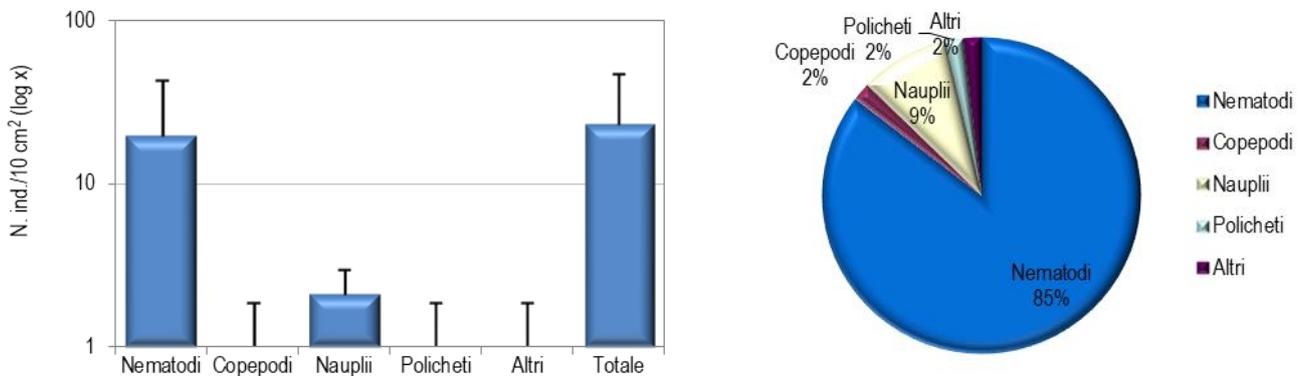


Figura 60 - Stazione I18 MG14. Densità media  $\pm$  deviazione standard (ind./10 cm<sup>2</sup>) dei *taxa* principali e del popolamento complessivo. Valori in scala logaritmica (sx). Apporto percentuale dei diversi *taxa* al popolamento meiobentonico complessivo (dx).

### Dati complessivi

Nell'area investigata sono stati rinvenuti complessivamente organismi appartenenti a diciassette gruppi tassonomici. Nematodi e Policheti sono risultati presenti in tutti i siti. I Copepodi sono risultati assenti in due stazioni, mentre i Nauplii non sono stati rilevati in un solo sito. Dei rimanenti *taxa*, Oligocheti e Ostracodi risultano abbastanza frequenti, mancando solo in alcune stazioni, al contrario di Briozoi, Turbellari, Nemertini, Caudofoveati, Bivalvi, Priapulidi, Chinorinchi, Isopodi e Acari, rinvenuti solamente in uno o due siti e in numeri spesso molto bassi. La densità media totale della meiofauna nell'area investigata è pari a soli  $69,3 \pm 84,3$  ind./10 cm<sup>2</sup>. I Nematodi sono risultati il *taxon* dominante, con una densità media di  $55,1 \pm 67,3$  ind./10 cm<sup>2</sup>, corrispondente al 79,5% della biocenosi complessiva. Seguono, nell'ordine, i Policheti ( $5,2 \pm 6,9$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 7,5%), i *taxa* meno abbondanti ("Altri";  $3,5 \pm 9,1$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 5,1%), i Copepodi ( $2,7 \pm 7,1$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 3,9%) e, infine, i Nauplii ( $2,7 \pm 3,5$  ind./10 cm<sup>2</sup>; 3,9%). Tra i tredici *taxa* meno abbondanti, raggruppati nella categoria "Altri", solo i Briozoi e gli Oligocheti superano l'1% dell'intero popolamento (Tabella 70).

L'analisi della varianza (ANOVA) condotta per verificare la significatività delle eventuali differenze nei valori medi delle abbondanze riscontrate nelle 12 stazioni non ha evidenziato differenze statisticamente significative.

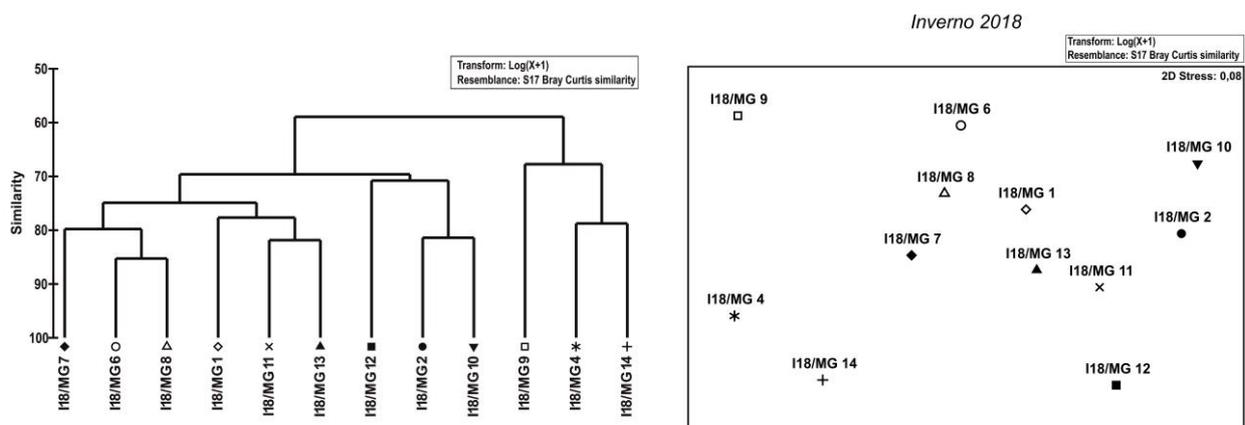
**Tabella 69** - Indici strutturali relativi al popolamento meiobentonico calcolati sui valori medi di abbondanza. Numero di *taxa* (S), Numero medio di individui (N), Ricchezza di Margalef (d), Diversità di Shannon-Wiener (H'), Equitabilità di Pielou (J).

	S	N	d	H'	J
I18 MG1	9	61,5	1,9	0,9	0,4
I18 MG2	9	115,4	1,7	0,9	0,4
I18 MG4	4	17,7	1,0	0,6	0,4
I18 MG6	5	67,4	1,0	0,5	0,3
I18 MG7	5	53,1	1,0	0,5	0,3
I18 MG8	7	55,2	1,5	0,5	0,3
I18 MG9	5	38,3	1,1	0,4	0,2
I18 MG10	10	164,2	1,8	0,9	0,4
I18 MG11	8	74,1	1,6	1,0	0,5
I18 MG12	6	80,0	1,1	1,2	0,7
I18 MG13	7	81,3	1,4	0,7	0,3
I18 MG14	5	23,2	1,3	0,6	0,4
Media	7	69,3	1,4	0,7	0,4
Dev. St.	40,1	0,3	0,2	0,1	40,1

In **Tabella 69** sono riportati i parametri strutturali calcolati per le singole stazioni. Numero di *taxa* (S) e abbondanza media (N) variano nelle stazioni analizzate, da 4 a 10 *taxa* il primo, e da 17 a 164 ind./10 cm<sup>2</sup> il secondo. La stazione I18 MG4 ospita il numero più basso di *taxa* e il minimo valore di densità, mentre I18 MG10 presenta i più alti valori di questi parametri. Anche gli indici di ricchezza di Margalef (d), diversità di Shannon-Wiener (H') ed equitabilità di Pielou (J) variano nei siti indagati. La ricchezza di Margalef (d) varia dal valore minimo di 1,0 delle stazioni I18 MG4, I18 MG6 e I18 MG7 al massimo, rilevato in I18 MG1 (d = 1,9; **Tabella 69**). La diversità di Shannon-Wiener (H') è risultata massima in I18 MG12 (1,2) e minima nel sito I18 MG9 (0,4). Queste stazioni presentano anche il maggiore e il minor valore dell'indice di equitabilità di Pielou (J) 0,7 e 0,2 rispettivamente (**Tabella 69**). Considerata la distanza reciproca tra questi siti e la loro distanza relativa rispetto al rigassificatore, non emergono relazioni tra le differenze osservate e la loro collocazione geografica anche rispetto alla posizione del Terminale.

Le analisi multivariate hanno evidenziato una similarità faunistica medio bassa tra i siti investigati. L'analisi dei cluster, basata sulle abbondanze medie dei diversi *taxa* e sulla matrice di similarità di Bray-Curtis, evidenzia una prima dicotomia a un valore di similarità faunistica tra le stazioni prossimo al 59% (**Figura 61**). In corrispondenza di tale valore, tre siti, I18 MG4, I18 MG9 e I18 MG14, raggruppati tra loro a un livello di similarità di quasi 67%, risultano separati dagli altri nove. La diversità tassonomica e specialmente le densità rilevate in queste tre stazioni risultano più basse rispetto a quelle registrate altrove. Tra i rimanenti nove siti, tre di essi, I18 MG2, I18 MG10 e I18 MG12, caratterizzati da un maggior numero di *taxa* e densità relativamente più alte, specialmente per quanto riguarda i *taxa* raggruppati nella categoria "Altri", vengono separati dagli altri sei ad un livello di similarità del 70% circa. Questi ultimi sei siti presentano un livello di similarità intorno al 75% e sono equamente suddivisi in due sottocluster. Dai dati non emergono relazione tra raggruppamento e posizione geografica delle stazioni rispetto al Terminale.

Quanto appena indicato è riflesso anche nel piano di ordinamento bidimensionale ottenuto dall'analisi nMDS (**Figura 61**) dove la disposizione dei punti-stazione prescinde dalla loro collocazione geografica. Il grafico nMDS separa le stazioni caratterizzate da basse densità e diversità dei *taxa* rinvenuti (I18 MG4, I18 MG9 e I18 MG14) dalle altre. In via subordinata, è possibile notare anche qui la separazione di I18 MG12 e, in misura minore, I18 MG2 e I18 MG10 dalle restanti sei stazioni.



**Figura 61** – 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 70** - Struttura della comunità meiobentonica 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	55,1 $\pm$ 67,3	79,5	Isopodi	0,1 $\pm$ 0,3	0,1
Copepodi	2,7 $\pm$ 7,1	3,9	Priapulidi	0,1 $\pm$ 0,2	0,1
Nauplii	2,7 $\pm$ 3,5	3,9	Gasteropodi	0,3 $\pm$ 0,9	0,5
Policheti	5,2 $\pm$ 6,9	7,5	Bivalvi	0,1 $\pm$ 0,3	0,1
Chinorinchi	0,1 $\pm$ 0,3	0,1	Caudofoveati	0,1 $\pm$ 1,0	0,2
Turbellari	0,1 $\pm$ 0,5	0,2	Nemertini	0,2 $\pm$ 0,6	0,3
Ostracodi	0,3 $\pm$ 0,8	0,4	Oligocheti	0,8 $\pm$ 2,1	1,2
Anfipodi	0,2 $\pm$ 0,6	0,3	Acari	0,1 $\pm$ 0,2	0,1
Briozoi	1,3 $\pm$ 8,8	1,8	Altri (SChino-Aca)	3,5 $\pm$ 9,1	5,1
Meiofauna totale	69,3 $\pm$ 84,3				

#### 4.2.3 Bioaccumulo

##### Metalli

I risultati della ricerca dei metalli in *Mytilus galloprovincialis* sono riportati nella **Tabella 71**. Le concentrazioni della maggior parte dei metalli rilevati nei mitili lungo il Terminale sono inferiori o confrontabili con il Tempo 0.

Evidente, risulta l'incremento di vanadio che nei mitili lungo il Terminale ha raggiunto tenori tra 6 e 8 volte maggiori circa rispetto al Tempo 0. Inoltre, il bario che risulta al di sotto del limite di quantificazione sia al Tempo 0, sia nel controllo Gorgona, è stato quantificato in tutte le stazioni lungo l'FSRU dove varia tra 64,07 mg/kg (Staz. A Pos1) e 28,58 mg/kg (Staz. D Pos 4).

**Tabella 71** - Concentrazione dei metalli nei mitili. Dati relativi alla campagna I18 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	18,07	2,71	19,26	2,89	20,26	3,04	14,78	2,22	9,70	1,45	7,31	1,10
Bario	< 1,20	-	64,07	9,61	46,51	6,98	59,47	8,92	28,58	4,29	< 1,20	-
Cadmio	0,354	0,05	0,427	0,06	0,433	0,07	0,405	0,06	0,224	0,03	0,359	0,05
Cromo totale	1,31	0,20	1,66	0,25	1,71	0,26	1,77	0,26	1,53	0,23	< 1,20	-
Ferro	97,15	14,57	295,59	44,34	272,74	40,91	287,93	43,19	207,46	31,12	131,52	19,73
Manganese	< 12,5	-	< 12,5	-	< 12,5	-	< 12,5	-	< 12,5	-	< 12,5	-
Mercurio	0,122	0,02	0,166	0,02	0,152	0,02	0,150	0,02	0,123	0,02	0,143	0,02
Nichel	< 1,20	-	< 1,20	-	< 1,20	-	< 1,20	-	< 1,20	-	< 1,20	-
Piombo	3,46	0,52	2,96	0,44	2,93	0,44	3,03	0,46	3,32	0,50	5,31	0,80
Rame	6,58	0,99	5,33	0,80	5,33	0,80	5,05	0,76	4,79	0,72	6,14	0,92
Vanadio	1,37	0,21	11,05	1,66	11,20	1,68	12,08	1,81	9,02	1,35	1,54	0,23
Zinco	280,14	42,02	201,11	30,17	242,02	36,30	156,21	23,43	177,91	26,69	243,07	36,46

##### Idrocarburi totali

Nella **Tabella 72** sono riportati i risultati ottenuti dalla ricerca degli idrocarburi (C<10 e C10-C40).

Questi composti sono risultati o inferiori o prossimi al limite di rilevabilità del metodo.

**Tabella 72** - Concentrazione degli idrocarburi totali presenti nei campioni di mitili. Dati relativi alla campagna I18.

	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)	< 0,5	0,60	0,60	0,60	0,60	< 0,5
Idrocarburi C10-C40 (mg/kg)	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10	< 10

**IPA ed composti organo stannici**

Dalla **Tabella 73** si osserva una sostanziale assenza di contaminazione da IPA e composti organostannici. Si rileva un incremento di naftalene nelle stazioni C (Pos. 3).

<b>Tabella 73</b> - Concentrazione degli IPA e dei composti organostannici presenti nei mitili. I dati relativi alla campagna I18 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)
Acenaftene	0,001	< 0,001	< 0,001	0,001	< 0,001	< 0,001
Acenaftilene	< 0,001	0,001	0,000	0,001	0,001	< 0,001
Antracene	0,003	0,001	0,001	0,001	0,001	0,002
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	0,002	0,002	0,001	0,002	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	0,003	0,001	0,001	0,001	0,001	0,003
Dibenzolo (a,h) antracene	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Fenantrene	0,002	0,001	0,001	0,001	0,001	0,002
Fluorantene	0,004	0,001	0,001	0,001	0,001	0,002
Fluorene	0,003	0,002	< 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	0,002	0,003	0,004	0,009	< 0,001	0,002
Pirene	0,004	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Dibutilstagno	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Monobutilstagno	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001
Tributilstagno	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001	< 0,001

**Cloroderivati**

I risultati della ricerca dei cloroderivati sono riportati nella **Tabella 74**. Questi composti risultano al di sotto del limite di quantificazione.

<b>Tabella 74</b> - Concentrazione degli cloroderivati presenti nei campioni di mitili. I dati relativi alla campagna I18 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 Trichloroacetico	< 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**

Dall'analisi microbiologica emerge l'assenza di contaminazione fecale nell'intorno dell'FSRU (**Tabella 75**).

**Tabella 75** - Risultati delle analisi microbiologiche effettuate sui campioni di mitili. I dati relativi alla campagna I18 sono espressi in ufc/g.

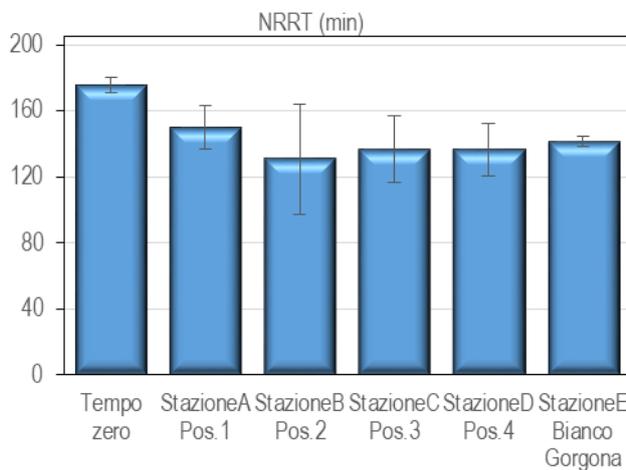
	Tempo zero	Stazione A Pos. 1	Stazione B Pos. 2	Stazione C Pos. 3	Stazione D Pos. 4	Stazione E (Bianco Gorgona)
Coliformi fecali	<10	<10	<10	<10	<10	<10
Streptococchi fecali (enterococchi)	40	<10	<10	<10	<10	<10
Coliformi totali	<10	<10	<10	<10	<10	<10

#### 4.2.4 Biomarkers

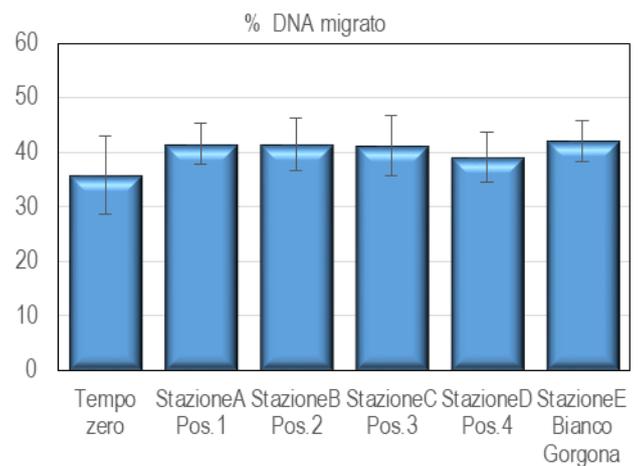
Dall'analisi dell'integrità morfo-funzionale dei lisosomi non sono emerse differenze significative tra i mitili di controllo (Stazione E – Gorgona) e quelli posizionati presso le 4 stazioni di monitoraggio lungo il Terminale FSRU (**Figura 62**).

#### Comet Assay

Anche la valutazione del grado di integrità del DNA ha fornito risultati molto omogenei non essendo emersa alcuna differenza significativa tra i controlli ed i mitili del Terminale FSRU (**Figura 63**).



**Figura 62** - 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.



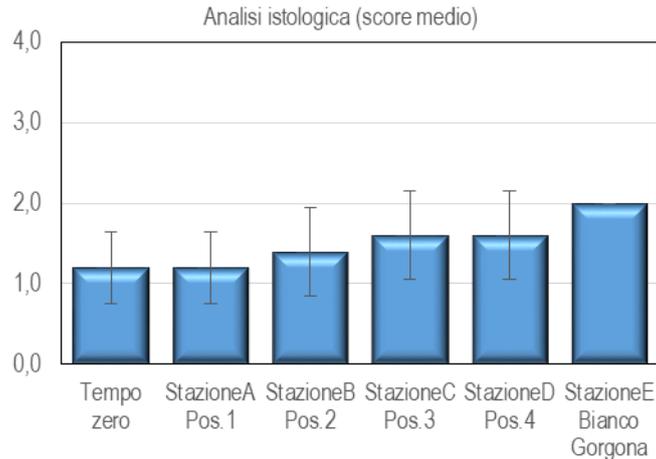
**Figura 63** - Valutazione del grado di integrità del DNA mediante Comet assay. Valori elevati della percentuale di DNA migrato corrispondono ad una maggiore entità del danno.

#### Analisi istologica del tessuto branchiale.

Similmente agli altri parametri analizzati, anche l'istologia delle branchie ha un grado di integrità dell'apparato branchiale sostanzialmente analogo nei mitili del Terminale FSRU ed in quelli di controllo (**Figura 64**).

**Tabella 76** - 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.

Replica	I	II	III	IV	V
Mitili tempo zero	1	1	1	2	1
I18 Stazione A (Pos. 1)	2	1	1	1	2
I18 Stazione B (Pos. 2)	1	1	1	2	2
I18 Stazione C (Pos. 3)	2	1	2	2	1
I18 Stazione D (Pos. 4)	2	2	1	1	2
I18 Stazione E (Bianco Gorgona)	2	2	2	2	2



**Figura 64** - 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 conclusione, i risultati della campagna di monitoraggio I-18 sono risultati molto omogenei e non hanno evidenziato differenze tra i mitili di controllo e quelli del Terminale. Se ne può dedurre una sostanziale assenza di impatto del Terminale FSRU nel periodo a cui si riferisce l'indagine.

#### 4.2.5 Fauna ittica bentonectonica

Nella **Tabella 77** 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 2018.

In totale sono state catturate 85 specie.

Nel corso del campionamento effettuato con la rete a strascico sono state catturate 39 specie di Osteitti, 3 di Condroitti, 2 di Crostacei Decapodi e 10 di Molluschi Cefalopodi.

Il campionamento condotto con le reti da posta ha portato alla raccolta in totale di 5 specie di Osteitti, 2 di Condroitti e 2 di Crostacei Decapodi. Non sono stati catturati Molluschi Cefalopodi.

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

In **Figura 65** è riportata la composizione percentuale delle catture, espressa con indici di densità e biomassa, dei principali gruppi tassonomici campionati con le reti da posta.

Il gruppo più rappresentativo è quello dei Condroitti, con indici molto alti sia nelle stazioni in prossimità del Terminale (I18 P1-P4) che nella stazione di controllo (I18 PC), costituiscono l'82% della densità media delle stazioni I18 P1-P4 e, il 79% della densità media della stazione di controllo I18 PC. In riferimento alla biomassa media questo gruppo contribuisce con l'85% nelle stazioni I18 P1-P4 e con il 67% nella stazione I18 PC.

Gli Osteitti contribuiscono in termini di densità per il 16% nelle stazioni I18 P1-P4 e per il 21% nella stazione di controllo I18 PC. In biomassa il gruppo degli Osteitti rappresenta il 14% per le stazioni in prossimità del Terminale ed il 33% per la stazione di controllo.

Il gruppo dei Crostacei Decapodi è stato campionato solamente nelle stazioni in prossimità del Terminale (I18 P1-P4), con indici in densità e biomassa molto bassi (1,5% e 0,7% rispettivamente).

Non sono stati catturati Molluschi Cefalopodi.

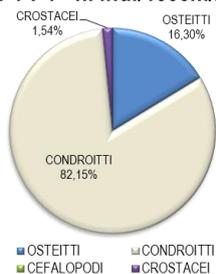
**Tabella 77** - Lista delle specie catturate con la rete a strascico e le reti da posta. Strascico: I18 S1-S4 = stazioni campionate in prossimità del terminale; I18 SC = stazione di controllo. Reti da posta: I18 P1-P4 = stazioni campionate in prossimità del terminale; I18 PC = stazione di controllo.

Osteitti	Strascico		Reti da posta		Crostacei decapodi	Strascico		Reti da posta	
	I18 S1-S4	I18 SC	I18 P1-P4	I18 PC		I18 S1-S4	I18 SC	I18 P1-P4	I18 PC
<i>Argentina sphyraena</i> Linnaeus, 1758	*				<i>Palinurus elephas</i> (Fabricius, 1787)			*	
<i>Arnoglossus laterna</i> (Walbaum, 1792)	*				<i>Parapenaeus longirostris</i> (H. Lucas, 1846)	*	*		
<i>Aspitrigla cuculus</i> (Linnaeus, 1758)	*				<b>Molluschi cefalopodi</b>				
<i>Blennius ocellaris</i> Linnaeus, 1758	*				<i>Eledone cirrhosa</i> (Lamarck, 1798)	*	*		
<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	*	*			<i>Eledone moschata</i> (Lamarck, 1799)	*	*		
<i>Callionymus maculatus</i> Rafinesque, 1810	*				<i>Illex coindetii</i> (Vérany, 1839)	*	*		
<i>Capros aper</i> (Linnaeus, 1758)	*				<i>Loligo (Alloteuthis) media</i> (Linnaeus, 1758)	*	*		
<i>Carapus acus</i> (Brünnich, 1768)			*		<i>Loligo (Alloteuthis) sp.</i>	*	*		
<i>Cepola rubescens</i> Linnaeus, 1758	*				<i>Octopus vulgaris</i> Cuvier, 1797	*	*		
<i>Chelidonichthys lucerna</i> (Linnaeus, 1758)	*				<i>Rossia macrosoma</i> (Delle Chiaje, 1830)	*	*		
<i>Citharus linguatula</i> (Linnaeus, 1758)	*	*	*		<i>Sepia elegans</i> Blainville, 1827	*	*		

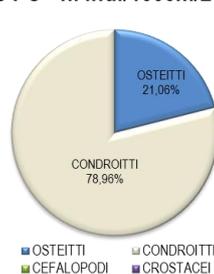
**Tabella 77** - Lista delle specie catturate con la rete a strascico e le reti da posta. Strascico: I18 S1-S4 = stazioni campionate in prossimità del terminale; I18 SC = stazione di controllo. Reti da posta: I18 P1-P4 = stazioni campionate in prossimità del terminale; I18 PC = stazione di controllo.

<i>Engraulis encrasicolus</i> (Linnaeus, 1758)		*			<i>Sepia obrignyana</i> Férussac, 1826	*			
<i>Glossanodon leioglossus</i> (Valenciennes, 1848)	*				<i>Sepietta oweniana</i> (d'Orbigny, 1841)	*			
<i>Lepidorhombus boscii</i> (Risso, 1810)	*	*	*		<i>Todarodes sagittatus</i> (Lamarck, 1798)	*			
<i>Lepidotrigla cavillone</i> (Lacépède, 1801)	*	*			<b>Altro</b>				
<i>Lophius budegassa</i> Spinola, 1807	*	*	*	*	<i>Alcyonium palmatum</i> Pallas, 1766	*	*		
<i>Macroramphosus scolopax</i> (Linnaeus, 1758)	*				<i>Antedon mediterranea</i> Lamarck, 1816	*	*		
<i>Merluccius merluccius</i> (Linnaeus, 1758)	*	*			<i>Aphrodita</i> spp.	*			
<i>Mullus barbatus</i> Linnaeus, 1758	*	*			<i>Aporrhais pespelecani</i> (Linnaeus, 1758)	*	*		
<i>Pagellus acarne</i> (Risso, 1826)	*				<i>Ascidia mentula</i> O.F. Müller, 1776				*
<i>Pagellus bogaraveo</i> (Brünnich, 1768)	*				<i>Ascidia</i> indet.	*	*		
<i>Pagellus erythrinus</i> (Linnaeus, 1758)	*	*			<i>Astropecten aranciacus</i> (Linnaeus, 1758)				
<i>Peristedion cataphractum</i> (Linnaeus, 1758)	*				<i>Astropecten i. pentacanthus</i> (Delle Chiaje, 1825)	*	*		
<i>Phycis blennoides</i> (Brünnich, 1768)	*				<i>Botryllus schlosseri</i> (Pallas, 1776)	*			
<i>Sardina pilchardus</i> (Walbaum, 1792)		*			<i>Cardium</i> sp.	*			
<i>Scomber scombus</i> Linnaeus, 1758	*				<i>Cidaris cidaris</i> (Linnaeus, 1758)	*			*
<i>Scorpaena elongata</i> Cadenat, 1943	*				<i>Echinus melo</i> Lamarck, 1816				*
<i>Scorpaena notata</i> Rafinesque, 1810	*				<i>Funiculina quadrangularis</i> (Pallas, 1766)				
<i>Scorpaena scrofa</i> Linnaeus, 1758	*				<i>Galeodea echinofora</i> (Linnaeus, 1758)	*			
<i>Serranus cabrilla</i> (Linnaeus, 1758)	*	*			<i>Leptometra phalangium</i> (J. Müller, 1841)	*			
<i>Serranus hepatus</i> (Linnaeus, 1758)	*	*			<i>Luidia ciliaris</i> (Philippi, 1837)			*	
<i>Solea vulgaris</i> Quensel, 1806				*	<i>Neopycnodonte cochlear</i> (Poli, 1795)	*			
<i>Spicara flexuosa</i> Rafinesque, 1810	*	*			<i>Nudibranchia</i> indet.	*	*		
<i>Spicara maena</i> (Linnaeus, 1758)	*	*			<i>Ophiura texturata</i> Lamarck, 1816	*	*		
<i>Spicara smaris</i> (Linnaeus, 1758)	*				<i>Pelagia noctiluca</i> (Forsskål, 1775)	*			
<i>Trachinus draco</i> Linnaeus, 1758	*	*			<i>Pennatula phosphorea</i> Linnaeus, 1758	*			
<i>Trachurus m. mediterraneus</i> (Steindachner, 1868)	*	*			<i>Pennatula rubra</i> (Ellis, 1764)	*			
<i>Trachurus trachurus</i> (Linnaeus, 1758)	*	*			<i>Pilumnus hirellus</i> (Linnaeus, 1771)	*			
<i>Trigla lyra</i> Linnaeus, 1758	*				<i>Polychaeta</i> indet.	*	*		
<i>Trisopterus minutus</i> (Linnaeus, 1758)	*	*			<i>Pontobdella muricata</i> (Linnaeus, 1758)				*
<i>Zeus faber</i> Linnaeus, 1758	*	*			<i>Porifera</i> indet.	*	*		
<b>Condroitti</b>					<i>Posidonia oceanica</i> (Linnaeus) Delile	*	*		
<i>Raja clavata</i> Linnaeus, 1758	*		*	*	<i>Pyrosoma atlanticum</i> Péron, 1804		*		
<i>Torpedo torpedo</i> (Linnaeus, 1758)	*				<i>Sphaerechinus granularis</i> (Lamarck, 1816)	*			
<i>Scyliorhinus canicula</i> (Linnaeus, 1758)	*	*	*	*	<i>Squilla mantis</i> (Linnaeus, 1758)	*			
<b>Crostacei Decapodi</b>					<i>Stichopus regalis</i> (Cuvier, 1817)	*	*		*
<i>Dardanus arrosor</i> (Herbst, 1796)			*		<i>Suberites domuncula</i> (Olivier, 1792)	*	*		
<i>Goneplax rhomboides</i> (Linnaeus, 1758)		*			<i>Trachythyone tergestina</i> (M. Sars, 1857)	*	*		

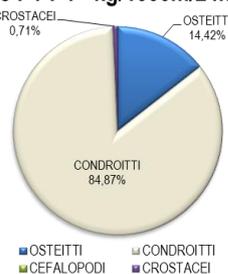
**I18 P1-P4 - n. ind./1000m/24h**



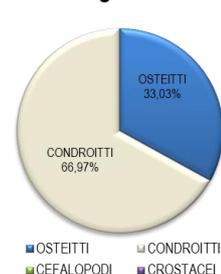
**I18 PC - n. ind./1000m/24h**



**I18 P1-P4 - kg/1000m/24h**



**I18 PC - kg/1000m/24h**



**Figura 65** - Reti da posta: composizione percentuale delle catture, espressa come n. individui/1000m/24h e kg/1000m/24h, dei principali gruppi tassonomici campionati nelle stazioni I18 P1-P4 e I18 PC.

Nella **Figura 66** è riportata la composizione in percentuale delle catture dei principali gruppi tassonomici campionati con la rete a strascico. Il gruppo degli Osteitti rappresenta il 76% della densità registrata nelle stazioni I18 S1-S4 e l'84% di quella registrata nella stazione I18 SC. L'indice di biomassa di questo gruppo è pari al 52% per le stazioni poste in prossimità del terminale (I18 S1-S4) e al 69% per la stazione di controllo (I18 SC).

I Condroitti mostrano, in termini di densità, un contributo pari all'11% per le stazioni I18 S1-S4 e all'8% per la stazione I18 SC. Analizzando il contributo in biomassa questo gruppo rappresenta il 41% nella stazioni in prossimità del terminale ed il 25% nella stazione di controllo.

Il gruppo dei Molluschi Cefalopodi rappresenta il 4% della densità nelle stazioni I18 S1-S4 e il 5% nella stazione I18 SC. Il contributo percentuale dell'indice di biomassa per questo gruppo è pari al 5% sia per le stazioni in prossimità del terminale (I18 S1-S4) che per la stazione di controllo (I18 SC).

L'indice di densità dei Crostacei Decapodi è pari all'8% nelle stazioni I18 S1-S4 e al 3% nella stazione I18 SC. L'indice di biomassa risulta essere molto basso sia per le stazioni in prossimità del terminale (1,4%) che per la stazione di controllo (0,5%).

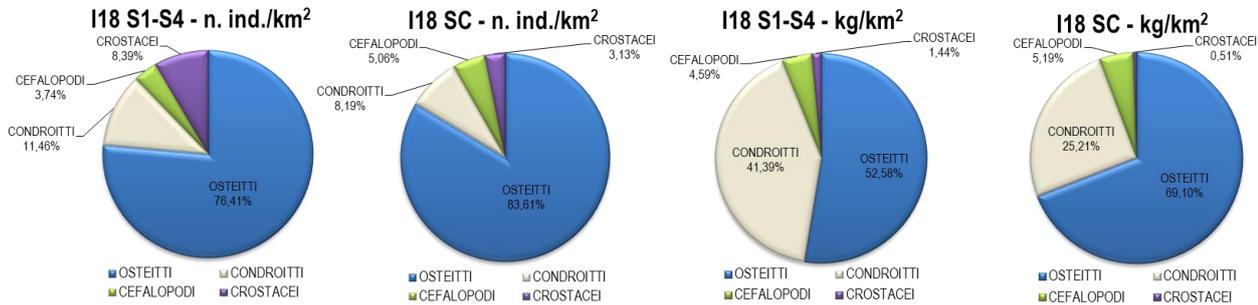


Figura 66 - Rete a strascico: composizione percentuale delle catture, espressa come n. individui/km<sup>2</sup> e kg/km<sup>2</sup>, dei principali gruppi tassonomici campionati nelle stazioni I18 S1-S4 e I18 SC.

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

Nella Tabella 78 sono riportati gli indici di densità in n. individui/1000m/24h e di biomassa in kg/1000m/24h per le specie catturate con le reti da posta. La specie più abbondante in assoluto è il gattuccio, *Scyliorhinus canicula*, con valori in densità di 31 ind./1000m/24h nel gruppo di stazioni poste in prossimità del terminale (I18 P1-P4) e di 18 ind./1000m/24h nella stazione di controllo (I18 PC)..

	I18 P1-P4		I18 PC	
	n. ind./1000m/24h	kg/1000m/24h	n. ind./1000m/24h	kg/1000m/24h
<b>OSTEITTI</b>				
<i>Carapus acus</i>	0,3±1,2			
<i>Citharus linguatula</i>	1,0±2,3	0,07±0,2		
<i>Lepidorhombus boscii</i>	1,7±3,6	0,16±0,4		
<i>Lophius budegassa</i>	4,2±7,7	2,68±7,1	2,7	3,66
<i>Solea vulgaris</i>			2,7	0,28
<b>CONDROITTI</b>				
<i>Raja clavata</i>	5,0±6,6	12,09±17,2	2,7	4,80
<i>Scyliorhinus canicula</i>	31±24,0	5,03±3,2	17,7	3,19
<b>CROSTACEI DECAPODI</b>				
<i>Dardanus arrosor</i>	0,4±1,2	0,01*		
<i>Palinurus elephas</i>	0,3±1,2	0,13±0,5		
<b>ALTRO</b>				
<i>Alcyonium palmatum</i>			1,0	0,02
<i>Ascidia mentula</i>	1±2,2	0,03±0,1		
<i>Cidaris cidaris</i>	4,1±9,1	0,38±1,0		
<i>Echinus melo</i>	0,7±2,4	0,05±0,2		
<i>Pontobdella muricata</i>	0,3±1,2			
<i>Sticopus regalis</i>	3±2,1	0,45±0,4		

L'indice di biomassa per il gattuccio corrisponde a 5 kg/1000m/24h per il gruppo di stazioni I18 P1-P4 e a 3,2 kg/1000m/24h per la stazione I18 PC. Sempre nel gruppo dei Condroitti è da segnalare anche la razza chiodata, *Raja clavata*, con un indice di densità pari a 5 ind./1000m/24h registrato per le stazioni I18 P1-P4 e pari a 3 ind./1000m/24h per la stazione I18 PC. Per quanto riguarda gli indici di biomassa, questi si attestano rispettivamente a 12,1 kg/1000m/24h e 4,8 kg/1000m/24h per le stazioni poste in prossimità del terminale e la stazione di controllo. Tra gli Osteitti la specie con gli indici di densità e biomassa più elevati è la rana pescatrice, *Lophius budegassa*, con indici di densità e biomassa pari a 4 ind./1000m/24h e 2,7 kg/1000m/24h per il gruppo di stazioni I18 P1-P4 e di 3 ind./1000m/24h e 3,7 kg/1000m/24h rispettivamente per la stazione I18 PC. Per le altre specie catturate gli indici sono molto bassi.

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

Nella **Tabella 79** sono riportati gli indici di densità in n. individui/km<sup>2</sup> e di biomassa in kg/km<sup>2</sup> per le specie catturate con la rete a strascico. Nelle stazioni in prossimità del terminale (I18 S1-S4) la specie più abbondante in assoluto è la triglia di fango, *Mullus barbatus*, con un indice di densità di 4399 ind./km<sup>2</sup> e un indice di biomassa di 137,3 kg/km<sup>2</sup>. Nel gruppo degli Osteitti altre specie che hanno mostrato indici elevati sono il caviglione, *Lepidotrigla cavillone*, con indici di densità e di biomassa di 1874 ind./km<sup>2</sup> e di 23,2 kg/km<sup>2</sup> rispettivamente, il sacchetto, *Serranus hepatus*, con un indice di densità di 399 ind./km<sup>2</sup> e un indice di biomassa di 4 kg/km<sup>2</sup>, il pesce tamburo, *Capros aper*, (247 ind./km<sup>2</sup> e 1,8 kg/km<sup>2</sup>) e il rombo quattrocchi, *Lepidorhombus boscii*, (227 ind./km<sup>2</sup> e 11,9 kg/km<sup>2</sup>). Nel gruppo dei Condroitti la specie più abbondante è il gattuccio *S. canicula* con indici di densità pari a 1264 ind./km<sup>2</sup> e di biomassa pari a 209,8 kg/km<sup>2</sup>. Nelle stazioni I18 S1-S4 il gruppo dei Crostacei Decapodi è rappresentato solo dal gambero bianco, *Parapenaeus longirostris*, con un indice in densità di 973 ind./km<sup>2</sup> e un indice in biomassa di 7,5 kg/km<sup>2</sup>. Fra i Molluschi Cefalopodi la specie più abbondante è il totano, *Illex coindetii*, con un indice di densità di 157 ind./km<sup>2</sup> e un indice in biomassa di 4,4 kg/km<sup>2</sup>, seguito dal moscardino, *Eledone cirrhosa*, (71 ind./km<sup>2</sup> e 4,9 kg/km<sup>2</sup>) e dalla seppia elegante, *Sepia elegans*, con indici di densità e biomassa di 55 ind./km<sup>2</sup> e 1,8 kg/km<sup>2</sup> rispettivamente. Nel gruppo indicato come "Altro" le specie più abbondante è l'echinoderma *Astropecten irregularis pentacanthus* con un indice di densità di 431 ind./km<sup>2</sup> e un indice di biomassa di 0,3 kg/km<sup>2</sup>, seguito da un altro echinoderma, *Ophiura texturata*, con indici di densità e biomassa pari a 419 ind./km<sup>2</sup> e 2,1 kg/km<sup>2</sup> rispettivamente.

Anche nella stazione di controllo I18 SC la specie più abbondante in assoluto è la triglia di fango, *M. barbatus*, con un indice di densità di 4562 ind./km<sup>2</sup> e un indice di biomassa di 141,2 kg/km<sup>2</sup>. Nel gruppo degli Osteitti sono risultati abbondanti anche il caviglione, *L. cavillone*, con indici di densità e biomassa di 606 ind./km<sup>2</sup> e 7,8 kg/km<sup>2</sup> rispettivamente, la boga, *Boops boops*, con un indice di densità di 505 ind./km<sup>2</sup> ed un indice di biomassa di 28,7 kg/km<sup>2</sup>, il sugarello maggiore, *Trachurus mediterraneus*, (283 ind./km<sup>2</sup> e 5,4 kg/km<sup>2</sup>) e il sacchetto, *S. hepatus*, (283 ind./km<sup>2</sup> e 4,1 kg/km<sup>2</sup>). Nella stazione di controllo il gruppo dei Condroitti è rappresentato solo dal gattuccio *S. canicula*, con un indice di densità di 666 ind./km<sup>2</sup> e un indice di biomassa di 89,6 kg/km<sup>2</sup>. Tra i Crostacei Decapodi la specie più abbondante è il gambero bianco *P. longirostris* (242 ind./km<sup>2</sup> e 1,8 kg/km<sup>2</sup>). Tra i Molluschi Cefalopodi la specie più abbondante, come nelle stazioni in prossimità del terminale, è il totano, *I. coindetii*, con un indice di densità di 202 ind./km<sup>2</sup> e un indice di biomassa di 6 kg/km<sup>2</sup>, seguito dal moscardino, *E. cirrhosa*, con indici di densità e biomassa pari a 121 ind./km<sup>2</sup> e 11,9 kg/km<sup>2</sup> rispettivamente.

Nella stazione I18 SC, così come osservato nel gruppo di stazioni I18 S1-S4 le specie più abbondanti appartenenti al gruppo "Altro" sono i due echinodermi *A. irregularis pentacanthus*, con un indice di densità di 7084 ind./km<sup>2</sup> e un indice di biomassa di 5,4 kg/km<sup>2</sup> e *O. texturata* (929 ind./km<sup>2</sup> e 2,9 kg/km<sup>2</sup>).

**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 I18 S1-S4 e nella stazione di controllo I18 SC. \*: DS<0,05.

	I18 S1-S4		I18 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>	40,7±87,5	0,63±1,3		
<i>Arnoglossus laterna</i>	4,7±16,4	0,01*		
<i>Aspitrigla cuculus</i>	34,7±33,2	0,81±1,0		
<i>Blennius ocellaris</i>	5,2±18,0	0,1±0,3		
<i>Boops boops</i>	171,1±146,0	8,53±7,7	504,6	28,66
<i>Callyonimus maculatus</i>	4,9±16,9	0,02±0,1		
<i>Capros aper</i>	247,4±639,5	1,78±4,6		
<i>Cepola rubescens</i>	4,7±16,4	0,1±0,3		
<i>Chelidonichthys lucerna</i>	4,7±16,4	0,62±2,1		
<i>Citharus linguatula</i>	10,1±20,2	0,34±0,7	20,2	0,79
<i>Engraulis encrasicolus</i>			40,4	0,52
<i>Glossanodon leioglossus</i>	4,9±16,9	0,01±0,1		
<i>Lepidorhombus boscii</i>	227,2±226,2	11,90±17,5	60,6	2,28
<i>Lepidotrigla cavillone</i>	1873,6±1502,7	23,23±17,8	605,5	7,77
<i>Lophius budegassa</i>	69,5±20,7	15,34±19,1	80,7	13,24
<i>Macroramphosus scolopax</i>	341,8±688,6	2,76±5,6		
<i>Merluccius merluccius</i>	198,5±27,1	11,57±5,2	80,7	0,79
<i>Mullus barbatus</i>	4399,0±4817,8	137,34±113,6	4561,5	141,19
<i>Pagellus acarne</i>	9,8±33,8	0,48±1,7		
<i>Pagellus bogaraveo</i>	4,9±16,9	0,21±0,7		
<i>Pagellus erythrinus</i>	200,8±244,0	13,91±20,7	141,3	8,88
<i>Peristedion cataphractum</i>	4,9±16,9	0,21±0,7		

**Tabella 79** - 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 I18 S1-S4 e nella stazione di controllo I18 SC. \*: DS<0,05.

	I18 S1-S4		I18 SC	
	n. ind./km <sup>2</sup>	kg/km <sup>2</sup>	n. ind./km <sup>2</sup>	kg/km <sup>2</sup>
<i>Phycis blennoides</i>	15,3±34,4	1,01±2,4		
<i>Sardina pilchardus</i>			20,2	0,32
<i>Scomber scombrus</i>	5,0±17,5	0,21±0,7		
<i>Scorpaena elongata</i>	25,1±51,5	5,05±10,2		
<i>Scorpaena notata</i>	10,1±35,0	0,41±1,4		
<i>Scorpaena scrofa</i>	15,6±54,1	2,14±7,4		
<i>Serranus cabrilla</i>	64,1±111,4	7,63±14,9	20,2	1,21
<i>Serranus hepatus</i>	398,7±783,8	4,00±9,5	282,6	4,14
<i>Spicara flexuosa</i>	24,9±42,4	1,31±2,4	20,2	0,61
<i>Spicara maena</i>			20,2	1,29
<i>Spicara smaris</i>	25,1±51,5	0,54±1,1		
<i>Trachinus draco</i>	14,5±31,6	0,69±1,4	20,2	0,67
<i>Trachurus mediterraneus</i>	186,1±271,7	5,82±8,7	282,6	5,41
<i>Trachurus trachurus</i>	67,4±211,5	2,75±9,1	100,9	1,39
<i>Trigla lyra</i>	10,4±36,1	0,59±2,0		
<i>Trisopterus capelanus</i>	181,1±271,7	3,67±5,9	121,1	2,28
<i>Zeus faber</i>	45,9±103,1	10,86±35,8	20,2	29,15
<b>CONDROITTI</b>				
<i>Raja clavata</i>	5,2±18,0	7,81±27,1		
<i>Scyliorhinus canicula</i>	1264,4±392,2	209,83±64,7	666,1	89,60
<i>Torpedo torpedo</i>	5,0±17,5	0,58±2,0		
<b>CROSTACEI DECAPODI</b>				
<i>Goneplax rhomboides</i>			20,2	0,06
<i>Parapenaeus longirostris</i>	973,1±1884,5	7,46±14,4	242,2	1,78
<b>MOLLUSCHI CEFALOPODI</b>				
<i>Eledone cirrhosa</i>	70,6±105,0	4,96±8,0	121,1	11,93
<i>Eledone moschata</i>	5,0±17,5	0,86±3,0		
<i>Illex coindetii</i>	156,9±188,9	4,39±6,2	201,8	6,01
<i>Loligo (Alloteuthis) media</i>	9,5±32,8	0,05±0,2		
<i>Loligo (Alloteuthis) spp</i>	10,1±35,0	0,07±0,2	60,6	0,54
<i>Octopus vulgaris</i>	30,4±83,1	9,02±20,9		
<i>Rossia macrosoma</i>	25,7±68,4	1,04±2,6		
<i>Sepia elegans</i>	55,0±131,9	1,84±4,5	40,4	0,34
<i>Sepia orbygnana</i>	10,1±20,2	0,40±0,9		
<i>Sepietta oweniana</i>	30,6±68,7	0,27±0,6		
<i>Todarodes sagittatus</i>	34,2±118,4	1,34±4,6		
<b>ALTRO</b>				
<i>Alcyonium palmatum</i>	105,4±151,8	0,69±1,1	60,6	0,54
<i>Antedon mediterranea</i>		0,04±0,1		0,18
<i>Aphrodita spp.</i>	20,2±69,9	0,03±0,1		
<i>Aporrhais pespelecani</i>	19,2±46,4	0,11±0,2	60,6	0,38
<i>Ascidia spp.</i>	224,3±418,9	5,96±15,2	60,6	0,20
<i>Astropecten irregularis pentacanthus</i>	431,3±697,9	0,33±0,6	7084,5	5,35
<i>Botryllus schlosseri</i>	51,8±157,6	5,11±13,9		
<i>Cardium sp.</i>	4,7±16,4	0,02±0,1		
<i>Cidaris cidaris</i>	9,9±19,9	0,37±0,8		
<i>Galeodea echinofora</i>	9,8±19,6	0,22±0,5		
<i>Leptometra phalangium</i>	80,7±279,7	98,56±340,9		

**Tabella 79** - 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 I18 S1-S4 e nella stazione di controllo I18 SC. \*: DS<0,05.

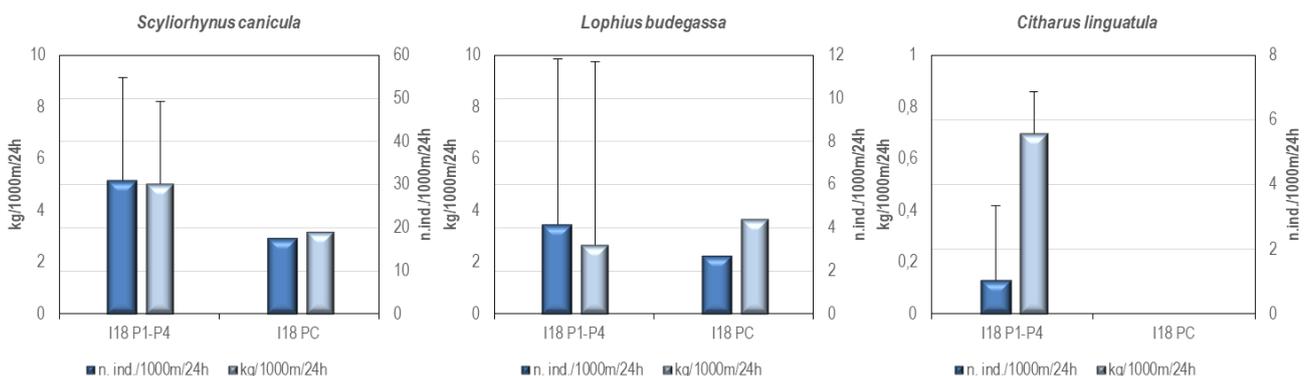
	I18 S1-S4		I18 SC	
	n. ind./km <sup>2</sup>	kg/km <sup>2</sup>	n. ind./km <sup>2</sup>	kg/km <sup>2</sup>
<i>Luidia ciliaris</i>			20,2	4,80
<i>Neopycnodonte coclear</i>	9,5 $\pm$ 32,8	0,20 $\pm$ 0,7		
<i>Nudibranchia indet</i>	9,5 $\pm$ 32,8	0,95 $\pm$ 3,3	80,7	1,84
<i>Ophiura texturata</i>	419,1 $\pm$ 976,3	2,13 $\pm$ 5,0	928,5	2,93
<i>Pelagia noctiluca</i>	5,0 $\pm$ 17,5	0,11 $\pm$ 0,7		
<i>Pennatula phosphorea</i>	10,1 $\pm$ 35,0	0,22 $\pm$ 0,8		
<i>Pennatula rubra</i>	19,6 $\pm$ 39,1	0,10 $\pm$ 0,2		
<i>Pilumnus hirtellus</i>	5,0 $\pm$ 17,5	0,02 $\pm$ 0,1		
<i>Polychaeta indet.</i>	9,5 $\pm$ 32,8	0,03 $\pm$ 0,1	40,4	0,12
<i>Poriphera indet.</i>	40,4 $\pm$ 139,8	0,75 $\pm$ 2,6		0,12
<i>Pyrosoma atlanticum</i>			20,2	0,36
<i>Sphaerechinus granularis</i>	151,7 $\pm$ 510,7	25,95 $\pm$ 85,1		
<i>Squilla mantis</i>	5,0 $\pm$ 17,5	0,14 $\pm$ 0,5		
<i>Stichopus regalis</i>	131,4 $\pm$ 229,4	32,50 $\pm$ 62,3	60,6	9,59
<i>Suberites domuncula</i>	9,5 $\pm$ 32,8	0,20 $\pm$ 0,7	40,4	0,40
<i>Trachythyone tergestina</i>			40,4	0,10

#### 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.

#### Reti da posta

Nella **Figura 67** sono riportati gli indici di densità e biomassa per alcune specie catturate con le reti da posta. I grafici mostrano i valori medi e la deviazione standard degli indici, sia per specie, sia per sito (I18 P1-P4: stazioni in prossimità del terminale; I18 PC: stazione di controllo). Il gattuccio *S. canicula* mostra indici più elevati nelle stazioni poste in prossimità dell'FSRU. Nel caso della rana pescatrice, *L. budegassa*, l'indice di densità è più elevato nelle stazioni I18 P1-P4, mentre l'indice di biomassa è più elevato nella stazione I18 PC. Nel caso della linguattola, *Citharus linguatula*, catturata esclusivamente nelle stazioni prossime all'FSRU, gli indici risultano piuttosto bassi.


**Figura 67** - Reti da posta: indici di densità e biomassa, stimati per le stazioni I18 P1-P4 e per la stazione I18 PC, per specie. Sono riportati i valori medi + la deviazione standard. In blu n. individui/1000m/24h, in azzurro kg/1000m/24h.

#### Rete a strascico

Nella **Figura 68** sono riportati gli indici di densità e biomassa per alcune specie catturate con la rete a strascico.

La triglia di fango *M. barbatus*, il sacchetto, *S. hepatus*, il merluzzetto, *Trisopterus capelanus* ed il pagello fragolino, *Pagellus erythrinus*, non mostrano sostanziali differenze negli indici di densità e biomassa stimati per il gruppo di stazioni I18 S1-S4 e per la stazione I18 SC. Nel caso invece del nasello, *Merluccius merluccius*, del gattuccio *S. canicula* e del gambero bianco *P. longirostris*, gli indici di densità e biomassa risultano essere più elevati nelle stazioni poste in prossimità del terminale, mentre nel caso del moscardino *E. cirrhosa* questi due indici sono più elevati nella stazione di controllo I18 SC.

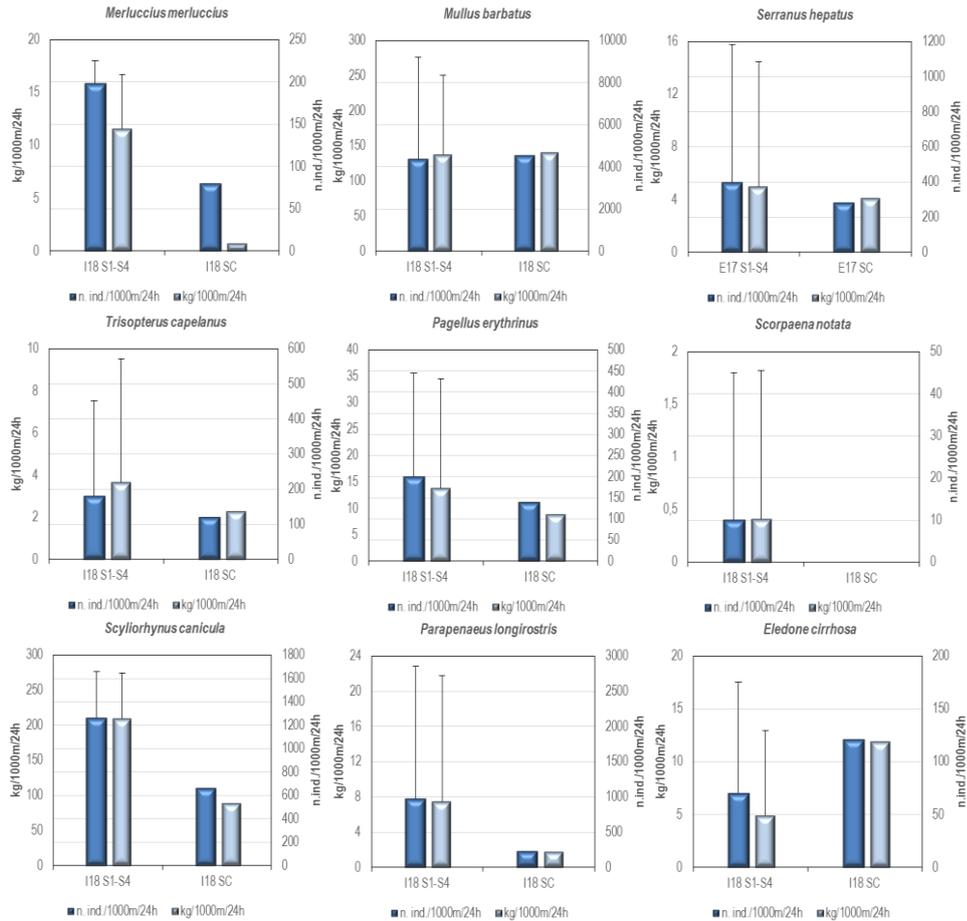


Figura 68 – Rete a strascico: indici di densità e biomassa, stimati per le stazioni I18 S1-S4 e per la stazione I18 SC, per specie. Sono riportati i valori medi + la deviazione standard. In blu n. individui/km<sup>2</sup>, in azzurro chiaro kg/km<sup>2</sup>.

**Distribuzioni taglia-frequenza per specie**

**Reti da posta**

Nella Figura 69 è illustrata la distribuzione di taglia-frequenza del gattuccio *S. canicula* catturato con le reti da posta. Viene riportata solo la distribuzione di taglia degli esemplari catturati nel gruppo di stazioni I18 P1-P4 visto lo scarso numero di individui campionati nella stazione di controllo I18 PC. Nelle stazioni in prossimità del terminale sono stati campionati 92 individui con taglia compresa tra 32 e 44 cm LT, con il maggior numero di esemplari compreso tra 37 e 42 cm LT. È possibile individuare una moda a 40 cm LT. Nella stazione di controllo I18 PC sono stati catturati solo 13 esemplari, con taglia compresa tra 36 e 41 cm LT.

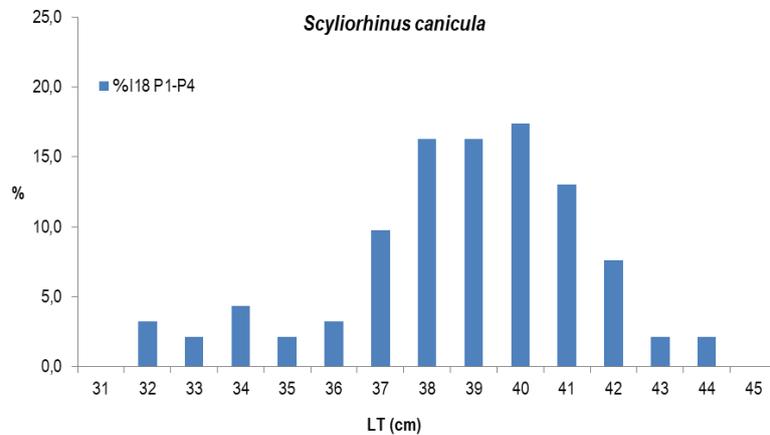
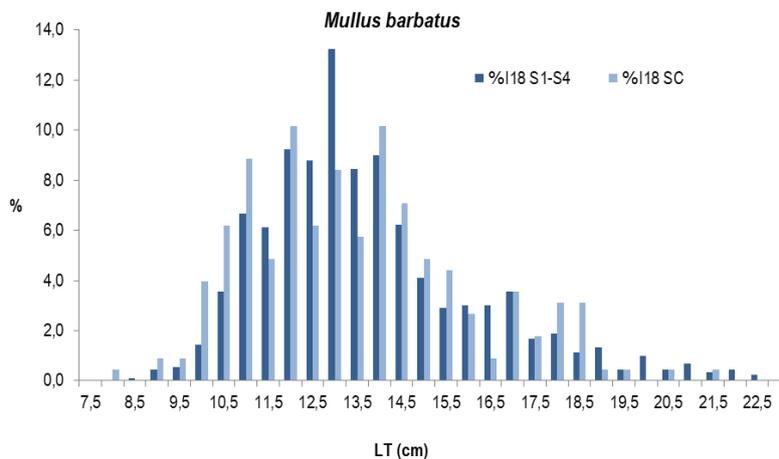


Figura 69 - Rete da posta: distribuzione taglia-frequenza del gattuccio (*Scyliorhinus canicula*). Num. individui: 92 (I18 P1-P4).

Non vengono fornite le distribuzioni di taglia-frequenza delle altre specie indicatrici scelte per le reti da posta a causa dello scarso numero di individui campionati. Nel caso della linguattola *C. linguatula* i 3 individui catturati, con taglia 18,5 19,5 e 20 cm LT, sono stati campionati esclusivamente nel gruppo di stazioni I18 P1-P4. Per quanto riguarda la rana pescatrice, *L. budegassa*, in totale sono stati campionati 14 esemplari, 12 esemplari nelle stazioni in prossimità del terminale (I18 P1-P4) con taglia compresa tra 17 e 60 cm LT, e 2 esemplari di taglia 47 e 52 cm LT nella stazione di controllo I18 PC.

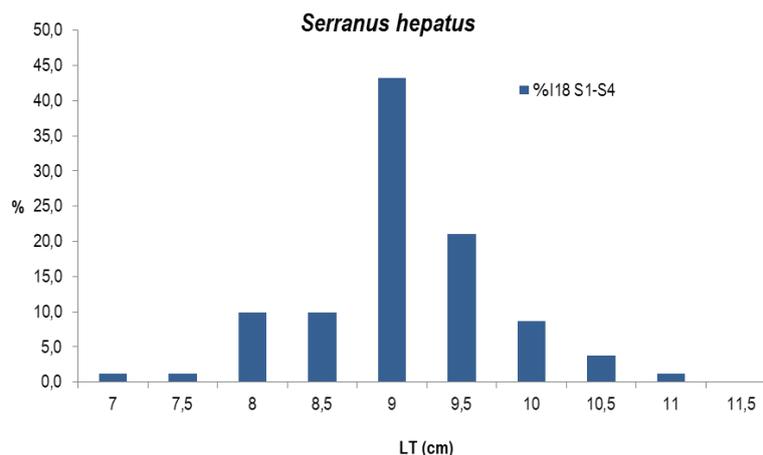
### Rete a strascico

La triglia di fango *M. barbatus* è risultata la specie più catturata nel gruppo degli Osteitti. Nel gruppo di stazioni I18 S1-S4 sono stati campionati 899 esemplari con taglia compresa tra 8,5 e 22,5 cm LT; nella stazione I18 SC gli individui catturati sono stati 226, aventi taglia tra 8 e 21,5 cm LT (**Figura 70**). La distribuzione di taglia degli organismi provenienti dalle stazioni poste in prossimità del terminale mostra una moda a 13 cm LT. Nel caso della distribuzione di taglia degli organismi provenienti dalla stazione I18 SC la moda non è ben definita, con le maggiori percentuali di individui comprese tra 10 e 15 cm LT.



**Figura 70** - Rete a strascico: distribuzione taglia-frequenza della triglia di fango (*Mullus barbatus*). Num. individui: 899 (I18 S1-S4), 226 (I18 SC).

Per il sacchetto *S. hepatus* viene fornita solo la distribuzione taglia-frequenza degli animali provenienti dalle stazioni I18 S1-S4 (**Figura 71**). In totale nelle quattro stazioni sono stati campionati 81 animali, con taglia compresa tra 7 e 11 cm LT. Nella distribuzione di taglia-frequenza è evidente una moda a 9 cm LT. Nella stazione I18 SC sono stati catturati 14 esemplari di sacchetto *S.hepatus* con taglia compresa tra 8,5 e 10 cm LT.



**Figura 71** - Reti a strascico: distribuzione taglia-frequenza del sacchetto (*Serranus hepatus*). Num. individui: 81 (I18 S1-S4).

Per il nasello *M. merluccius*, il merluzzetto *T. capelanus*, il pagello fragolino *P. erythrinus* e lo scorfano, *Scorpaena notata*, visto il basso numero di esemplari campionati, non vengono fornite le distribuzioni di taglia-frequenza.

Per quanto riguarda nasello *M. merluccius* sono stati campionati 40 esemplari nelle stazioni I18 S1-S4 con taglia tra 7 e 29 cm LT, e 4 esemplari nella stazione I18 SC, con taglia di 8, 9, 12 e 13 cm LT.

Nel caso del merluzzetto *T. capelanus* in totale sono stati campionati 42 esemplari, 36 nel gruppo di stazioni I18 S1-S4 e 6 nella stazione I18 SC. La taglia degli animali campionati nelle stazioni in prossimità del terminale è compresa tra 10 e 15 cm LT, mentre quella degli animali provenienti dalla stazione di controllo è compresa tra 11 e 13 cm LT.

Per il pagello fragolino *P. erythrinus* sono stati catturati in totale 48 individui, 41 nel gruppo di stazioni I18 S1-S4, con taglia compresa tra 14 e 25 cm LT, e 7 nella stazione I18 SC, con taglie tra 14,5 e 19 cm LT. Lo scorfanotto *S. notata* è stato campionato in un'unica stazione del gruppo in prossimità del terminale. Sono stati pescati solamente 2 esemplari con taglia di 11 e 13 cm LT.

In totale sono stati campionati 287 esemplari di gattuccio *S. canicula*, 254 nelle stazioni I18 S1-S4, con taglia compresa tra 22 e 46 cm LT, e 33 nella stazione I18 SC, con una taglia tra 25 e 40 cm LT. (Figura 72). La distribuzione di taglia degli individui campionati nelle stazioni in prossimità del terminale mostra una moda a 38 cm LT, mentre la distribuzione di taglia degli esemplari provenienti dalla stazione di controllo ha un andamento polimodale.

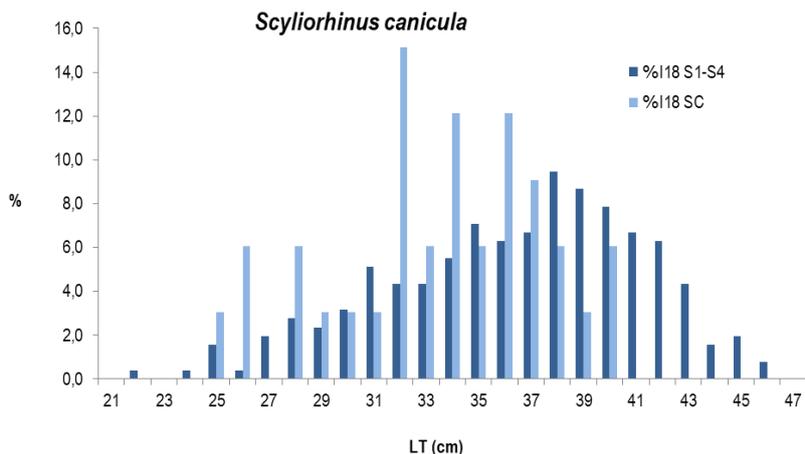


Figura 72 - Rete a strascico: distribuzione taglia-frequenza del gattuccio (*Scyliorhinus canicula*). Num. individui: 254 (I18 S1-S4), 33 (I18 SC).

Passando al gambero bianco *P. longirostris* sono stati catturati 192 individui nel gruppo di stazioni I18 S1-S4, con taglia compresa tra 18 e 33 mm LC, mentre nella stazione I18 SC sono stati campionati 12 esemplari, con taglia compresa tra 18 e 27 mm LC. In entrambe le distribuzioni di taglia-frequenza è presente una moda a 23 mm LC. (Figura 73).

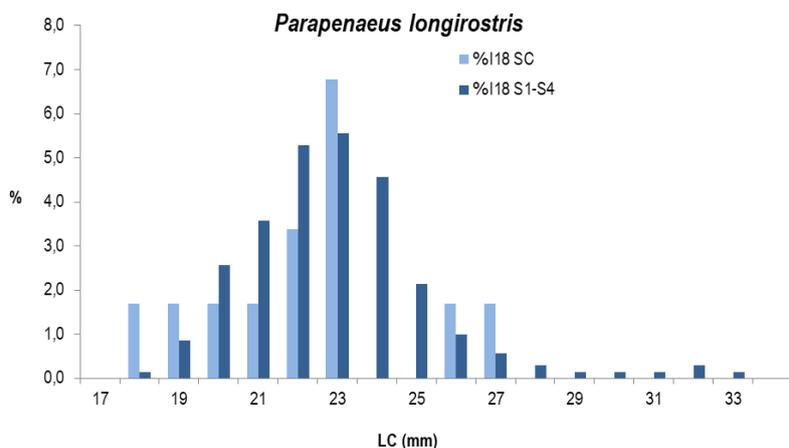


Figura 73 - Rete a strascico: distribuzione taglia-frequenza del gambero bianco (*Parapenaeus longirostris*). Num. individui: 192 (I18 S1-S4), 12 (I18 SC).

Nel caso del moscardino, *E. cirrhosa*, sono stati campionati 14 esemplari nelle stazioni I18 S1-S4, con taglia compresa tra 5,5 e 8 cm LM, e 6 esemplari nella stazione I18 SC con un intervallo di taglia tra 5 e 8 cm LM.

#### 4.2.6 Cetacei e tartarughe marine

Nel survey I18 sono state percorse 287 nm per un totale di 69,5h di navigazione. Nella Figura 74 sono riportate le rotte percorse per il monitoraggio visivo condotto a partire da marzo 2018 (I18).

Sono stati effettuati due avvistamenti di delfini appartenenti alla specie *Tursiops truncatus*: il primo in data 23 marzo, in posizione lat N 43 38.635" e long E 009 59.364" di 8 individui adulti, alla distanza di 300m in posizione SE dal Terminale. Il secondo in data 24 marzo in

posizione lat N 43 37.857" e long E 010 00.235" di 9 individui adulti, alla distanza di 1,3nm in posizione SE dal Terminale. Entrambi gli avvistamenti sono stati effettuati all'interno dell'area di monitoraggio per un totale di 17 tursiopi, tutti individui adulti.

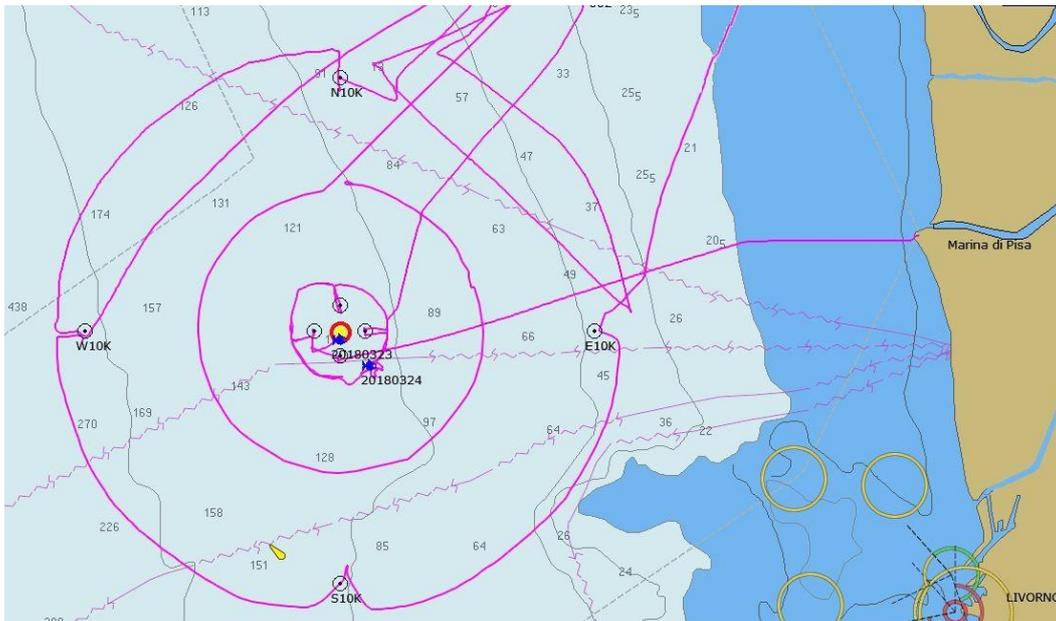


Figura 74 - Rotte effettuate per il monitoraggio visivo, acustico e bioacustico condotto in inverno 2018.

### 4.3 INDAGINI GENERALI

#### 4.3.1 Misura del rumore

In questo paragrafo sono riportati i risultati delle misure di rumore acustico subacqueo effettuate nei punti più vicini (a 100 metri di distanza dal Terminale) alla profondità di 55 metri, con rappresentazione della funzione di densità spettrale di potenza (PSDf) basata sul calcolo della FFT (linea blu) e analisi in terzi d'ottava sovrapposta (linea rossa).

Sono inoltre riportati i risultati a 1.000 e 10.000 metri per la direttrice Ovest (quella di maggior interesse per la presente campagna).

Le quattro figure seguenti (Figura 75, Figura 76, Figura 77, Figura 78) riportano i livelli PDSf misurati rispettivamente alle stazioni Nord, Est, Sud e Ovest. In tutti i casi, i livelli sono attorno ai 90-100 dB re 1uPa<sup>2</sup>/Hz per frequenze sotto ai 300 Hz e scendono fino ai 40-50 dB re 1uPa<sup>2</sup>/Hz alle alte frequenze. Sono presenti righe spettrali che rappresentano interferenze elettromagnetiche derivanti da strumentazioni dell'imbarcazione di supporto. Esse non sono significative per l'analisi acustica. Un picco attorno agli 85 Hz si rileva in ogni stazione ed il livello più alto è stato osservato a E100 (~ 120 dB).

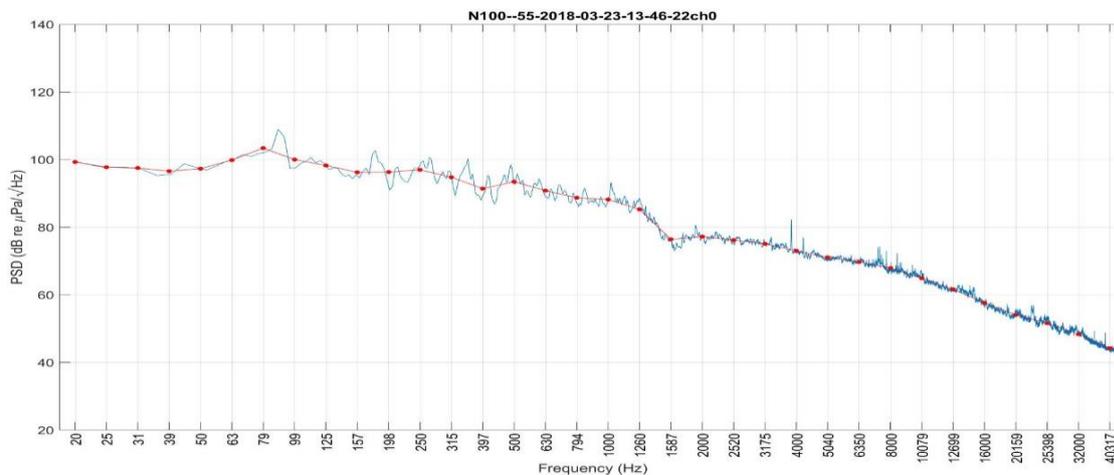


Figura 75 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto N100 a 55 m di profondità.

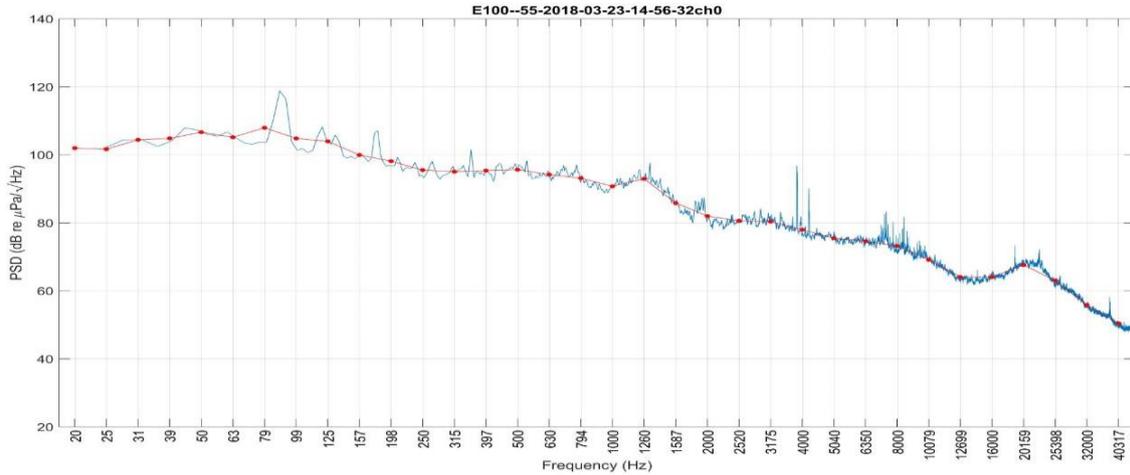


Figura 76 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto E100 a 55 m di profondità.

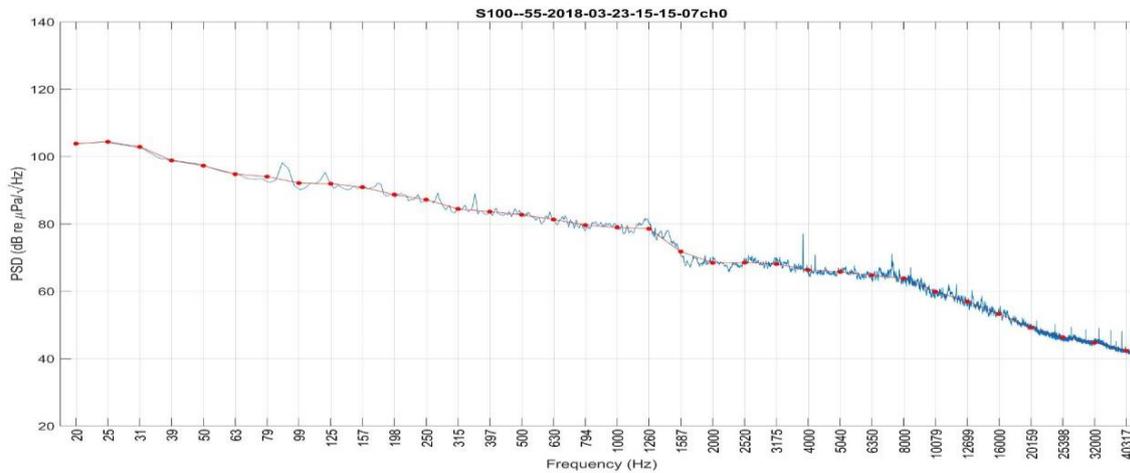


Figura 77 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto S100 a 55 m di profondità.

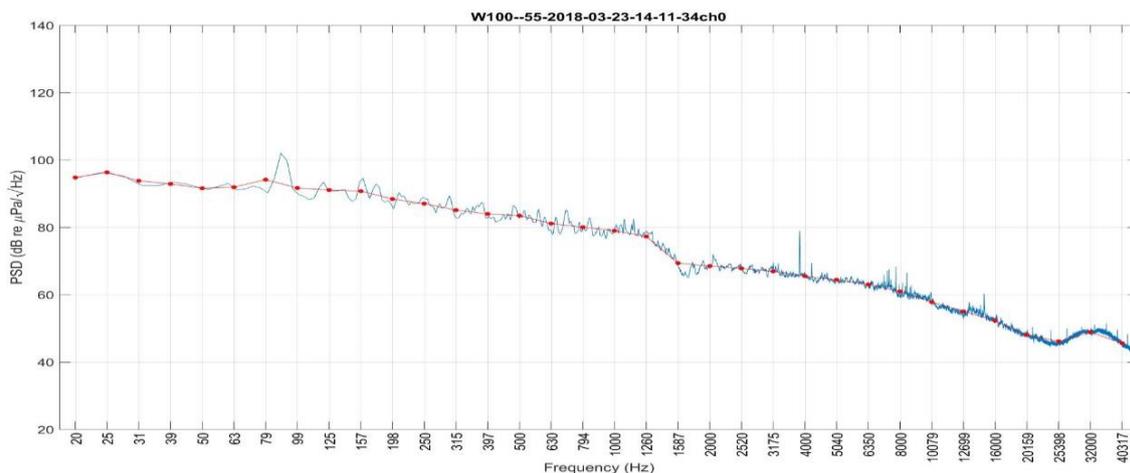
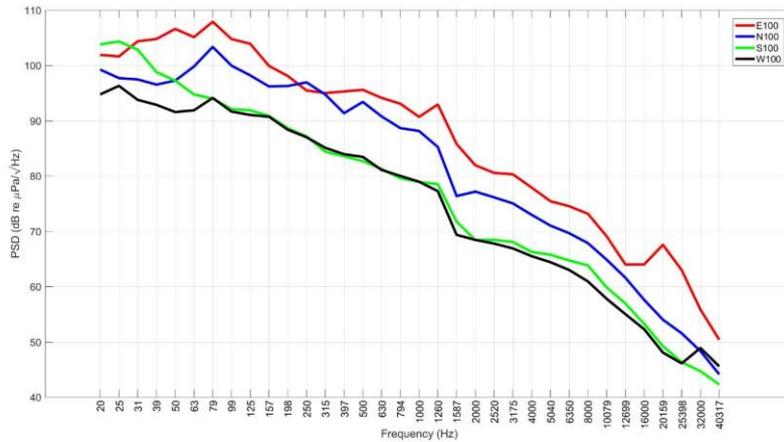


Figura 78 - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto W100 a 55 m di profondità.

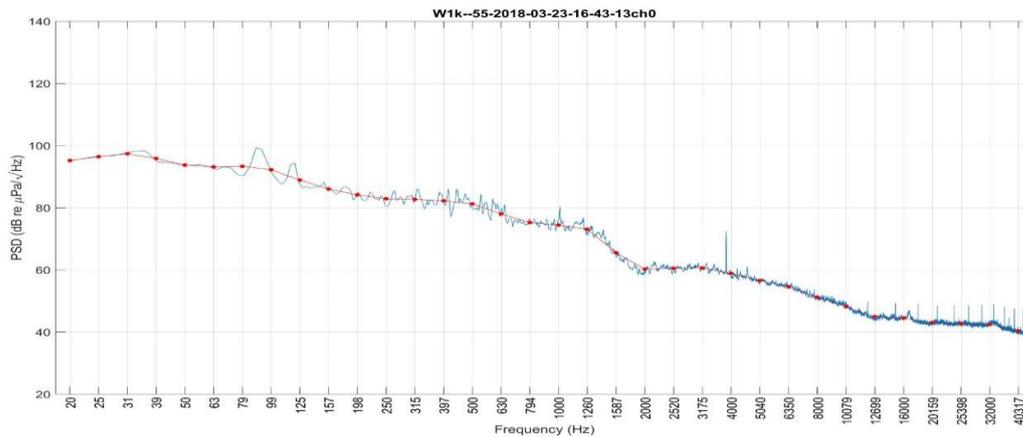
Nella **Figura 79** è rappresentato il confronto dei livelli in terzi d'ottava misurati a 100 metri per le quattro stazioni di riferimento. La stazione a Est presenta livelli più alti su tutto lo spettro di frequenza. Le stazioni Nord, Est e Ovest presentano un picco di livelli centrato a 79 Hz di frequenza. Tali picchi sono generati dai picchi a ~85 Hz precedentemente discussi.

Le seguenti figure (**Figura 80**, **Figura 81**) riportano i livelli PDSf misurati alla distanza rispettivamente di 1.000 e 10.000 metri dal Terminale

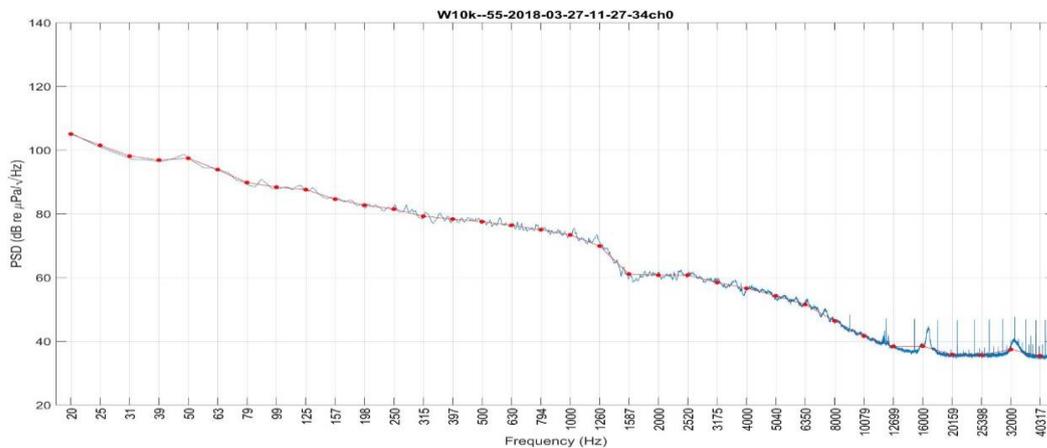
in direzione ovest. Nella **Figura 80** i livelli sono attorno ai 90-100 dB re 1 $\mu$ Pa<sup>2</sup>/Hz a frequenze bassissime (20 - 90 Hz) e scendono fino ai 40-50 dB re 1 $\mu$ Pa<sup>2</sup>/Hz alle alte frequenze. I picchi attorno agli 85 Hz presenti a 100 metri di range sono ancora presenti. Anche qui si evidenziano righe spettrali che rappresentano interferenze elettromagnetiche derivanti da strumentazioni dell'imbarcazione di supporto. Esse non sono significative per l'analisi acustica. A 10 km dal Terminale i livelli a frequenze bassissime (< 50 Hz) sono tra i 90-100 dB re 1 $\mu$ Pa<sup>2</sup>/Hz) e scendono fino ai 40-50 dB re 1 $\mu$ Pa<sup>2</sup>/Hz alle alte frequenze



**Figura 79** - Confronto dei livelli in terzi d'ottava misurati a distanza di 100 m a 55m di profondità, nelle quattro direzioni cardinali.

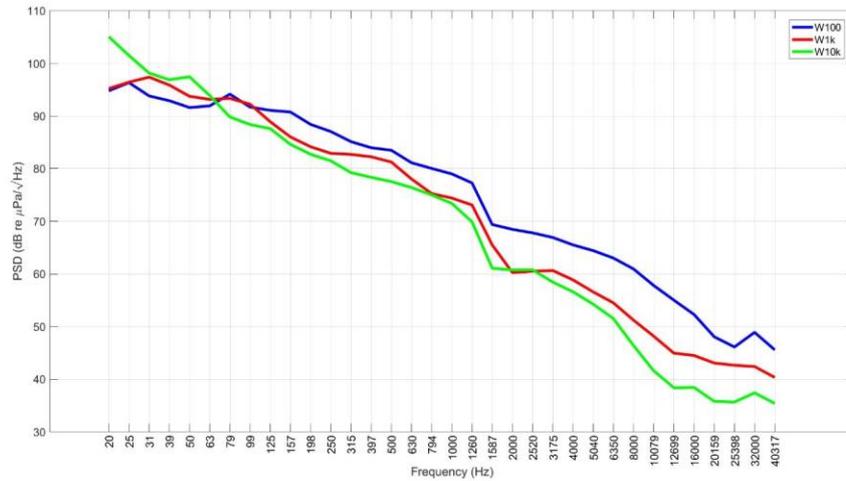


**Figura 80** - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto W1K a 55m di profondità.



**Figura 81** - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto W10K a 55m di profondità.

Nella **Figura 82** sono riportati i valori PDSf in terzi d'ottava lungo la direzione Ovest a diverse distanze dal Terminale (100 m, 1km, 10 km). Al di sotto dei 50 Hz i livelli sono generalmente attribuibili a rumore ambientale. Al di sopra dei 100 Hz i livelli decrescono in funzione della distanza.

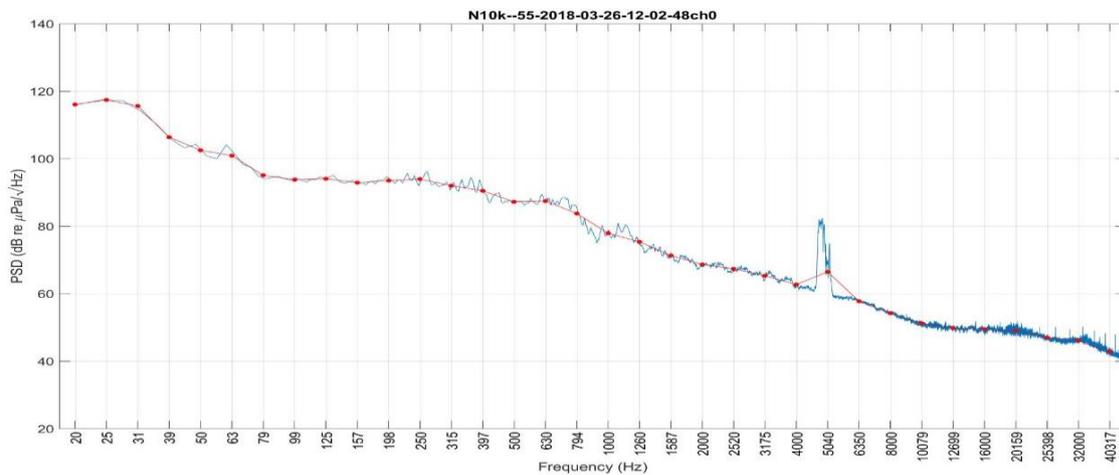


**Figura 82** - Confronto dei livelli in terzi d'ottava misurati a 55m di profondità lungo la direzione Ovest a diverse distanze dal Terminale.

### Verifica simulazione

Dai confronti tra le campagne ed i dati del Bianco si rileva la maggiore variabilità intorno a 10-12 kHz. Pertanto, prenderemo a riferimento la frequenza di 12 kHz per il modello della sorgente a cui vengono calcolati i risultati di Transmission Loss (TL). Tale frequenza viene utilizzata anche per uniformità con le precedenti relazioni, ed è comunque rappresentativa di tutto l'insieme di frequenze che mostrano una correlazione con la distanza.

Alla stazione Nord (**Figura 83**) a 10 km dal Terminale è presente un picco attorno a 5000 Hz. Tale picco è dovuto alla presenza di chirp sounds durante le registrazioni. Tali suoni possono essere dovuti alla presenza di una sorgente sonar nella zona. Il picco a 5000 Hz è ben visibile anche nel confronto dei livelli in terzi d'ottava misurati a 10 km per le quattro stazioni di riferimento. In generale i livelli sono più alti a Nord ed Est (**Figura 84**).



**Figura 83** - PSDf del rumore acustico subacqueo misurato nel punto N10K a 55m di profondità. Visibile un picco attorno ai 5000Hz probabilmente dovuto ad una sorgente sonar.

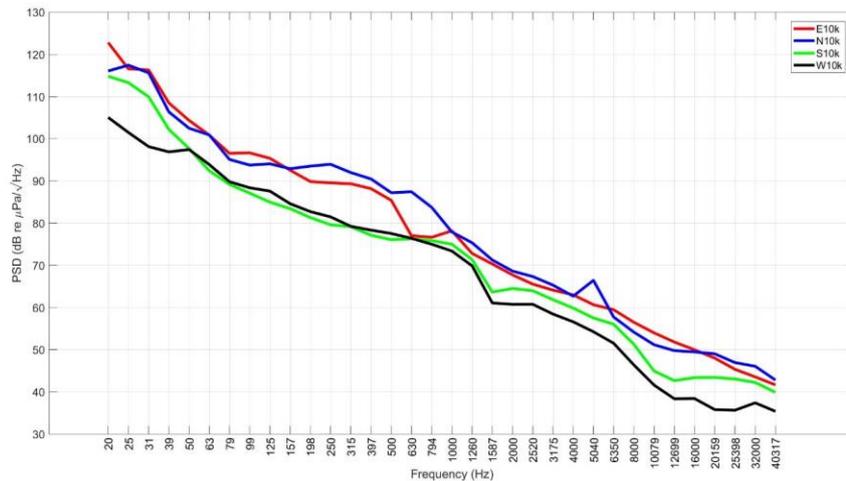


Figura 84 - Confronto dei livelli in terzi d'ottava misurati a distanza di 10 km a 55m di profondità.

### Parametri oceanografici

I profili misurati durante questa campagna sono riportati in Figura 85. In generale la velocità del suono diminuisce con la profondità per effetto della diminuzione della temperatura delle acque. Le stazioni S100, E100 e W10K non presentano un termoclino.

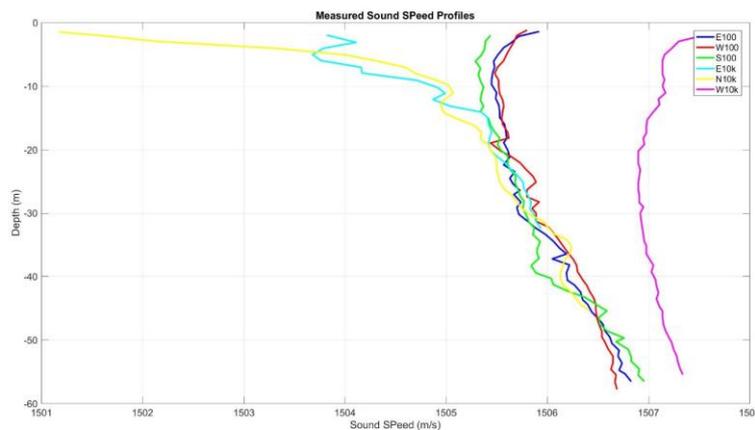


Figura 85 - Profili di velocità del suono misurati con CTD a differenti stazioni durante la campagna I18.

### Selezione di simulazioni significative e confronto con i dati reali

Sulla base delle considerazioni sui dati reali e delle assunzioni formulate per i parametri di input al modello di propagazione acustica ed utilizzando le misure di profilo di velocità del suono ottenute dalla sonda multi-parametrica CTD, applichiamo lo strumento di simulazione della propagazione del suono Bellhop a 12 kHz di frequenza emesse da una sorgente isotropica sul piano orizzontale e con irradiazione  $\pm 80^\circ$  su piano verticale posta a 15 metri di profondità (Figura 86). I risultati ottenuti alla frequenza di 12 kHz possono essere considerati validi per tutta la banda di interesse 7-20 kHz con piccole variazioni.

Il profilo di velocità del suono misurato sperimentalmente determina nel modello una propagazione del rumore abbastanza uniforme in funzione della profondità. Ciò è principalmente dovuto alla mancanza di un termoclino. Oltre i 5000 metri di distanza l'attenuazione del suono modellata è di circa 60 dB.

La caduta di livello del rumore predetta dal modello tra le stazioni N100 e N1K a 55 metri di profondità è di circa 12 dB. Nel confronto con i livelli misurati fra le stazioni N100 e N1K a 12kHz abbiamo una differenza di quasi circa 7 dB. La non ottimale rispondenza del modello ai dati sperimentali è dovuta al fatto che le misure nelle due stazioni non sono contemporanee, oltre che alle assunzioni del modello. La caduta di livello predetta dal modello a 100 metri dalla sorgente e a 55 metri di profondità per una frequenza di 12kHz, è di circa 36 dB. Considerando quindi il valore misurato sperimentalmente in N100 di circa 63 dB è possibile stimare un Source Level della sorgente (Terminale) di circa 99 dB re uPa @ 1m. Tale valore rimane al di sotto delle soglie di sicurezza per i cetacei. Tali soglie indicano un valore di 110-120 dB per livelli di rumore che possano causare le prime risposte comportamentali.

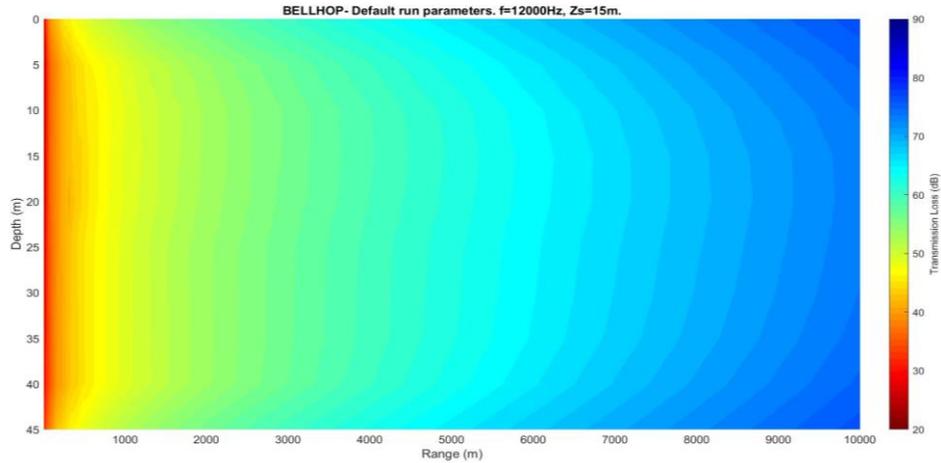


Figura 86 - Simulazione della Transmission Loss TL alla frequenza di 12 kHz

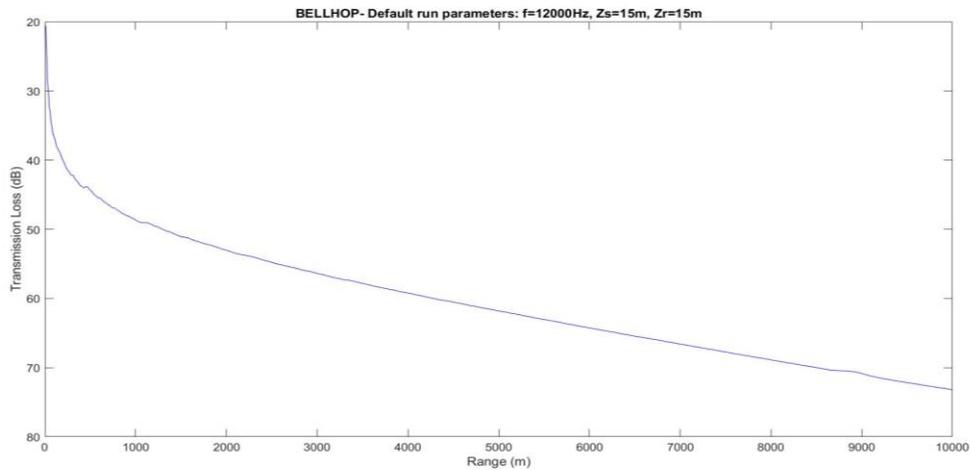


Figura 87 - Trasmission Loss prevista dal modello in funzione della distanza alla profondità di 55m

#### 4.3.2 Bioacustica

Durante la campagna inverno 2018 sono state effettuate registrazioni delle vocalizzazioni di tursiopi (Figura 88). In questa sezione riportiamo uno spettrogramma dei dati registrati.

Si tratta di sequenze di click (biosonar) a larga banda e di vocalizzazioni (fischi). Gli spettrogrammi rappresentano il metodo più efficace per distinguere le veloci sequenze di click e verificare la loro natura a larga banda. Per entrambe le specie i clicks coprono tutta la banda dello spettro (oltre 96kHz), mentre i fischi dei Tursiopi si attestano tra i 5 e i 15 kHz.

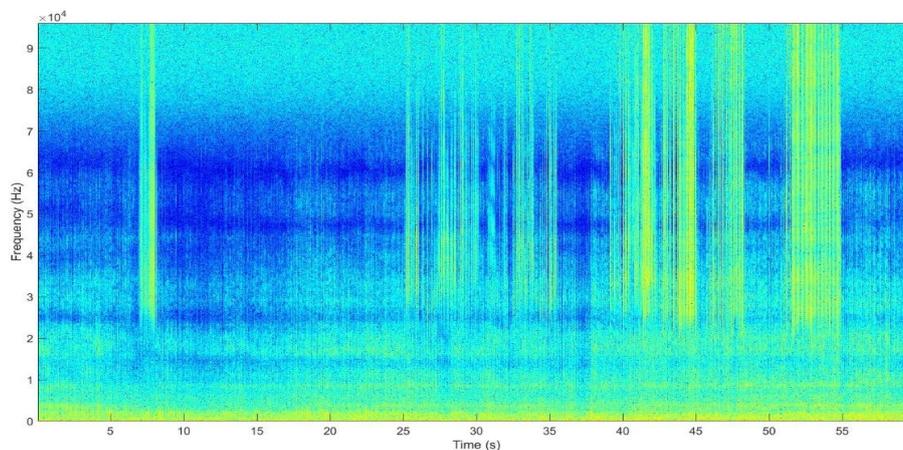


Figura 88 – Click di ecolocazione di tursiopi registrati durante gli avvistamenti condotti nell'inverno 2018.

**VOLUME II**

- 5 **RISULTATI SURVEY PRIMAVERA 2018**
  - 5.1 COLONNA D'ACQUA
    - 5.1.1 Profili idrologici
    - 5.1.2 Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche
    - 5.1.3 Plancton
      - 5.1.3.1 Fitoplancton
      - 5.1.3.2 Zooplancton
  - 5.2 BIOTA
    - 5.2.1 Macrozoobenthos
    - 5.2.2 Bioaccumulo
    - 5.2.3 Biomarkers
    - 5.2.4 Cetacei e tartarughe marine
  - 5.3 INDAGINI GENERALI
    - 5.3.1 Misura del rumore
    - 5.3.2 Bioacustica
- 6 **RISULTATI SURVEY ESTATE 2018**
  - 6.1 COLONNA D'ACQUA
    - 6.1.1 Profili idrologici
    - 6.1.2 Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche
    - 6.1.3 Saggi eco tossicologici su campioni di acqua
    - 6.1.4 Plancton
      - 6.1.4.1 Fitoplancton
      - 6.1.4.2 Zooplancton
  - 6.2 SEDIMENTI
    - 6.2.1 Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche
    - 6.2.2 Saggi eco tossicologici su campioni di sedimento
  - 6.3 BIOTA
    - 6.3.1 Macrozoobenthos
    - 6.3.2 Meiobenthos
    - 6.3.3 Bioaccumulo
    - 6.3.4 Biomarkers
    - 6.3.5 Fauna ittica bentonectionica
    - 6.3.6 Fauna ittica pelagica
    - 6.3.7 Cetacei e tartarughe marine
  - 6.4 INDAGINI GENERALI
    - 6.4.1 Misura del rumore
    - 6.4.2 Bioacustica
- 7 **CONFRONTO INTERSTAGIONALE E CON LA CAMPAGNA DI BIANCO**
  - 7.1 COLONNA D'ACQUA
    - 7.1.1 Profili idrologici
    - 7.1.2 Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche
    - 7.1.3 Saggi eco tossicologici su campioni di acqua
    - 7.1.4 Plancton
      - 7.1.4.1 Fitoplancton
      - 7.1.4.2 Zooplancton
  - 7.2 SEDIMENTI
    - 7.2.1 Caratteristiche fisiche, chimiche e microbiologiche
    - 7.2.2 Saggi eco tossicologici su campioni di sedimento
  - 7.3 BIOTA
    - 7.3.1 Macrozoobenthos
    - 7.3.2 Meiobenthos
    - 7.3.3 Bioaccumulo
    - 7.3.4 Biomarkers
    - 7.3.5 Fauna ittica bentonectionica
    - 7.3.6 Fauna ittica pelagica
    - 7.3.7 Cetacei e tartarughe marine
  - 7.4 INDAGINI GENERALI
    - 7.4.1 Misura del rumore
    - 7.4.2 Bioacustica
- 8 **CONCLUSIONI**